



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL
DE PERNAMBUCO**

PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO



**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO
EM FITOPATOLOGIA**

Dissertação de Mestrado

**NEMATOIDES EM ÁREAS PRODUTORAS DE BATATA-DOCE NO RIO
GRANDE DO NORTE: ESTRUTURA DA NEMATOFAUNA E
IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES DE *Meloidogyne***

Liany Regina Bezerra de Oliveira Silva

Recife-PE

2024

Liany Regina Bezerra de Oliveira Silva

**NEMATOIDES EM ÁREAS PRODUTORAS DE BATATA-DOCE NO RIO GRANDE
DO NORTE: ESTRUTURA DA NEMATOFAUNA E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES
DE *Meloidogyne***

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação
em Fitopatologia da Universidade Federal Rural de
Pernambuco, como parte dos requisitos para a obtenção
do título de Mestre em Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO:

Orientadora: Elvira Maria Regis Pedrosa

Co-orientadora: Rosana Blawid

RECIFE-PE

JULHO-2024

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Sistema Integrado de Bibliotecas da UFRPE
Bibliotecário(a): Suely Manzi – CRB-4 809

S586n Silva, Liany Regina Bezerra de Oliveira.
Nematoides em áreas produtoras de batata-doce
no Rio Grande do Norte : estrutura da nematofauna
e identificação de espécies de Meloidogyne / Liany
Regina Bezerra de Oliveira Silva. – Recife, 2024.
66 f.; il.

Orientador(a): Elvira Maria Regis Pedrosa.
Co-orientador(a): Rosana Blawid.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal
Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação
em Fitopatologia, Recife, BR-PE, 2025.

Inclui referências.

1. Parasitos. 2. Nematoides. 3. Fitopatologia. 4.
Indicadores ambientais 5. Batata-doce - Doenças e
pragas. I. Pedrosa, Elvira Maria Regis, orient. II.
Blawid, Rosana, coorient. III. Título

CDD 632

NEMATOIDES E ÁREAS PRODUTORAS DE BATATA-DOCE NO RIO GRANDE DO NORTE: ESTRUTURA DA NEMATOFAUNA E IDENTIFICAÇÃO DE ESPÉCIES DE

Meloidogyne

Liany Regina Bezerra de Oliveira Silva

Dissertação Defendida e Aprovada pela Banca Examinadora em 31/07/2024

ORIENTADORA:

Profa. Dra. Elvira Maria Regis Pedrosa

EXAMINADORES:

Profa. Dra. Thaís Ribeiro Santiago

Dra. Juliane Vanessa Carneiro de Lima da Silva

RECIFE-PE

JULHO-2024

“O essencial é invisível aos olhos”.

(Antoine de Saint-Exupéry)

A mim mesma e a todos que me apoiaram e tiveram paciência comigo.

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente ao meu pai eterno **Deus**, sou grata por sua misericórdia na minha vida. A pós-graduação não é fácil, obrigada Deus por eu ter chegado até aqui.

A minha mãe Maria, que gosta de ser chamada pelo apelido “Lila” e a Junior por todo apoio e compreensão.

A minha orientadora Prof^a. Dr^a. Elvira Maria Régis Pedrosa, pela orientação e toda contribuição para a minha formação, por toda a compreensão, paciência e todas as conversas. Obrigada, professora. Sou eternamente grata.

A Prof^a. Dr^a. Lilian Guimarães, por toda ajuda, compartilhamento de conhecimentos, todas as conversas e todos os conselhos. A Prof^a Dr^a Rosana Blawid pela co-orientação.

A banca examinadora, por todo conhecimento compartilhado e disponibilidade.

A Universidade Federal Rural de Pernambuco e ao Programa de Pós-graduação em Fitopatologia (PPGF), pela oportunidade de cursar o mestrado. Ao corpo docente do PPGF por todo conhecimento compartilhado.

Ao Conselho Nacional de desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq pela concessão da bolsa de estudo.

Aos produtores de batata-doce do município de Touros, RN. Agradeço ao Prof. Dr. Hailson Ferreira e aos agrônomos Álvaro, Sheyla e Pablo, por toda assistência que recebi durante a realização das minhas coletas.

Aos meus companheiros de laboratório Abraão, Aline, Felipe e aos demais integrantes do laboratório de Fitonematologia que me ajudaram durante as etapas práticas do meu projeto, especialmente o estagiário Gabriel Paulo. Agradeço a Mariana, por toda ajuda, principalmente na parte de identificação e taxonomia. Agradeço a Ivis, pela ajuda com a estatística. Aos funcionários Maurício e seu Luiz.

As minhas amigas Bárbara, Gabriela, Jéssica, Paloma e Renata, que sempre se mostraram dispostas a me ouvir e aconselhar. Agradeço também aos meus queridos amigos Paulo e Aleksandra.

Agradeço a todos que auxiliaram para a realização desse trabalho. Meu muito obrigada.

SUMÁRIO

RESUMO GERAL	7
GENERAL ABSTRACT.....	8
CAPÍTULO I	9
Introdução Geral	9
REVISÃO DE LITERATURA.....	10
1. A cultura da batata-doce.....	10
1.1. Características gerais da cultura da batata-doce	10
1.2. Importância e utilização da batata-doce	12
2. Nematofauna	13
2.1. Nematoides como bioindicadores da qualidade do solo.....	13
2.2. Índices ecológicos de nematoides.....	15
3. Fitonematoides da batata-doce.....	18
3.1. Gênero <i>Meloidogyne</i>	18
3.2. Gênero <i>Rotylenchulus</i>	21
4. Identificação de fitonematoides.....	22
REFERÊNCIAS	25
CAPÍTULO II.....	30
Estrutura e composição da comunidade de nematoides em diferentes áreas de cultivo de batata-doce no Rio Grande do Norte	30
Resumo	31
Abstract.....	31
Introdução	32
Material e Métodos	34
Resultados	39
Discussão	51
Conclusão.....	60
Referências.....	60
CAPÍTULO III	65
CONCLUSÕES GERAIS.....	66

RESUMO GERAL

Com ampla distribuição mundial, a batata-doce é cultivada em regiões de clima tropical, subtropical e temperado. No Brasil, 41,5% da produção está concentrada no Nordeste. Apesar da cultura ser altamente adaptável e de simples cultivo, o rendimento pode ser afetado por fatores limitantes como pragas e doenças. Entre as doenças, as causadas por nematoides, especialmente *Meloidogyne* spp., destacam-se pela dificuldade de manejo, representando um grande desafio para os produtores. Os objetivos do trabalho foram caracterizar a nematofauna do solo de áreas produtoras de batata-doce no município de Touros, RN; avaliar as relações entre as comunidades de nematoides e identificar a(s) espécie(s) de *Meloidogyne* ocorrentes. O estudo foi realizado em 12 áreas produtoras e o solo coletado em dois tipos de amostragem: 1) amostragem em malha, em três áreas, 2) amostras compostas, em nove áreas. Os nematoides extraídos do solo foram identificados e quantificados. Os dados foram submetidos à análise no software *Nematode Indicator Joint Analysis* (NINJA), análise de escalonamento multidimensional (nMDS) e análise da porcentagem de similaridade (SIMPER). A identificação das espécies de *Meloidogyne* foi realizada por caracterização morfológica e bioquímica. Os nematoides parasitos de plantas foram dominantes na maioria das áreas, com maior abundância dos gêneros *Rotylenchulus* e *Meloidogyne*. A nematofauna das áreas caracterizou-se pela dominância de nematoides c-p 1, c-p 2, p-p 2 e p-p 3 e das guildas Ba₁ e H₃. A cadeia alimentar das áreas variou de condição perturbada à estruturada, com baixos índices de maturidade, em geral. A estrutura e composição das comunidades de nematoides variou entre as áreas estudadas, com dissimilaridades acima de 50%, mas *M. incognita* foi a única espécie de *Meloidogyne* detectada parasitando a batata-doce.

Palavras-chave: dissimilaridade, diversidade de nematoides, estrutura trófica, índices ecológicos, *Ipomoea batatas*.

GENERAL ABSTRACT

With wide worldwide distribution, sweet potatoes are cultivated in regions with tropical, subtropical and temperate climates. In Brazil, 41.5% of production is concentrated in the Northeast. Highly adaptable and simple crop, sweet potatoes yield can be affected by limiting factors such as pests and diseases. The diseases caused by nematodes, especially *Meloidogyne* spp., are one of the major problems due to management, delineating a challenge for producers. The objectives of the work were to characterize the nematode soil community of sweet potato producing areas in the municipality of Touros, RN; evaluate relationships among the nematode communities and identify occurring *Meloidogyne* species(s). The study was carried out in 12 producing areas with two types of soil sampling: 1) mesh sampling, in three areas, 2) composite samples, in nine areas. Nematodes were identified and quantified. Data were analyzed using the *Nematode INdicator Joint Analysis* (NINJA) software, multidimensional scaling analysis (nMDS) and similarity percentage analysis (SIMPER). *Meloidogyne* species identification was carried out by morphological and biochemical characterization. Plant parasitic nematodes were dominant in most areas, with higher abundance of *Rotylenchulus* e *Meloidogyne*. Nematode community characterized by c-p 1, c-p 2, p-p 2 and p-p 3 nematodes, and Ba₁ e H₃ guilds. Trophic chain in areas changed from perturbed to structured, with low maturity indexes, in general. Nematode community structure and composition varied among areas, with dissimilarity higher than 50%, but *M. incognita* was the only *Meloidogyne* species detected parasitizing sweet potato.

Keywords: dissimilarity, nematode diversity, trophic structure, ecological indices, *Ipomoea potatoes*

CAPÍTULO I

Introdução Geral

REVISÃO DE LITERATURA

1. A cultura da batata-doce

1.1. Características gerais da cultura da batata-doce

A espécie *Ipomoea batatas* (L.) Lam. conhecida popularmente como batata-doce ou batata-da-terra é uma dicotiledônea pertencente à família Convolvulaceae, e, dentre as mais de 1.000 espécies desta família, é a que apresenta maior importância econômica (Castro *et al.*, 2009; Senanayake *et al.*, 2013). Possivelmente originária das Américas Central e do Sul, foi amplamente cultivada e disseminada quando os europeus chegaram ao continente americano (Castro *et al.*, 2009; Soares; Melo; Matias, 2002). Com ampla distribuição mundial, atualmente é encontrada e cultivada em regiões tropicais, subtropicais e temperadas (Castro *et al.*, 2009).

O Brasil é considerado o centro secundário de diversidade da cultura da batata-doce devido à grande variabilidade genética encontrada para a espécie. A variabilidade encontrada em batata-doce deve-se à característica hexaploide, dentre as espécies da família Convolvulaceae, é a única que apresenta tal caráter, onde $2n = 6x = 90$ (Cardoso *et al.*, 2005; Miguel, 2017). Esse caráter confere a planta de batata-doce alta variabilidade fenotípica e genotípica, conferindo também alta capacidade de adaptação em várias regiões com diferentes condições edafoclimáticas (Mantovani *et al.*, 2013).

Plantas de batata-doce possuem o caule herbáceo com hábito prostrado, cujo tamanho, pilosidade e coloração são variáveis. As folhas apresentam variações em sua forma e coloração, com pecíolo curto ou longo; as flores são hermafroditas com coloração lilás ou arroxeadas, contudo a fecundação é cruzada devido a autoincompatibilidade esporofítica. Os frutos são do tipo cápsula deiscente e podem conter de duas a quatro sementes com aproximadamente 6 mm de diâmetro cuja coloração varia de castanho-claro a negra. Desde a fertilização da flor até a deiscência do fruto passam-se aproximadamente seis semanas (Cavalcante *et al.*, 2009; Ritschel *et al.*, 1999; Silva; Lopes; Magalhães, 2008).

O sistema radicular é composto por dois tipos de raízes: a) raiz absorvente e, b) raiz tuberosa ou de reserva. As raízes absorventes são responsáveis pela absorção de água e nutrientes presentes no solo, sendo abundantes e com alta ramificação, formam-se a partir dos nós e entrenós do meristema cambial (Huamán, 1992; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). As raízes de reserva ou tuberosa são a principal parte de interesse comercial da batata-doce, pois além da acumulação de nutrientes apresentam importância econômica, são formadas desde o

início do desenvolvimento da planta sendo facilmente distinguíveis das raízes absorventes em razão da maior espessura, sendo a epiderme constituída por uma pele fina, casca e polpa (Silva; Lopes; Magalhães, 2008).

As raízes de reserva apresentam variação na morfologia, podendo ser redondas, fusiformes ou alongadas. A epiderme pode ser lisa ou rugosa e essas alterações ocorrem devido aos fatores genéticos e condições do solo. Desse modo, recomenda-se o cultivo de batata-doce em solos predominantemente arenosos (Ritschel *et al.*, 1999; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). A coloração da pele, casca e polpa é variável, podendo ser roxa, salmão, amarela, creme ou branca. A coloração roxa dá-se devido à deposição de antocianina e a coloração amarela-alaranjada devido à concentração de betacaroteno (Silva; Lopes; Magalhães, 2008). A predominância dessas características varia de acordo com a região de cultivo e preferência do mercado consumidor (Feltran; Fabri, 2010; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). Quando atinge a maturidade, uma planta de batata-doce pode produzir mais de uma raiz tuberosa, variando com a quantidade de nós enraizados, podendo uma planta ter de quatro a sete raízes tuberosas (Senanayake *et al.*, 2013).

No Brasil encontra-se grande diversidade de cultivares de batata-doce com alta variabilidade genética, diferenciando-se principalmente pela coloração da casca, polpa e formato. Dessa forma, a disposição das cultivares está intimamente relacionada ao local, região de cultivo, finalidade da produção e mercado consumidor (Montes; Pantano, 2013). A escolha da cultivar a ser plantada também depende da adaptação às condições edafoclimáticas da região, como também, resistência a pragas e doenças (Silva; Lopes; Magalhães, 2008). As variedades mais comercializadas no Brasil são as que têm a cor da polpa mais clara, variando de branca a creme, sendo as cultivares Leucorhiza, Porphyrorhiza e Xantorhiza as mais cultivadas, com tubérculos na coloração branca, vermelha e amarela, respectivamente (Melo *et al.*, 2011; Soares; Melo; Matias, 2002).

O ciclo da batata-doce é curto, com duração média de quatro a cinco meses, cultivada como planta anual, embora seja perene (Senanayake *et al.*, 2013). A propagação da batata-doce é realizada predominantemente de forma assexuada, realizada através das ramas-semente, raízes, estacas ou mudas, destacando-se as ramas e raízes como mais utilizadas (Cavalcante *et al.*, 2009; Kroth; Daniels; Pierobom, 2004). As ramas-semente e estacas são obtidas a partir da segmentação das partes mais novas do caule e, as mudas, a partir de viveiros, de preferência certificados. A desvantagem da propagação através das raízes tuberosas é a disseminação de pragas e doenças (Brune; Silva; Freitas, 2005).

O ponto de colheita varia conforme a finalidade da produção. Para consumo humano, o ponto de colheita é determinado pelo tamanho ou peso das raízes, sendo o aceito pelo mercado quando a raiz tem aproximadamente 300g. Geralmente, a colheita ocorre entre 90 e 150 dias após o plantio, variando conforme a época, a cultivar e a demanda do mercado (Montes; Pantano, 2013; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). Quando destinada para consumo animal ou industrial, a colheita é realizada um pouco mais tarde (Montes; Pantano, 2013; Silva; Lopes; Magalhães, 2008).

1.2. Importância e utilização da batata-doce

A batata-doce é uma cultura rústica e altamente adaptável, cultivada em todo território brasileiro, destacando-se por apresentar cultivo simples, tolerância à seca e baixo custo de produção (Rukundo *et al.*, 2013; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). É de grande importância social, contribuindo para a provisão de alimentos nas áreas mais carentes do mundo, sendo vista como uma cultura de subsistência e de grande importância para populações com baixa renda (Castro; Oliveira, 2007; Montes; Pantano, 2013; Nóbrega, 2011). No Brasil, a cultura é bastante difundida, cultivada principalmente por produtores de pequeno porte e com pouco ou nenhum uso de tecnologia (Souza, 2000).

Segundo dados da Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO, 2021), a batata-doce é cultivada em 115 países, sendo o continente asiático responsável por 61,5% da produção mundial. A China é o principal país produtor, com aproximadamente 49 milhões toneladas, responsável por 53,8% da produção mundial. O Brasil ocupa a 15ª posição, com a produção de aproximadamente 825 mil toneladas, o equivalente a 0,93% da produção mundial. No Brasil, o cultivo é realizado em todas as regiões, principalmente nas regiões Nordeste, Sul e Sudeste. De acordo com o Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), no ano de 2021, os estados Rio Grande do Sul, São Paulo e Ceará foram os que obtiveram maior produção com 170, 152 e 104 mil toneladas, respectivamente.

É uma cultura cuja demanda por fertilizantes é baixa, o que reduz custos no quesito de fertilidade do solo. Apresenta desenvolvimento satisfatório em solos pobres e degradados, mesmo quando as condições não são favoráveis, sendo capaz de produzir volume considerável de raízes em um ciclo relativamente curto e a baixo custo (Silva; Lopes; Magalhães, 2008).

A importância social da cultura no Brasil está relacionada ao teor de vitaminas, proteínas, carboidratos, fibras, açúcares solúveis e por ser um alimento altamente energético

(Silva; Lopes; Magalhães, 2008; Xu *et al.*, 2015). O tubérculo é o principal produto comercial (Silva; Lopes; Magalhães, 2008). O teor nutricional contido na batata-doce apresenta potencial para atuar na redução de algumas doenças humanas, podendo ser utilizada para a redução de diabetes e doenças cardíacas devido à presença de fibras dietéticas na composição (Vimala; Nambisan; Hariprakash, 2011). A cultura também é utilizada como fonte alimentar e nutricional em países em desenvolvimento, cujas populações apresentam graves problemas nutricionais (Feltran; Fabri, 2010; Moulin *et al.*, 2012).

Apesar de destinada principalmente para o consumo humano e animal, a batata-doce também é utilizada como matéria-prima em diversos seguimentos da indústria e na produção de etanol e seus derivados (Castro; Rocha; Abrantes, 2008; Silveira, 2008). Tratando-se da alimentação animal, as ramas de batata-doce são utilizadas como forragem verde ou silagem (Kalkmann, 2011). Desse modo, autores afirmam que a partir de uma planta de batata-doce é possível a obtenção de dois tipos de alimentos úteis, a parte aérea e as raízes tuberosas (Feltran; Fabri, 2010; Fonseca *et al.*, 2008; Moulin *et al.*, 2012).

A despeito do alto potencial produtivo da cultura, é comum encontrar no Brasil produtividades baixas, em decorrência do uso de materiais genéticos defasados e com alta suscetibilidade a pragas e doenças (Kroth; Daniels; Pierobom, 2004). No entanto, a importância da cultura no nordeste brasileiro deve-se à alta demanda energética e fonte de nutrientes, além de disponibilidade em períodos de estiagem prolongada quando há inviabilidade ou limitação de outros alimentos (Silva; Lopes; Magalhães, 2008).

2. Nematofauna

2.1. Nematoides como bioindicadores da qualidade do solo

Com mais de 35 mil espécies descritas, os nematoides são vermes cilíndricos, geralmente com corpo filiforme, e, apresentam hábito alimentar variado. São organismos abundantes e diversos, com ampla distribuição, alta capacidade de adaptação, e, ocupam os mais diversos ambientes (De Ley; Baxter, 2004; Van Den Hoogen *et al.*, 2019; Yeates; Boag, 2003). Na natureza podem ser encontrados indivíduos de vida livre e que parasitam plantas ou animais (Agrios, 2005).

Estudos mostram que a abundância e riqueza de gêneros de nematoides são maiores em ambientes de florestas naturais e menores em ambientes cuja intervenção humana é mais

intensa, como, por exemplo, áreas de cultivo agrícola (Song *et al.*, 2017). À vista disso, a diversidade desses organismos, encontrada nos diferentes ecossistemas, está associada aos processos de degradação ambiental, uso do solo, atividades agrícolas e fatores edafoclimáticos (Gutiérrez *et al.*, 2016).

As populações de nematoides podem ser afetadas por mudanças na temperatura e umidade. Dentre os fatores relacionados ao solo, os que influenciam diretamente a dinâmica populacional são: porosidade, estrutura, temperatura e composição (Martínez Gallardo *et al.*, 2015).

Em virtude da diversidade trófica, diferentes estratégias de vida, ciclo de vida curto, e sensibilidade às alterações da cobertura vegetal e ao manejo, as comunidades de nematoides são consideradas fortes candidatas a serem utilizadas como bioindicadoras da qualidade do solo (Cordeiro *et al.*, 2004; Mattos, 2002). A estrutura das comunidades de nematoides possibilita informações relevantes quanto à qualidade e função dos solos (Bongers; Ferris, 1999). Devido às adaptações aos mais diversos ecossistemas, as comunidades de nematoides apresentam papel importante na decomposição de matéria orgânica, ciclagem de nutrientes, degradação de tóxicos e regulação biológica de patógenos de plantas, demonstrando íntima relação com o funcionamento do solo (Bongers; Ferris, 1999; Ferris; Venette; Scow, 2004).

Os nematoides são classificados em oito grupos tróficos, distinguindo-se pelo hábito alimentar, e com base nas estruturas que compõem o sistema digestivo. Os cinco grupos mais importantes são: bacteriófagos, micófagos, onívoros, parasitos de plantas (ou fitoparasitas) e predadores (Yeates *et al.*, 1993). Nematoides bacteriófagos alimentam-se de bactérias e qualquer outra fonte de procariotos habitantes do solo; nematoides micófagos alimentam-se de estruturas fúngicas; nematoides onívoros são os que apresentam diferentes tipos de alimentação, alimentando-se de bactérias, procariotos, estruturas fúngicas, plantas, outros nematoides e invertebrados; nematoides parasitos de plantas são herbívoros que se alimentam de plantas vasculares; e, nematoides predadores alimentam-se de outros nematoides, protozoários e de invertebrados habitantes do solo (Neher; Campbell, 1994; Yeates *et al.*, 1993). Com exceção dos nematoides parasitos de plantas, esses grupos são considerados nematoides de vida livre.

A partir da abundância e riqueza das populações de nematoides de vida livre presentes no solo, pode-se mensurar índices ecológicos; baseados na composição populacional e nos níveis de perturbação no solo (Tomazini; Ferraz; Monteiro, 2008). Devido à alta sensibilidade aos

distúrbios ambientais, esses nematoides são utilizados como ótimos bioindicadores da qualidade do solo (Yeates, 2003).

2.2. Índices ecológicos de nematoides

A partir da estrutura das comunidades de nematoides habitantes do solo é possível a quantificação de índices ecológicos. Bongers (1990) categorizou os nematoides linearmente em uma escala colonizadores-persistentes (c-p), variando de 1 a 5. De modo que essa escala relaciona a colonização dos nematoides e sua estratégia de vida com base nas condições ambientais.

Os indivíduos colonizadores (c-p 1) são encontrados com maior dominância nas amostras, apresentam grande diversidade de habitats, ciclo de vida curto, alta capacidade de colonização, alta produção de ovos pequenos, tolerância a perturbações e aumentam rapidamente em números baixos em condições favoráveis. Os indivíduos persistentes (c-p 5) são encontrados com menor dominância nas amostras, vivem em habitats com grande estabilidade, possuem ciclo de vida longo, baixa capacidade de colonização, produção de ovos grandes e são sensíveis as perturbações (Bongers, 1990).

De modo geral, a escala c-p 1 enquadra os nematoides que respondem bem ao meio enriquecido e formam larvas 'dauer' com redução metabólica; a escala c-p 2 enquadra os nematoides que toleram condições adversas (oportunistas gerais); e as escalas c-p3, c-p 4 e c-p 5 enquadram os nematoides que são mais sensíveis às perturbações do meio ambiente (Bongers, 1990; Ferris; Matute, 2003). A escala c-p é utilizada para nematoides de vida livre.

Para os nematoides parasitos de plantas é usada a escala p-p. Esta é baseada na escala c-p e é utilizada para que a interpretação dos grupos de nematoides parasitas de plantas seja realizada adequadamente, uma vez que, são parasitas obrigatórios e suas estratégias adaptativas dependem, em sua maioria, da planta hospedeira (Bongers, 1990; Yeates *et al.*, 1993). Valores da escala p-p elevados sugerem que as plantas hospedeiras são vigorosas; valores da escala p-p baixos indicam fraco crescimento do hospedeiro devido aos baixos valores nas categorias c-p (Bongers, 1990; Yeates *et al.*, 1993).

O índice de maturidade (IM), baseado na escala c-p, consiste na capacidade de colonização dos nematoides de vida livre no ambiente em que estão inseridos. O valor do IM fornece informações sobre o estado ou condição de um ecossistema de acordo com a comunidade de

nematoides presentes na área de estudo. Quanto menor o valor do IM, maior é a perturbação e/ou enriquecimento do ambiente, quanto maior o valor do IM, mais estável é o ambiente (Bongers, 1990).

Para os nematoides parasitas de planta têm-se o índice de maturidade 2-5 (IM₂₋₅). O IM₂₋₅ mensura o impacto dos contaminantes nas condições agrícolas. Nesse índice, exclui-se a abundância de nematoides do nível c-p 1, considerando-se apenas os nematoides com valores de c-p entre 2 e 5, pelo fato de serem mais estáveis ao longo do tempo e por fornecerem informações relevantes sobre as condições ambientais de longo prazo (Bongers; Korthals, 1995; Bongers *et al.*, 1995). A avaliação dos nematoides parasitas de planta se dá através do índice de parasitos de plantas (IPP). Esse índice é inversamente proporcional ao IM e, em condições de enriquecimento, o IPP é maior (Ferris; Bongers; Goede, 2001).

O IM é calculado pela frequência média ponderada da escala c-p para toda a nematofauna, variando de 1 (ecossistemas com altos níveis de distúrbios) a 4 (ecossistemas ecologicamente estáveis) (Bongers, 1990; Bongers; Ferris, 1999). O IM, o IM₂₋₅ e o IPP são calculados pela mesma fórmula.

$$IM = \sum_{i=1}^n v(i) * f(i)$$

Onde:

v(i): valor c-p do táxon;

f(i): frequência do táxon na amostra

Outra avaliação utilizada é a partir da caracterização das guildas funcionais, que integra os valores da escala c-p e o grupo trófico dos nematoides (Bongers; Bongers, 1998; Ferris; Bongers; Goede, 2001). Uma guilda funcional é definida como um conjunto de espécies com atributos biológicos e respostas semelhantes às condições ambientais, combinando o grupo trófico dos nematoides e seu valor na escala c-p, o que permite o estudo prático da dinâmica da comunidade (Ferris; Bongers; Goede, 2001; Johnson, 2000). As guildas funcionais são representadas pelos níveis tróficos e o valor da escala c-p, sendo: Ba_x, Mi_x, Pr_x e On_x, respectivamente, bacteriófagos, micófagos, predadores e onívoros (Bongers; Bongers, 1998; Ferris; Bongers, 2009).

A avaliação da nematofauna como bioindicadora da qualidade do solo é realizada a partir da estrutura da análise faunística (*faunal analysis*), proposta por Ferris, Bongers e Goede (2001). As cadeias alimentares do solo foram classificadas qualitativamente em três guildas indicadoras: basal, estruturada e enriquecida (Figura 1). Na guilda basal são encontradas baixas populações de nematoides adaptados às condições de estresse e que apresentam tolerância à poluição. Na guilda estruturada os recursos são mais abundantes, com maior interação trófica e menor perturbação e poluição, de forma que o grau de estrutura das comunidades aumenta ao longo do tempo. Na guilda enriquecida a predominância dos nematoides é dinâmica, sofrendo variações ao longo do tempo, devido a fatores como grupo trófico e condições ambientais predominantes (Bongers, 1990, 1999; Ferris; Bongers; Goede, 2001; Ferris; Matute, 2003).

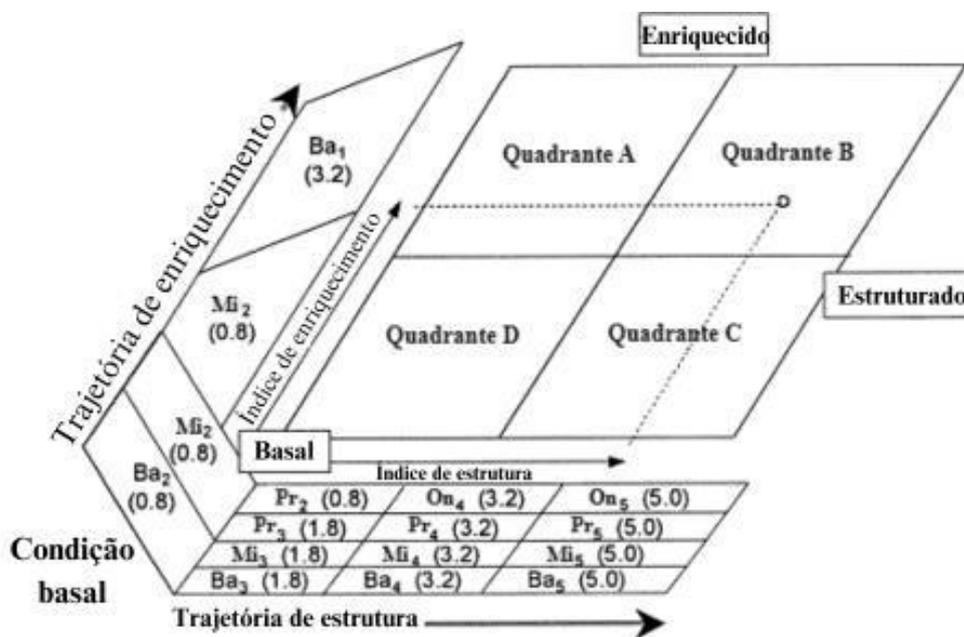


Figura 1. Representação gráfica da análise faunística proposta por Ferris, Bongers e De Goede (2001). Guildas funcionais (Ba, Mi, Pr e On) e guildas indicadoras (basal, enriquecida e estruturada) de nematoides com base no grupo trófico e escala c-p. [Adaptado de Ferris; Bongers; Goede (2001)].

A partir da cadeia alimentar do solo é possível a avaliação dos indicadores do solo por meio de índices: índice basal, índice de estrutura, índice de enriquecimento e índice de canal (Figura 1) (Bongers; Ferris, 1999; Ferris; Bongers; Goede, 2001).

O índice basal (IB) indica a presença dos nematoides basais, resistentes a perturbações, encontrados nas fases iniciais da sucessão ecológica. O índice de estrutura (IS) é um indicador de sensibilidade a perturbações, indica a complexidade da cadeia alimentar e a capacidade de

suprimir espécies invasoras e espécies de pragas (Ferris; Bongers; Goede, 2001; Ferris; Matute, 2003).

O índice de enriquecimento (IE) é baseado na resposta dos nematoides de vida livre ao aumento da alimentação, com aumento da abundância de suas populações e maior atividade dos nematoides detritívoros primários. E o índice de canal (IC) indica a trajetória predominante de decomposição de matéria orgânica presente no ecossistema de estudo, levando em consideração a presença das guildas funcionais de bacteriófagos e micófitos. A presença desses grupos de nematoides está relacionada ao fornecimento e esgotamento de recursos orgânicos nos sistemas agrícolas e a relação C:N. Se a relação C:N for baixa, a matéria orgânica será decomposta mais rapidamente pelo canal das bactérias, se a relação C:N for alta, a matéria orgânica será decomposta mais lentamente pelo canal fúngico (Ferris; Bongers; Goede, 2001; Ferris; Matute, 2003). A partir dos dados das guildas funcionais, guildas indicadores e índices indicadores é possível a avaliação da estrutura da nematofauna no solo e a sua relação com o ambiente em que está inserida.

3. Fitonematoides da batata-doce

Uma gama de espécies de nematoides estão associadas à cultura da batata-doce, no entanto, apenas alguns gêneros fitoparasitas causam implicações econômicas (Scurrah; Niere; Bridge, 2005). Dentre os gêneros de fitonematoides pode-se destacar: *Meloidogyne* Goeldi (nematóide-das-galhas), *Pratylenchus* Graham (nematóide das lesões radiculares), *Ditylenchus* Filipjev (nematóide dos caules e bulbos), e a espécie *Rotylenchulus reniformes* Linford & Oliveira (nematóide reniforme). As espécies pertencentes ao gênero *Meloidogyne* são as mais importantes, frequentemente relatadas e as responsáveis pelos maiores danos à cultura (Pinheiro *et al.*, 2011). Espécies deste gênero podem limitar a produção e comercialização da batata-doce, devido aos danos diretos e indiretos que ocasionam (Freitas *et al.*, 2001).

3.1. Gênero *Meloidogyne*

Espécies do gênero *Meloidogyne* pertencem ao reino Animalia, filo Nematoda, classe Chromadorea, ordem Rhabditida e família Meloidogynidae (Ferraz; Brown, 2016). Esses fitonematoides exercem grande influência do ponto de vista econômico, por atuarem como um fator limitante para a produtividade agrícola mundial (Correa *et al.*, 2003). As perdas reduzem

a produção e afetam a qualidade dos frutos produzidos, podendo atingir até 100%, quando o nível de infestação no início do plantio é alto. No entanto, na maioria dos casos, pequenas populações de *Meloidogyne* spp. são capazes de ocasionar perdas relevantes na produção e, mesmo que a população não alcance o nível de dano, o agricultor tem despesas financeiras para controlar a população com aplicação de defensivos agrícolas ou outras técnicas de manejo (Nóbrega, 2011).

O principal sintoma visível causado por nematoides do gênero *Meloidogyne* é a formação de galhas nas raízes. Sintomas secundários que podem ser visualizados são a formação de reboleiras e alterações fenotípicas nas plantas como redução do crescimento e amarelecimento nas folhas (Sen; Aydinli, 2021). Segundo Pinheiro *et al.* (2011), as galhas observadas em plantas de batata-doce são menores quando comparadas às galhas de outras hospedeiras, com diâmetro variando de 1 a 2 mm. O tamanho varia conforme a cultivar e sua suscetibilidade, embora, em muitos casos, não sejam perceptíveis a olho nu.

Com ampla distribuição mundial, o nematoide-das-galhas tem mais de 100 espécies descritas, apresenta alto índice de reprodução e agressividade (Moens; Perry; Starr, 2009; Moura, 2016). Segundo dados da rede internacional *Global Biodiversity Information Facility* (2023) os países que apresentam maior ocorrência desses fitonematoides são África do Sul, Estados Unidos e China.

O ciclo de vida do nematoide-das-galhas tem duração média de três a seis semanas variando conforme a espécie do fitonematoide, a planta hospedeira e as condições ambientais (Castagnone-Sereno *et al.*, 2013). O ciclo apresenta a fase de ovo, quatro fases juvenis (J₁, J₂, J₃ e J₄) e a fase adulta que diferencia machos e fêmeas. Há dimorfismo sexual. As fêmeas são redondas e sedentárias e os machos vermiformes e móveis (Gheysen; Mitchum, 2008). A fase infectante é a J₂, sendo a de maior preocupação para a agricultura (Davis; Hussey; Baum, 2004).

Desde que as condições ambientais se apresentam favoráveis, principalmente umidade e temperatura, indivíduos J₂ eclodem dos ovos e iniciam o parasitismo, principalmente na zona de alongamento da raiz. Sem causar danos evidentes inicialmente, migram intercelularmente até alcançarem o cilindro vascular (Kaloshian; Teixeira, 2019), onde estabelecem seu local de alimentação e se tornam sedentários (Gheysen; Mitchum, 2008).

O sucesso para o desenvolvimento completo e reprodução do nematoide-das-galhas está associado ao estabelecimento de sítios de alimentação, com a formação das células gigantes dentro das raízes (Kaloshian; Teixeira, 2019). As células gigantes são células da raiz que são

transformadas em células com estrutura aumentada, hipertrofiada e multinucleada devido às secreções dos nematoides que foram injetadas nas raízes por meio do estilete, a fim de suprirem suas necessidades alimentícias e nutricionais (Davis; Hussey; Baum, 2004).

Quando estabelecida em seu sítio de alimentação, a fêmea madura deposita os ovos (em média 400 – 100 ovos) em uma massa com matriz gelatinosa, que tem função de nutrir e proteger os ovos. A embriogênese dentro dos ovos resulta no desenvolvimento dos juvenis de primeiro estágio (J₁) e estes se desenvolvem em juvenis de segundo estágio (J₂) que dão continuidade ao ciclo ao penetrarem nas raízes através de um gradiente de concentração de exsudados radiculares (Agrios, 2005). Com o estabelecimento do sítio de alimentação, os J₂ aumentam de tamanho e passam por ecdises consecutivas que correspondem aos juvenis de terceiro e quarto estágio (J₃ e J₄). Após a quarta ecdise, os juvenis tornam-se adultos se diferenciando em machos ou fêmeas (Elling, 2013).

A reprodução pode ser sexuada do tipo anfimítica ou assexuada por partenogênese, podendo esta ser facultativa ou obrigatória. Exemplo de espécies que se reproduzem por anfimixia são *M. carolinensis* Eisenback e *M. spartinae* (Rau & Fassuliotis) Whitehead, e de espécies que se reproduzem por partenogênese *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *M. hapla* Chitwood (Moens; Perry; Starr, 2009). A diversidade genética de *Meloidogyne* se deve à capacidade que essas espécies têm em se adaptar e se alimentar de uma grande diversidade de plantas hospedeiras (Kaloshian; Teixeira, 2019).

Dentre as espécies do gênero *Meloidogyne* que infectam plantas de batata-doce no mundo, destacam-se *M. incognita*, *M. javanica* (Treub) Chitwood, *M. arenaria* (Neal) Chitwood e *M. hapla*. Dentre essas, as que ocorrem com maior frequência em plantios no Brasil são as duas primeiras (Charchar; Ritschel, 2004). Por apresentarem alta taxa de desenvolvimento e reprodução, espécies desses fitonematoides ocasionam danos severos à cultura quando a cultivar de batata-doce é uma boa hospedeira para o desenvolvimento do fitonematoide, cujas populações se acumulam, em sua maioria, nas raízes absorventes (Moens; Perry; Starr, 2009; Pinheiro *et al.*, 2011).

Os danos ocasionados em batata-doce por *Meloidogyne* spp. são indiretos (Pinheiro *et al.*, 2011). Essas espécies não afetam diretamente a parte comercial que é a raiz tuberosa. No entanto, por se desenvolverem principalmente nas raízes absorventes, comprometem a absorção de água e nutrientes, o que ocasiona a redução do vigor, comprometendo a produtividade. Em alguns casos, quando a infecção é elevada, ocorre a morte da planta (Charchar; Ritschel, 2004;

Pinheiro *et al.*, 2011). O parasitismo também ocorre na raiz tuberosa. No entanto, é maior quando as cultivares apresentam alta suscetibilidade ao fitonematoide. Nesse caso, os danos se apresentam como rachaduras longitudinais e deformações na túbera (Charchar; Ritschel, 2004).

Para reduzir os problemas que os agricultores vêm enfrentando com infestações de *Meloidogyne* spp., o manejo integrado é o mais eficiente. A utilização de cultivares resistentes associada a outras técnicas de manejo é a alternativa mais ecológica, eficiente e econômica de controle (Nóbrega, 2011). Outras práticas que podem ser empregadas, associadas ou não ao uso de cultivares resistentes, são a rotação de culturas, a utilização de plantas não hospedeiras e/ou de plantas antagônicas, a obtenção de mudas saudáveis e a eliminação de restos culturais (Pinheiro *et al.*, 2011; Silva; Lopes; Magalhães, 2008). Atualmente não há produtos nematicidas registrados para a cultura da batata-doce. Desse modo, o uso indevido pode ocasionar riscos à saúde do produtor, consumidor e para a cultura (Freitas *et al.*, 2001; Kalkmann, 2011).

3.2. Gênero *Rotylenchulus*

Espécies do gênero *Rotylenchulus* Linford & Oliveira, 1940, pertencem ao reino Animalia, filo Nematoda, classe Chromadorea, ordem Rhabditida e subfamília Rotylenchulinae (Lopes *et al.*, 2016).

As espécies do gênero *Rotylenchulus* têm sido relatadas associadas a plantios de batata-doce em regiões tropicais e subtropicais, especialmente o nematoide reniforme, *Rotylenchulus reniformis* (Niere; Karuri, 2018). A ocorrência do nematoide já foi registrada em cultivos de batata-doce na Uganda, Nova Guiné e no Japão (Coyne *et al.*, 2003; Hartemink *et al.*, 2000; Nakae; Yoshiga, 2021). São nematoides polívoros, com ampla distribuição global, conhecidos por atacar cultivos comerciais de grande importância econômica, como o algodoeiro (*Gossypium arboreum* L. e *G. hirsutum* L.) e a soja (*Glycine max* (L.) Merr.) (Asmus, 2004; Leandro; Asmus, 2015).

Uma característica singular desse nematoide é a forma infectante: ao contrário da maioria dos nematoides parasitos de plantas, que iniciam com os juvenis de segundo estágio (J₂), a forma infectiva de *Rotylenchulus* sp. é a fêmea imatura com corpo filiforme e móvel, até o momento de estabelecer o local fixo de alimentação (Ferraz; Brown, 2016).

Na planta hospedeira, as fêmeas penetram parcialmente nas raízes e, ao estabelecerem o sítio de alimentação, tornam-se sedentárias. A região anterior do corpo fica imersa no interior

da raiz, enquanto a região posterior se projeta para fora, caracterizando-as como semi-endoparasitas (Ferraz; Brown, 2016). Quando maduras sexualmente, as fêmeas assumem uma morfologia corporal em forma de rim (Lopes *et al.*, 2016). Os machos, que não se alimentam, desempenham apenas função reprodutiva, pois a reprodução do gênero é anfimítica. Uma fêmea pode ser fertilizada por mais de um macho. A massa de ovos fica localizada na porção posterior da fêmea, exposta na superfície externa da raiz e protegida por uma substância gelatinosa. O ciclo de vida completo tem a duração entre 18 e 29 dias (Pinheiro *et al.*, 2011).

Estudos conduzidos por Soares *et al.* (2003) e Soares, Santos e Ferraudo (2004), com base em isolados de *Rotylenchulus* encontrados e identificados no Brasil, registraram presença apenas da espécie *R. reniformis*. Segundo os autores, apesar das variações existentes na morfologia em diferentes regiões do país, a única espécie do gênero com ocorrência relatada é *R. reniformis*.

Os danos causados às raízes de batata-doce não são distintos e podem ser confundidos com sintomas provocados por outros nematoides ou com sintomas secundários. Afetam tanto as raízes absorventes quanto as de reserva, em qualquer fase de desenvolvimento da batata-doce (Niere; Karuri, 2018). Um dos danos mais perceptíveis é o encurtamento das raízes, conhecido como “efeito de poda”, o que leva a uma redução no sistema radicular (Pinheiro *et al.*, 2011). Nas túberas, os nematoides causam necroses e rachaduras. Na parte aérea da planta, durante períodos mais secos, provocam murcha e amarelecimento das folhas. Uma maneira de detectar a presença do nematoide é observar massas de ovos na superfície das raízes de reserva, que adquirem uma coloração amarronzada devido à aderência de partículas do solo (Lopes *et al.*, 2016).

Os métodos de controle recomendados para *R. reniformis* incluem a utilização de cultivares resistentes, o tratamento dos tubérculos com água quente antes do plantio, rotação de culturas e utilização de defensivos agrícolas (Niere; Karuri, 2018; Pinheiro *et al.*, 2011).

4. Identificação de fitonematoides

Dentre os métodos de identificação, as técnicas clássicas a partir de características morfológicas de fêmeas, machos e J₂ são frequentemente as mais utilizadas para um diagnóstico inicial. Uma das metodologias baseada na morfologia é a técnica com base no padrão perineal das fêmeas (Campos; Villain, 2005; Eisenback; Hunt, 2009). No entanto, esse método não pode ser aplicado para todas as espécies, devido às falhas comuns que ocorrem na identificação por

causa das variações existentes nesse padrão, em que as diferenças entre espécies com regiões perineais semelhantes não são detectadas (Carneiro; Cofcewicz, 2008; Carneiro *et al.*, 2004). Mesmo para taxonomistas experientes, a identificação de *Meloidogyne* spp. é um desafio devido às variações morfológicas intra e interespecíficas (Carneiro; Almeida; Quénehervé, 2000).

Outras formas de identificação dão-se através de técnicas bioquímicas e moleculares. A identificação molecular é uma técnica que vem sendo adotada nas ciências agrárias ao longo dos anos pela vantagem de ser mais eficiente, rápida e precisa, e por não sofrer influência de fatores ambientais (Barcellos; Hungria, 2010; Faleiro, 2007; Goulão; Oliveira, 2001). Metodologias mais modernas para a identificação de *Meloidogyne* spp. vêm sendo utilizadas, como eletroforese de isoenzimas, técnicas de PCR (*Polymerase Chain Reaction*) e utilização de marcadores moleculares (Blok; Powers, 2009; Carneiro *et al.*, 2016; Eisenback; Hunt, 2009, Santos *et al.*, 2019).

A identificação por meio de isoenzimas, principalmente esterases e malato desidrogenase, é bastante relevante para a determinação de espécies de *Meloidogyne*. Essa técnica que não necessita de primers e permite a identificação das espécies com equipamentos de baixo custo, no entanto, só pode ser realizada com fêmeas adultas, não funcionando com indivíduos dos demais estádios de desenvolvimento (Elling, 2013). A confiabilidade da técnica da eletroforese é válida para a identificação de espécies de *Meloidogyne* que apresentam o perfil bioquímico bem estudado e definido (Carneiro; Almeida, 2001). A partir do perfil de esterase foi possível estabelecer fenótipos de espécies de *Meloidogyne*, como *M. incognita* e *M. javanica*, e a caracterização de espécies crípticas no Brasil, como *M. ethiopica* e *M. luci* (Carneiro *et al.*, 2003, 2014, 2016).

A PCR é uma técnica mais específica e utiliza-se de primers (sequências únicas de nucleotídeos de DNA), permitindo a diferenciação das espécies de forma mais útil e mais confiável (Carneiro *et al.*, 2004, 2016). Ao contrário da eletroforese, na PCR, pode-se utilizar indivíduos em diferentes estádios de desenvolvimento. No caso de *Meloidogyne*, a massa de ovos também pode ser utilizada para identificação (Carneiro *et al.*, 2016; Correa *et al.*, 2014; Randig *et al.*, 2002). A aplicação de marcadores moleculares com a técnica da PCR funciona como porta de entrada para estudos envolvendo a variabilidade intraespecífica de *Meloidogyne* spp. (Barros *et al.*, 2018; Santos *et al.*, 2019).

Os marcadores moleculares mais utilizados são SCAR (Sequence Characterized Amplified Regions), RAPD (Random Amplified Polymorphic DNA), ISSR (Inter-Simple

Sequence Repeats) e AFLP (Amplified fragment length polymorphism), podendo determinar a variabilidade intraespecífica existente entre os nematoides das galhas (Randig *et al.*, 2002; Correa *et al.*, 2014). O uso mais frequente de marcadores SCAR deve-se à sua maior reprodutibilidade, especificidade, rapidez e precisão. Esses marcadores já foram validados em diversos estudos envolvendo os nematoides-das-galhas e por isso são os mais utilizados para a identificação das principais espécies de *Meloidogyne* que parasitam as culturas tropicais de importância econômica (Carneiro *et al.*, 2016).

A taxonomia integrativa é um método que integra os diferentes tipos de identificação, como o uso de marcadores moleculares, as análises bioquímicas, características morfológicas e ecológicas. A utilização do conjunto dessas técnicas utilizadas para identificação de *Meloidogyne* spp. resulta em dados mais confiáveis para a tomada de decisão quanto ao manejo adequado (Dayrat, 2005).

REFERÊNCIAS

- AGRIOS, G. N. Plant diseases caused by nematodes. **Plant pathology**, p. 825-874, 2005.
- ASMUS, G. L. Ocorrência de nematóides fitoparasitos em algodoeiro no estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, v. 28, n. 1, p. 77-86, 2004.
- BARCELLOS, F. G.; HUNGRIA, M. Técnicas moleculares aplicadas ao estudo da diversidade e à identificação de bactérias e fungos de interesse agrícola. **Biotecnologia aplicada à agricultura (Figueiredo MVB, Burity HA, Oliveira JA, Santos CERS, et al., eds.)**. Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, 2010.
- BARROS, A. F.; CAMPOS, V. P.; SOUZA, L. N.; COSTA, S. S.; TERRA, W. C.; LESSA, J. H. Morphological, enzymatic and molecular characterization of root-knot nematodes parasitizing vegetable crops. **Horticultura Brasileira**, v. 36, p. 473-479, 2018.
- BLOK, V. C.; POWERS, T. O. Biochemical and molecular identification. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed.) **Root-knot nematodes**. Cambridge: CAB International. p. 98-118, 2009.
- BONGERS, T.; GOEDE, R. G. N.; KORTHALS, G. W.; YEATES, G. W. Proposed changes of cp classification for nematodes. **Russian Journal of Nematology**, v. 3, p. 61-62, 1995.
- BONGERS, T.; KORTHALS, G. The behaviour of MI and PPI under enriched conditions. **Nematologica**, v. 41, p. 286, 1995.
- BONGERS, T. The Maturity Index, the evolution of nematode life history traits, adaptive radiation and cp-scaling. **Plant and soil**, v. 212, p. 13-22, 1999.
- BONGERS, T. The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode species composition. **Oecologia**, v. 83, p. 14-19, 1990.
- BONGERS, T.; BONGERS, M. Functional diversity of nematodes. **Applied soil ecology**, v. 10, n. 3, p. 239-251, 1998.
- BONGERS, T.; FERRIS, H. Nematode community structure as a bioindicator in environmental monitoring. **Trends in Ecology & Evolution**, v. 14, n. 6, p. 224-228, 1999.
- BRUNE, S.; SILVA, J. B. C.; FREITAS, R. A. de. Novas técnicas de multiplicação de ramas de batata-doce. **Brasília: Embrapa Hortaliças**, 2005. 8 p.
- CAMPOS, V. P.; VILLAIN, L. Nematode parasites of coffee and cocoa. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**, Wallingford UK: CABI Publishing, p. 536-583, 2005.
- CARDOSO, A. D.; VIANA, A. E. S.; RAMOS, P. A. S.; MATSUMOTO, S. N.; AMARAL, C. L. F.; SEDIYAMA, T.; MORAIS, O. M. Avaliação de clones de batata-doce em Vitória da Conquista. **Horticultura Brasileira**, v. 23, p. 911-914, 2005.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; MONTEIRO, J. M. S.; SILVA, U. C.; GOMES, G. Gênero Meloidogyne: diagnose através de eletroforese de isoenzimas e marcadores SCAR. **Diagnose de fitonematoides**, v. 1, p. 48-70, 2016.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; COFCEWICZ, E. T. Taxonomy of coffee-parasitic root-knot nematodes, Meloidogyne spp. **Plant-parasitic nematodes of coffee**, p. 87-122, 2008.
- CARNEIRO, R. M. D. G., ALMEIDA, M. R.; QUÉNÉHERVÉ, P. Enzyme phenotypes of Meloidogyne spp. populations. **Nematology**, v. 2, n. 6, p. 645-654, 2000.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; TIGANO, M.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M. R.; SARAH, J. L. Identification and genetic diversity of Meloidogyne spp. (Tylenchida: Meloidogynidae) on coffee from Brazil, Central America and Hawaii. **Nematology**, v. 6, n. 2, p. 287-298, 2004.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides de galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 24, p. 35-44, 2001.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; CORREA, V. R.; ALMEIDA, M. R. A.; GOMES, A. C. M. M.; DEIMI, A. M.; CASTAGNONE-SERENO, P.; KARSSSEN, G. Meloidogyne luci n. sp. (Nematoda: Meloidogynidae), a root-knot nematode parasitising different crops in Brazil, Chile and Iran. **Nematology**, v. 16, n. 3, p. 289-301, 2014.

- CARNEIRO, R. M. D. G.; GOMES, C. B.; ALMEIDA, M. R. A.; GOMES, A. C. M.; MARTINS, I. Primeiro registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, em plantas de quivi no Brasil e reação em diferentes plantas cultivadas. **Nematologia Brasileira**, v. 27, n. 2, p. 151-158, 2003.
- CASTAGNONE-SERENO, P.; DANCHIN, E. G.; PERFUS-BARBECH, L.; ABAD, P. Diversity and evolution of root-knot nematodes, genus *Meloidogyne*: new insights from the genomic era. **Annual review of phytopathology**, v. 51, p. 203-220, 2013.
- CASTRO, L. A. S.; OLIVEIRA, R. P. Sistema de produção da batata-doce. **Pelotas: Embrapa Clima Temperado**, 2007.
- CASTRO, L. A. S.; TREPTOW, R. D. O.; CAMPOS, A. D.; CHOER, E.; THÜRMER, L. Acessos de batata-doce do banco ativo de germoplasma da Embrapa Clima Temperado recomendados para mesa e processamento industrial. **Pelotas: Embrapa Clima Temperado**, p. 26, documentos 289, 2009.
- CASTRO, L. A. S.; ROCHA, N.; ABRANTES, V. L. Avaliação Biológica de Viroses em Plantas Matrizes e Mudas de Batata-doce (*Ipomoea batatas*). **Pelotas: Embrapa Clima Temperado**, 2008. 12 p.
- CAVALCANTE, M.; FERREIRA, P. V.; PAIXÃO, S. L.; COSTA, J. G. D.; PEREIRA, R. G.; MADALENA, J. A. D. S. Potenciais produtivo e genético de clones de batata-doce. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 31, n. 3, p. 421-426, 2009.
- CHARCHAR, J. M.; RITSCHER, P. S. **Avaliação do banco de germoplasma de batatadoce da Embrapa Hortaliças para resistência a *Meloidogyne* spp.** Brasília: Embrapa Hortaliças, 2004.
- CORDEIRO, F. C.; DIAS, F. D. C.; MERLIM, A. D. O.; CORREIA, M. E. F.; AQUINO, A. D.; BROWN, G. Diversidade da macrofauna invertebrada do solo como indicadora da qualidade do solo em sistema de manejo orgânico de produção. **Rev Univ Rural Ser Ci Vida**, v. 24, p. 29-34, 2004.
- CORREA, A. M.; GONÇALVES, M. C.; DESTRO, D.; DE SOUZA, L. C. F.; SOBRINHO, T. A. Estimates of genetic parameters in common bean genotypes. **Crop Breeding and Applied Biotechnology**, v. 3, n. 3, 2003.
- CORREA, V. R.; MATTOS, V. S.; ALMEIDA, M. R. A.; SANTOS, M. F. A.; TIGANO, M. S.; CASTAGNONE-SERENO, P.; CARNEIRO, R. M. D. G. Genetic diversity of the root-knot nematode *Meloidogyne ethiopica* and development of a species-specific SCAR marker for its diagnosis. **Plant Pathology**, v. 63, n. 2, p. 476-483, 2014.
- COYNE, DANNY L.; TALWANA, HERBERT AL; MASLEN, N. R. Plant-parasitic nematodes associated with root and tuber crops in Uganda. **African Plant Protection**, v. 9, n. 2, p. 87-98, 2003.
- DAVIS, E. L.; HUSSEY, R. S.; BAUM, T. J. Getting to the roots of parasitism by nematodes. **Trends in parasitology**, v. 20, n. 3, p. 134-141, 2004.
- DAYRAT, B. Towards integrative taxonomy. **Biological journal of the Linnean society**, v. 85, n. 3, p. 407-417, 2005.
- DE LEY, P.; BLAXTER, M. L. A new system for Nematoda: combining morphological characters with molecular trees and translating clades into ranks and taxa. *In: Proceedings of the Fourth International Congress of Nematology, 8-13 June 2002, Tenerife, Spain.* Brill, 2004. p. 633-653.
- EISENBACK, J. D.; HUNT, D. J. General morphology *In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed.) Root-knot nematodes.* Wallingford UK: CAB International, 2009. p. 18-54.
- ELLING, A. A. Major emerging problems with minor *Meloidogyne* species. **Phytopathology**, v. 103, n. 11, p. 1092-1102, 2013.
- FALEIRO, F. G. **Marcadores genético-moleculares aplicados a programas de conservação e uso de recursos genéticos.** Planaltina: Embrapa Cerrados, 2007. 102 p.
- FAO, Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2021. Disponível em <<https://www.fao.org/faostat/en/#data/QCL>>. Acesso em 28 de Maio de 2024.
- FELTRAN, J. C.; FABRI, E. G. Batata-doce uma cultura versátil, porém sub-utilizada. **Nosso Alho**, n. 6, p. 28-31, 2010.
- FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. Nematologia de plantas: fundamentos e importância. **Manaus: Norma Editora**, v. 1, p. 251, 2016.

- FERRIS, H.; MATUTE, M. M. Structural and functional succession in the nematode fauna of a soil food web. **Applied Soil Ecology**, v. 23, n. 2, p. 93-110, 2003.
- FERRIS, H.; VENETTE, R. C.; SCOW, K. M. Soil management to enhance bacterivore and fungivore nematode populations and their nitrogen mineralisation function. **Applied Soil Ecology**, v. 25, n. 1, p. 19-35, 2004.
- FERRIS, H.; BONGERS, T. Indices developed specifically for analysis of nematode assemblages. *In: Nematodes as environmental indicators*. Wallingford UK: CABI, 2009. p. 124-145.
- FERRIS, H.; BONGERS, T.; GOEDE, R. G. M. A framework for soil food web diagnostics: extension of the nematode faunal analysis concept. **Applied soil ecology**, v. 18, n. 1, p. 13-29, 2001.
- FONSECA, M. J. O.; SOARES, A. G.; FREIRE JUNIOR, M.; ALMEIDA, D. L.; ASCHERI, J. L. R. Effect of extrusion-cooking in total carotenoids content in cream and orange flesh sweet potato cultivars. **Horticultura Brasileira**, v. 26, n. 1, p. 112-115, 2008.
- FREITAS, J. A.; SANTOS, G. C.; SOUZA, V. S.; AZEVEDO, S. M. de. Resistência de clones de batata-doce, *Ipomoea batatas* L., aos nematóides causadores de galhas. **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 23, p. 1257-1261, 2001.
- GBIF. Global Biodiversity Information Facility. *Meloidogyne Goeldi*, 1892 in GBIF Secretariat (2023). GBIF Backbone Taxonomy. Disponível em <<https://doi.org/10.15468/39omei>>. Acesso em 28 de maio de 2024.
- GHEYSEN, G.; MITCHUM, M. G. Molecular insights in the susceptible plant response to nematode infection. **Plant Cell Monographs**. 2008. DOI: doi.org/10.1007/7089_2008_35
- GOULÃO, L.; OLIVEIRA, C. M. Molecular characterisation of cultivars of apple (*Malus× domestica* Borkh.) using microsatellite (SSR and ISSR) markers. **Euphytica**, v. 122, n. 1, p. 81-89, 2001.
- GUTIÉRREZ, C.; FERNÁNDEZ, C.; ESCUER, M.; CAMPOS-HERRERA, R.; RODRÍGUEZ, M. E. B.; CARBONELL, G.; MARTÍN, J. A. R. Effect of soil properties, heavy metals and emerging contaminants in the soil nematodes diversity. **Environmental pollution**, v. 213, p. 184-194, 2016.
- HARTEMINK, A. E.; POLOMA, S.; MAINO, M.; POWELL, K. S.; EGENAE, J.; O'SULLIVAN, J. N. Yield decline of sweet potato in the humid lowlands of Papua New Guinea. **Agriculture, ecosystems & environment**, v. 79, n. 2-3, p. 259-269, 2000.
- HUAMÁN, Z. **Botánica sistemática y morfología de la planta de batata o camote**. International Potato Center, 1992.
- IBGE. **Produção Agrícola Municipal**, 2021. Disponível em <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/1612#resultado>>. Acesso em 28 de maio de 2024.
- JOHNSON, K. H. Trophic-dynamic considerations in relating species diversity to ecosystem resilience. **Biological Reviews**, v. 75, n. 3, p. 347-376, 2000.
- KALKMANN, D. C. Produtividade, qualidade de raiz, resistência aos insetos de solo e aos nematoides de galhas, e estimativas de parâmetros genéticos em clones de batata-doce cultivados no Distrito Federal. 2011. 144 p. Dissertação (Mestrado em Agronomia), Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária - FAV, Universidade de Brasília - UnB, Brasília, 2011.
- KALOSHIAN, I.; TEIXEIRA, M. Advances in Plant– Nematode Interactions with Emphasis on the Notorious Nematode Genus *Meloidogyne*. **Phytopathology**, v. 109, n. 12, p. 1988-1996, 2019.
- KROTH, L. L.; DANIELS, J.; PIEROBOM, C. R. Degenerescência da batata-doce no Rio Grande do Sul. **Current Agricultural Science and Technology**, v. 10, n. 1, 2004.
- LEANDRO, H. M.; ASMUS, G. L. Rotação e sucessão de culturas para o manejo do nematoide reniforme em área de produção de soja. **Ciência Rural**, v. 45, n. 06, p. 945-950, 2015.
- LOPES, C. M. L.; PIMENTEL, R. R.; CARES, J. E. Gênero *Rotylenchulus*. *In: LOPES, CML; PIMENTEL, R. R.; CARES, J. E. Gênero Rotylenchulus*. OLIVEIRA, CMG; SANTOS, MA; CASTRO, LHS. **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium, 2016. p. 163-180.

- MANTOVANI, E. C.; DELAZARI, F. T.; DIAS, L. E.; ASSIS, I. R.; VIEIRA, G. H. S.; LANDIM, F. M. Eficiência no uso da água de duas cultivares de batata-doce em resposta a diferentes lâminas de irrigação. **Horticultura Brasileira**, v. 31, p. 602-606, 2013.
- MARTÍNEZ GALLARDO, J. Á; VALDÉS, T. D.; RUVALCABA, L.P.; MOLAR, R. A.; TORRES, J. B. V.; FASIO, J. A.C. Nematodos fitoparásitos y su relación con factores edáficos de papaya en Colima, México. **Revista mexicana de ciencias agrícolas**, v. 6, n. 1, p. 251-257, 2015.
- MATTOS, J. K. A. Nematóides do solo como indicadores da interferência humana nos sistemas naturais: aspectos gerais e alguns resultados obtidos no Brasil. **Revisão anual de patologia de plantas**, v. 10, p. 373-390, 2002.
- MELO, O. D. D.; MALUF, W. R.; GONÇALVES, R. J. D. S.; GONÇALVES NETO, A. C.; GOMES, L. A. A.; CARVALHO, R. D. C. Screening vegetable crop species for resistance to *Meloidogyne enterolobii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 46, n. 8, p. 829-835, 2011.
- MIGUEL, L. C. V. Divergência genética em coleção didática de batata-doce por descritores morfológicos. 2017. 38 p. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia), Universidade Federal Rural do Semi-Árido - UFERSA, Mossoró, 2017.
- MOENS, M.; PERRY, R. N.; STARR, J. L. *Meloidogyne* species—a diverse group of novel and important plant parasites. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Ed.) **Root-knot nematodes**. Cambridge: CAB International. p. 1-13, 2009.
- MONTES, S. M. N. M.; PANTANO, A. P. Cultura da batata-doce: do plantio à comercialização. São Paulo, BR: **Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios (APTA)**. 80p, 2013.
- MOULIN, M. M.; RODRIGUES, R.; GONÇALVES, L. S. A.; SUDRÉ, C. P.; PEREIRA, M. G. A comparison of RAPD and ISSR markers reveals genetic diversity among sweet potato landraces (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.). **Acta Scientiarum. Agronomy**, v. 34, n. 2, p. 139- 147, 2012.
- MOURA, R. M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose parte III-Resenha histórica. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, v. 13, p. 93-144, 2016.
- NAKAE, K.; YOSHIGA, T. Distribution of *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida, Hoplolaimidae) reproductive types in Kyushu, Japan. **Applied entomology and zoology**, v. 56, p. 75-81, 2021.
- NEHER, D. A.; CAMPBELL, C. L. Nematode communities and microbial biomass in soils with annual and perennial crops. **Applied soil ecology**, v. 1, n. 1, p. 17-28, 1994.
- NIERE, B.; KARURI, H. W. Nematode parasites of potato and sweet potato. In: **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford UK: CAB International, 2018. p. 222-251.
- NÓBREGA, D. S. Reação de clones de batata-doce aos nematóides de galhas do gênero *Meloidogyne* sp. 2011. 48 p. Monografia (Bacharelado em Agronomia), Universidade de Brasília - UnB, Brasília, 2011.
- PINHEIRO, J. B.; RODRIGUES, C. S.; CARVALHO, A. D. F.; PEREIRA, R. B. Nematoides na cultura da batata-doce. **Embrapa hortaliças**. Brasília, Circular técnica 105, p. 9, 2011.
- RANDIG, O.; BONGIOVANNI, M.; CARNEIRO, R. M.; CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic diversity of root-knot nematodes from Brazil and development of SCAR markers specific for the coffee-damaging species. **Genome**, v. 45, n. 5, p. 862-870, 2002.
- RITSCHER, P. S.; HUAMÁN, Z.; LOPES, C. A.; MENÊZES, J. E.; TORRES, A. C. **Catálogo de germoplasma de batata-doce: Coleção mantida pela Embrapa Hortaliças**. Brasília: EMBRAPA – CNPH, 47 p, 1999.
- RUKUNDO, P.; SHIMELIS, H.; LAING, M.; GAHAKWA, D. Storage root formation, dry matter synthesis, accumulation and genetics in sweetpotato. **Australian Journal of Crop Science**, v. 7, n. 13, p. 2054-2061, 2013.
- SANTOS, M. F. A.; STEFANELO, D. R.; DA SILVA MATTOS, V.; BRAGHINI, M. T. SALGADO, S. M. L.; CARNEIRO, R. M. D. G. Primeiro relato de *Meloidogyne izalcoensis* em cafezal no estado de Minas Gerais e levantamento de *Meloidogyne* spp. em cafeeiros no triângulo mineiro. **X Simpósio de Pesquisa dos Cafés do Brasil**, 2019.
- SCURRAH, M. I.; NIERE, B.; BRIDGE, J. Nematode parasites of solanum and sweet potatoes. In: **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. Wallingford UK: CABI Publishing, p. 193-219, 2005.

- SEN, F.; AYDINLI, G. Host status of cultivated crops to *Meloidogyne luci*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 161, n. 3, p. 607-618, 2021.
- SENANAYAKE, S. A.; RANAWEERA, K. K. D. S.; GUNARATNE, A.; BAMUNUARACHCHI, A. Comparative analysis of nutritional quality of five different cultivars of sweet potatoes (*Ipomea batatas* (L) Lam) in Sri Lanka. **Food Science & Nutrition**, v. 1, n. 4, p. 284-291, 2013.
- SILVA, J. B. C.; LOPES, Ca. A.; MAGALHÃES, J. S. Batata-doce (*Ipomoea batatas*). **Embrapa Hortaliças**, v. 6, 2008.
- SILVEIRA, M. A. Batata-doce: uma nova alternativa para a produção de etanol. **Instituto Euvaldo Lodi. Álcool combustível. Brasília: IEL**, p. 109-122, 2008.
- SOARES, K. T.; MELO, A. S.; MATIAS, E. C. **A cultura da batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.)**. João Pessoa: EMEPA-PB, 2002.
- SOARES, P. L. M.; SANTOS, J. M.; LEHMAN, P. S. Estudo morfométrico comparativo de populações de *Rotylenchulus reniformis* (Nemata: Rotylenchulinae) do Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, p. 292-297, 2003.
- SOARES, P. L. M.; SANTOS, J. M.; FERRAUDO, A. S. Estudo morfométrico comparativo de 58 populações brasileiras de *Rotylenchulus reniformis* (Nemata: Rotylenchulinae). **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, p. 419-424, 2004.
- SONG, D.; PAN, K.; TARIQ, A.; SUN, F.; LI, Z.; SUN, X.; ZHANG, L.; OLUSANYA, O. A.; WU, X. Large-scale patterns of distribution and diversity of terrestrial nematodes. **Applied Soil Ecology**, v. 114, p. 161-169, 2017.
- SOUZA, A. B. Avaliação de cultivares de batata-doce quanto a atributos agronômicos desejáveis. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 24, n. 4, p. 841-845, 2000.
- TOMAZINI, M. D.; FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Abundância e diversidade de nematoides em áreas contíguas de vegetação natural e submetidas a diferentes tipos de uso agrícola. **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 3, p. 185-193, 2008.
- VAN DEN HOOGEN, J.; GEISEN, S.; ROUTH, D.; FERRIS, H.; ...; CROWTHER, T. W. Soil nematode abundance and functional group composition at a global scale. **Nature**, v. 572, n. 7768, p. 194-198, 2019.
- VIMALA, B.; NAMBISAN, B.; HARIPRAKASH, B. Retention of carotenoids in orange-fleshed sweet potato during processing. **Journal of food science and technology**, v. 48, p. 520-524, 2011.
- XU, J.; SU, X.; LIM, S.; GRIFFIN, J.; CAREY, E.; KATZ, B.; TOMICH, J.; SMITH, J. S.; WANG, W. Characterisation and stability of anthocyanins in purple-fleshed sweet potato P40. **Food chemistry**, v. 186, p. 90-96, 2015.
- YEATES, G. W.; BONGERS, T.; GOEDE, R. G. Feeding habits in soil nematode families and genera—an outline for soil ecologists. **Journal of nematology**, v. 25, n. 3, p. 315, 1993.
- YEATES, G. W. Nematodes as soil indicators: functional and biodiversity aspects. **Biology and Fertility of soils**, v. 37, p. 199-210, 2003.
- YEATES, G.; BOAG, B. Growth and life histories in Nematoda with particular reference to environmental factors. **Nematology**, v. 5, n. 5, p. 653-664, 2003.

CAPÍTULO II

Estrutura e composição da comunidade de nematoides em diferentes áreas de cultivo de batata-doce no Rio Grande do Norte

*A ser submetido para European Journal of Plant Pathology

Qualis CAPES: A2, Fator de impacto: 1.8

1 **Estrutura e composição da comunidade de nematoides em diferentes áreas de cultivo de**
2 **batata doce no Rio Grande do Norte**

3

4 **Resumo**

5 A cultura da batata-doce (*Ipomoea batatas*) é de grande importância para o nordeste brasileiro,
6 devido ao alto teor nutricional e simples cultivo. Das doenças associadas à cultura, as
7 ocasionadas por nematoides do gênero *Meloidogyne* são as mais preocupantes. O presente
8 estudo teve como objetivo caracterizar a nematofauna, determinar relações entre as
9 comunidades de nematoides e identificar as espécies de *Meloidogyne* ocorrentes nas áreas
10 produtoras. O estudo foi realizado em 12 áreas produtoras de batata-doce com ocorrência de
11 nematoides no município de Touros, RN. Ao todo, foram identificados 43 e 24 taxa de
12 nematoides, nas áreas com amostragem em malha com 36 pontos cada (01, 02, 03) e nas áreas
13 com nas áreas com amostragem aleatória (04 a 12), respectivamente. De maneira geral, os
14 nematoides dos grupos c-p 1, c-p 2, p-p 2 e p-p 3 foram predominantes, com dominância dos
15 parasitos de planta em 58% das áreas. *Rotylenchulus* foi o gênero com maior dominância e
16 *Meloidogyne* o mais frequente, ocorrendo em todas as áreas amostradas. No entanto, *M.*
17 *incognita* foi a única espécie identificada. A análise faunística mostrou diferentes níveis de
18 perturbação nas áreas. As áreas com amostragem em malha formaram grupos distintos, com
19 diferenças significativas na composição de nematoides. Os gêneros que mais contribuíram para
20 a dissimilaridade entre as áreas foram *Rotylenchulus*, *Criconemoides*, *Tylenchus* e
21 *Meloidogyne*.

22 **Palavras-chave:** batata-doce, comunidade de nematoides, guildas funcionais, índices
23 ecológicos, nematoide-das-galhas, nematoide reniforme.

24

25 Structure and composition of the nematode community in different sweet potato growing
26 areas in Rio Grande do Norte

27 **Abstract**

28 Sweet potatoes (*Ipomoea potatoes*) are great important crop to the Brazilian northeast, due to
29 the high nutritional content and simple cultivation. Within diseases associated with the crop,
30 those caused by the root-knot nematode *Meloidogyne* spp. are the most concerned. The present
31 study aimed to characterize the nematode community, determine their relationships, and

32 identify *Meloidogyne* species occurring in producing areas. The study was carried out in 12
33 sweet potato producing areas with nematode occurrence in the municipality of Touros, RN. In
34 total, 43 and 24 nematode taxa were identified in areas with 36-point mesh sampling (01, 02,
35 03) and composite sampling (04 to 12), respectively. In general, nematodes c-p 1, c-p 2, p-p 2,
36 and p-p 3 were predominant, being the plant parasitic nematodes dominating in 58% of the
37 areas. *Rotylenchulus* was the genus with the greatest dominance and *Meloidogyne* the most
38 frequent, occurring in all sampled areas, although *M. incognita* was the only species identified.
39 The areas 01, 02 e 03 formed distinct groups, with significant differences in nematode
40 composition. The genera that most contributed to the dissimilarity between the areas were
41 *Rotylenchulus*, *Criconemoides*, *Tylenchus* and *Meloidogyne*.

42 **Keywords:** sweet potato, nematode community, functional guilds, ecological indices, root-knot
43 nematode, reniform nematode

44

45 **Introdução**

46 A importância social da batata-doce (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) para a população
47 humana deve-se à excelente composição nutricional e alto valor energético, funcionando como
48 suprimento alimentar para as regiões mais carentes do mundo. Para pequenos agricultores, esse
49 tubérculo é considerado como uma cultura de subsistência e geradora de renda (Nóbrega, 2011).

50 No nordeste brasileiro, responsável por cerca de 41,5% da produção nacional de batata-
51 doce (IBGE, 2022), este alimento se encontra disponível em todas as estações do ano, visto ser
52 uma planta rústica e simples, cujo cultivo não requer muita tecnologia (Silva et al., 2008). Em
53 2022, o estado do Rio Grande do Norte ocupou a sétima posição em relação a produção nacional
54 (6,07%), sendo o município de Touros o maior produtor desse estado, com produtividade média
55 de aproximadamente 12 mil kg/ha (IBGE, 2022a).

56 Embora seja uma cultura de simples cultivo e altamente adaptável, a produtividade da
57 batata-doce pode ser comprometida por fatores limitantes como pragas e doenças (Castro et al.,
58 2008). Dentre as doenças, as causadas por fitonematoides causam grandes perdas agrícolas,
59 além de comprometerem a qualidade das túberas, sendo estas o principal produto comercial da
60 batata-doce (Castro et al., 2008; Scurrah et al., 2005).

61 Em decorrência aos danos causados por fitonematoides em cultivos de batata-doce, é
62 essencial conhecer quais os gêneros que estão associados à cultura, para auxiliar na tomada de

63 decisão de manejo. Espécies do gênero *Meloidogyne* são relatadas na literatura infectando
64 cultivos de batata-doce no mundo, sendo as principais espécies de nematoides que acometem a
65 cultura (Niere & Karuri, 2018; Pinheiro et al., 2011). No Brasil, *Meloidogyne incognita* (Kofoid
66 & White, 1919) Chitwood (1949) e *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 são as espécies
67 mais frequentes, sendo a primeira com ampla distribuição mundial e mais difundida (Charchar
68 & Ritschel 2004; Scurrah et al., 2005).

69 Espécies do gênero *Rotylenchulus* também foram relatadas parasitando cultivos de
70 batata-doce em regiões tropicais e subtropicais (Niere & Karuri, 2018). No Brasil, a única
71 espécie relatada causando danos nas culturas cultivadas é *Rotylenchulus reniformis* (Niere &
72 Karuri, 2018). Os danos ocasionados por essa espécie comprometem diretamente as raízes
73 secundárias, resultando na redução do rendimento da cultura e perdas expressivas quando
74 atingem o nível de dano (Moura et al., 2002; Pinheiro et al., 2011)

75 Habitantes do solo, os nematoides apresentam íntima relação com seus processos,
76 demonstrando sensibilidade às mudanças ocorrentes (Song et al., 2017; Yeates, 2003). Por suas
77 características, como diversidade trófica, diferentes estratégias de vida, ciclo de vida curto e
78 sensibilidade às alterações na cobertura vegetal e no manejo, as comunidades de nematoides
79 são consideradas fortes candidatas para uso como bioindicadores da qualidade do solo
80 (Cordeiro et al., 2004; Mattos, 2002).

81 O comportamento e a estrutura populacional dos nematoides presentes fornecem
82 informações relevantes quanto ao conhecimento da biodiversidade do ecossistema e da
83 qualidade do solo (Song et al., 2017; Yeates, 2003). Para isso existem índices baseados na
84 composição das comunidades de nematoides habitantes do solo que fornecem parâmetros sobre
85 a estrutura populacional desses nematoides e a saúde do solo (Ugarte et al., 2013).

86 A estrutura da comunidade de nematoides está intimamente relacionada com o habitat
87 em que está inserida, respondendo prontamente a fatores ambientais e as ações antrópicas
88 (Fiscus & Neher, 2002; Lazarova et al., 2004). Em áreas com intensa atividade agrícola, as
89 flutuações populacionais que ocorrem na estrutura das comunidades de nematoides são bem
90 maiores quando comparadas com ambientes naturais com pouca ou nenhuma intervenção
91 humana (Sánchez-Moreno e Ferris, 2018).

92 O presente estudo teve como objetivos caracterizar a nematofauna, avaliar a estrutura
93 das comunidades de nematoides em áreas produtoras de batata-doce no Rio Grande do Norte e
94 a identificação das espécies de *Meloidogyne* ocorrentes.

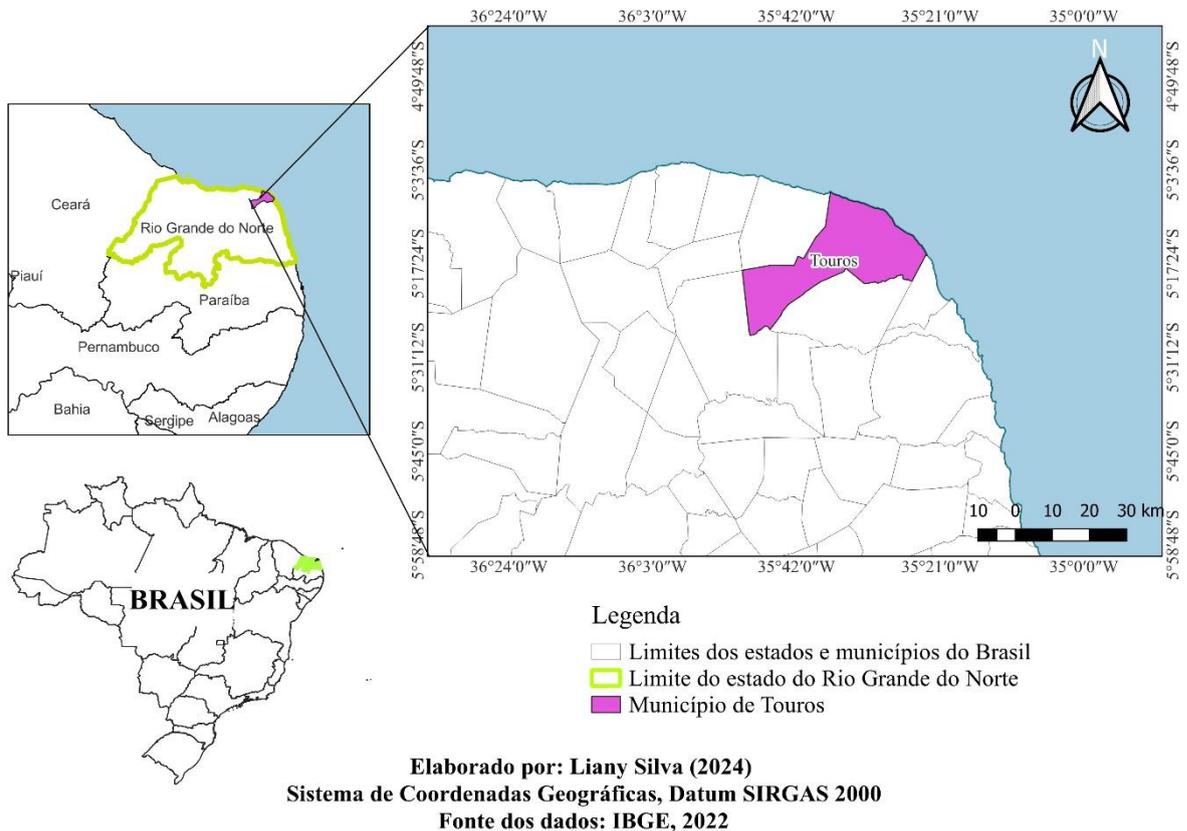
95 Material e Métodos

96 *Área de estudo*

97 O estudo foi realizado no município de Touros, localizado no estado do Rio Grande do
 98 Norte, Brasil, $5^{\circ}11'57''\text{S}$ e $35^{\circ}27'40''\text{W}$ (Figura 1). No litoral, o clima é do tipo tropical
 99 chuvoso com verão seco e no interior do município o clima é do tipo semiárido (IBGE, 1978).
 100 Os biomas presentes são a Caatinga e a Mata Atlântica, com predominância da Caatinga. No
 101 período da amostragem (outubro/2023), a precipitação média mensal foi de 20 mm e a
 102 temperatura média de $26,5^{\circ}\text{C}$.

103

104 Figura 1. Localização do município de Touros, RN



105

106

107

108 *Amostragem e extração de populações*

109 Foram selecionadas 12 áreas produtoras, com ocorrência de nematoides, segundo relato
 110 dos produtores. A localização e outras características das áreas podem ser consultadas na Tabela

111 1. A amostragem dos pontos foi realizada em malhas e amostras compostas. A delimitação dos
 112 pontos em malha, com forma retangular, foi realizada em três áreas distintas (áreas 01, 02 e 03),
 113 em cada área foram coletadas 36 amostras simples de solo, na profundidade de 0-15 cm, em
 114 três fileiras espaçadas em 10m, e com pontos de amostragem em cada fileira espaçados em
 115 10m, totalizando 12 amostras por fileira. Nessas três áreas, foram coletadas 108 amostras. A
 116 coleta das amostras compostas foi realizada em nove áreas (áreas 04 a 12), com a amostra
 117 constituída de solo coletado em cinco pontos diferentes, de forma aleatória, na profundidade de
 118 0-15 cm, retirando-se cerca de 1000 g de solo por ponto. Nessas nove áreas, foram coletadas
 119 nove amostras. Foram coletadas um total de 117 amostras. O solo foi acondicionado em duplo
 120 saco plástico, devidamente identificado com etiquetas padronizadas, e encaminhado ao
 121 laboratório.

122 O cultivo de batata-doce nas áreas 02 e 08 estavam sendo realizados em consórcio com
 123 outras culturas, banana e coco, respectivamente (Figura 2). Nas áreas 03, 08, 09 e 10, antes do
 124 plantio da batata-doce, houve o cultivo de outras culturas, abacaxi na área 03, milho nas áreas
 125 08 e 09, banana e melancia na área 10. Nas demais áreas, o cultivo foi realizado apenas com a
 126 cultura da batata-doce (Figura 3), não havendo o plantio de outras culturas pelo menos nos
 127 últimos três anos.

128

129 Tabela 1. Características das áreas produtoras de batata-doce no município de Touros, RN.

Área produtora	Localização	Amostragem	Sistema de irrigação	Cultivar	Idade do plantio
Área 01	5°17'2.44''S 35°30'19.44''W	Malha	Pivô central	Campina	Área recém-colhida
Área 02	5°14'3.69''S 35°32'56.86''W	Malha	Aspersão	Paulista	75 dias
Área 03	5°9'47.71''S 35°33'18.10''W	Malha	Gotejamento	Campina	120 dias
Área 04	5°16'52.95''S 35°30'37.99''W	Amostra composta	Pivô central	Campina	40 dias
Área 05	5°16'30.62''S 35°32'19.14''W	Amostra composta	Pivô central	Paulista	Área recém-colhida
Área 06	5°16'15.4''S 35°32'18.1''W	Amostra composta	Gotejamento	Paulista	30 dias
Área 07	5°15'6.68''S 35°35'20.94''W	Amostra composta	Aspersão	Campina	120 dias
Área 08	5°15'3.45''S 35°32'21.54''W	Amostra composta	Gotejamento	Campina	120 dias
Área 09	5°9'45.29''S 35°33'19.87''W	Amostra composta	Gotejamento	Campina	120 dias
Área 10	5°9'43.57''S 35°33'25.56''W	Amostra composta	Gotejamento	Campina	150 dias
Área 11	-	Amostra composta	Gotejamento	Campina	120 dias

Área 12	-	Amostra composta	Gotejamento	Campina	75 dias
---------	---	------------------	-------------	---------	---------

130

131

132 Figura 2. Áreas de batata-doce em consórcio com a cultura da bananeira e do coqueiro. A: área 02, plantio de
 133 batata-doce em consórcio com a cultura da bananeira. B: área 08, plantio de batata-doce em consórcio com a
 134 cultura do coqueiro.



135 A

B

136

137 Os nematoides foram extraídos a partir de 300 cm³ de solo, com auxílio de duas peneiras
 138 de 60 e 400 mesh, conforme método da flotação em centrífuga com solução de sacarose
 139 (Jenkins, 1964). As suspensões de nematoides obtidas foram mantidas sob refrigeração (4-6°C),
 140 a contagem foi realizada em lâmina de Peters, sob microscópio estereoscópio em uma objetiva
 141 de 20 ×, utilizando-se a média de duas leituras. Os resultados foram computados em número de
 142 isolados por 300 cm³ de solo. As identificações a nível de gênero ou família dos nematoides
 143 foram realizadas com chaves de identificação de Ferraz (2016); Mai (1996) e Tarjan *et al.*,
 144 (1977).

145

146 Figura 3. Plantio de batata-doce em Touros, RN.



147

148

149 *Análises física e química do solo*

150 A análise física do solo foi realizada para caracterizar a granulometria e a classe textural,
151 utilizando-se o método do densímetro. A análise química do solo foi realizada para a obtenção
152 do potencial hidrogênico (pH) do solo, obtido na proporção 1:2,5 v/v em água, utilizando-se
153 pHmetro. Ambas as análises foram realizadas conforme metodologia proposta por Teixeira *et*
154 *al.* (2017).

155

156 *Multiplicação e preservação de populações de Meloidogyne spp.*

157 As amostras das raízes de batata-doce com sintomas de galhas e presença de massas de
158 ovos de *Meloidogyne spp.* foram extraídas em microscópio estereoscópio e, em seguida,
159 inoculadas em muda de tomateiro cultivar “Santa Clara”, com 21 dias, para cada massa de ovos.
160 Os fitonematoídes extraídos do solo e raízes também foram inoculados em muda de tomateiro
161 “Santa Clara”, para obtenção de massas de ovos na planta hospedeira suscetível. Após 45 dias,
162 as massas de ovos e os fitonematoídes foram extraídos das raízes para posterior identificação e
163 preservação das populações em tomateiro “Santa Clara” em casa de vegetação.

164

165 *Caracterização morfológica e bioquímica de populações de Meloidogyne spp.*

166 Os cortes perineais foram realizados de acordo com a metodologia de Taylor e Netscher
167 (1974). A determinação isoenzimática do perfil da esterase foi realizada em sistema vertical de
168 acordo com Ito et al., (2019), utilizando uma fêmea leitosa por amostra.

169

170 *Estrutura, composição e índices ecológicos das comunidades de nematoides*

171 A definição da estrutura dos nematoides foi caracterizada quanto ao hábito alimentar,
172 em cinco grupos tróficos: bacteriófagos, micófagos, onívoros, parasitos de plantas (ou
173 fitoparasitas) e predadores (Yeates et al., 1993). Os nematoides foram classificados em guildas
174 funcionais, com base na escala colonizador-persistente (c-p) que varia de 1 a 5, e o hábito
175 alimentar (Bongers, 1990; Bongers & Bongers, 1998). Foram calculados abundância, média,
176 desvio padrão e dominância dos indivíduos ocorrentes em 300 cm³ de solo para as áreas com
177 amostragem em malha. Abundância e dominância foram calculadas para as áreas com amostras
178 compostas.

179 Os índices ecológicos foram calculados através do software *Nematode INdicator Joint*
180 *Analysis* (NINJA), os índices analisados neste estudo foram: índice de maturidade (IM), índice
181 de maturidade 2-5 (IM2-5), índice de parasito de planta (IPP), índice basal (IB), índice de
182 enriquecimento (IE), índice de estrutura (IS) e índice de canal (IC) (Bongers, 1990.; Ferris et
183 al., 2001; Sieriebriennikov et al., 2014). Também foram calculados pelo software NINJA os
184 percentuais das escalas c-p/p-p e o hábito alimentar dos nematoides parasitos de plantas.

185

186 *Análise estatística*

187 Os dados da nematofauna das áreas com amostragem em malha (áreas 01, 02 e 03) foram
188 submetidos à estatística descritiva (média e desvio padrão). Em seguida, foram realizados os
189 testes de Shapiro-Wilk e Bartlett, ao nível de 5% de significância, para avaliar a normalidade e
190 a homogeneidade dos dados, respectivamente. Os dados não normais foram transformados em
191 $\log_{10}(x + 1)$.

192 As diferenças na composição da comunidade de nematoides entre as áreas foram
193 avaliadas utilizando o escalonamento multidimensional não métrico (nMDS) (Clarke, 1993),
194 baseando-se no índice de Jaccard. As diferenças entre as comunidades de nematoides nas áreas
195 amostradas foram realizadas, ao nível de 1% de significância, a partir da análise multivariada

196 permutacional de variância (PERMANOVA), seguida da análise multivariada permutacional de
197 dispersão (PERMDISP) (Anderson, 2001, 2006).

198 A dissimilaridade entre as áreas amostradas juntamente com a contribuição dos gêneros
199 em cada área, foi determinada por meio da análise da porcentagem de similaridade (SIMPER).
200 Todas as análises estatísticas foram realizadas no software R versão 4.1.2 (R Core Team, 2021),
201 utilizando-se as funções metaMDS, adonis, betadisper e simper do pacote Vegan versão 2.6-6.1
202 (Oksanen et al., 2022).

203

204 **Resultados**

205

206 *Estrutura, composição e índices ecológicos das comunidades de nematoides*

207 Foram identificados 43 *taxa* de nematoides, sendo 42 gêneros e uma família nas áreas
208 com amostragem em malha (Tabela 2). O total de nematoides encontrados nessas áreas foi de
209 154073 em 300 cm³ de solo. Na área 01, os valores médios de nematoides dos grupos tróficos,
210 em 300 cm³ de solo, foram: 357,73 bacteriófagos, 149,36 micófagos, 62,11 onívoros, 21,86
211 predadores e 562,23 fitoparasitas. Na área 02, os valores médios de nematoides dos grupos
212 tróficos, em 300 cm³ de solo, foram: 426,61 bacteriófagos, 33,64 micófagos, 87,08 onívoros,
213 49,50 predadores e 1463,36 fitoparasitas. Na área 03, os valores médios de nematoides dos
214 grupos tróficos, em 300 cm³ de solo, foram: 346,47 bacteriófagos, 33,92 micófagos, 24,56
215 onívoros, 32,06 predadores e 653,44 fitoparasitas (Tabela 2).

216 Nas áreas com amostras compostas, foram identificados 24 *taxa* de nematoides, sendo
217 23 gêneros e uma família. O total de nematoides encontrados nessas áreas foi de 25699 em 300
218 cm³ de solo (Tabela 3). Não há valores médios de nematoides dos grupos tróficos, por se tratar
219 de amostras compostas.

220 Quanto a classificação c-p, nas áreas 01 e 03, os nematoides inclusos na escala c-p 1, a
221 exemplo da família Rhabditidae, apresentaram maior dominância com 50,4 e 53,9%, do total
222 de nematoides de vida livre, respectivamente. Na área 02, os nematoides inclusos na escala c-p
223 2, a exemplo do gênero *Acrobeles*, apresentaram maior dominância com 53,8%, do total de
224 nematoides de vida livre (Figura 4). Quanto a classificação da escala p-p, para os nematoides
225 fitoparasitas, nas áreas 01, 02 e 03, os nematoides inclusos na escala p-p 3, a exemplo dos

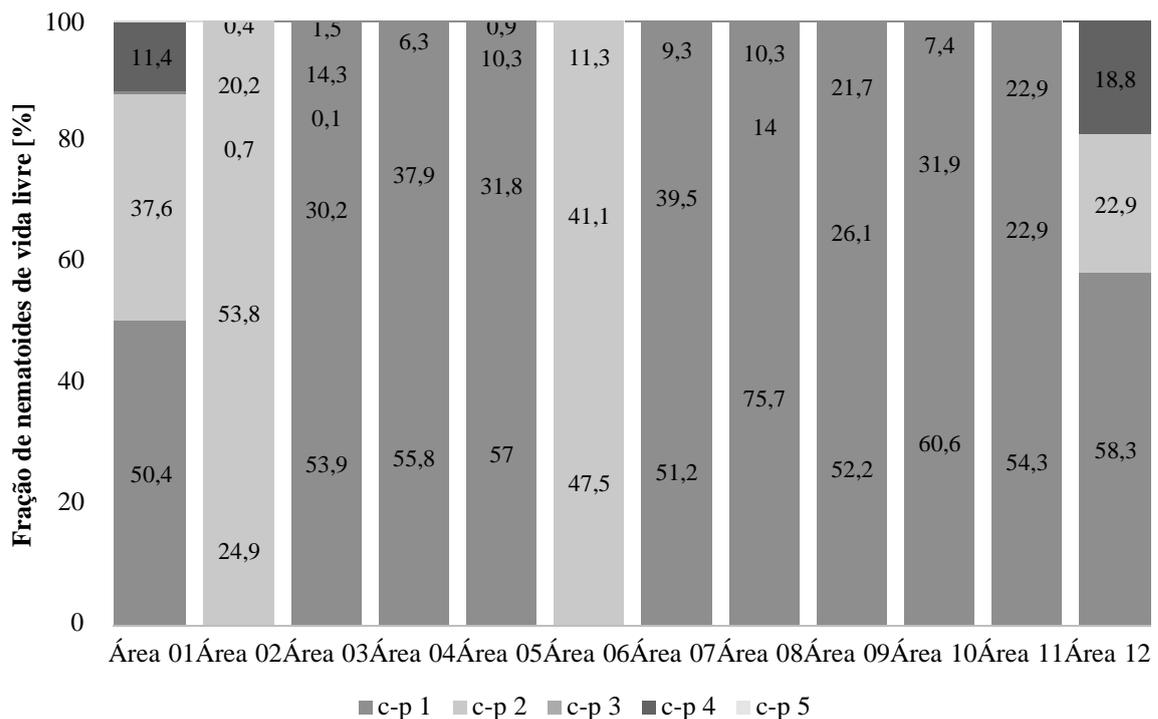
226 gêneros *Meloidogyne* e *Rotylenchulus*, apresentaram maiores dominâncias com 86,2, 89,0 e
 227 57,7%, respectivamente (Figura 5).

228 Nematoides inclusos na escala c-p 1 também apresentaram maior dominância nas áreas
 229 com amostragem aleatória, áreas de 04 a 12: área 04 (55,8%), área 05 (57%), área 06 (47,5%),
 230 área 07 (51,2%), área 08 (75,7%), área 09 (52,2%), área 10 (60,6%), área 11 (54,3%) e área 12
 231 (58,3%). Nessas áreas não houve a ocorrência de nematoides pertencentes a escala c-p 3, e a
 232 ocorrência de nematoides pertencentes a escala c-p 5, ocorreu apenas na área 05 com baixa
 233 dominância (0,9%). Nematoides pertencentes a escala c-p 4 ocorreram em todas as áreas
 234 (Figura 4).

235 Quanto a classificação da escala p-p, os nematoides inclusos na escala p-p 2 foram
 236 dominantes nas áreas 04 (53,5%), 07 (50,8%) e 08 (61,7%), enquanto os nematoides inclusos
 237 na escala p-p 3 foram dominantes nas áreas 05 (75,3%), 06 (85%), 09 (64,4%), 10 (70%), 11
 238 (77,7%) e 12 (71,8%). Em nenhuma dessas áreas houve a ocorrência de nematoides
 239 pertencentes a escala p-p 5 e a ocorrência de nematoides pertencentes a escala p-p 4, ocorreu
 240 apenas na área 06 (9,3%) (Figura 5).

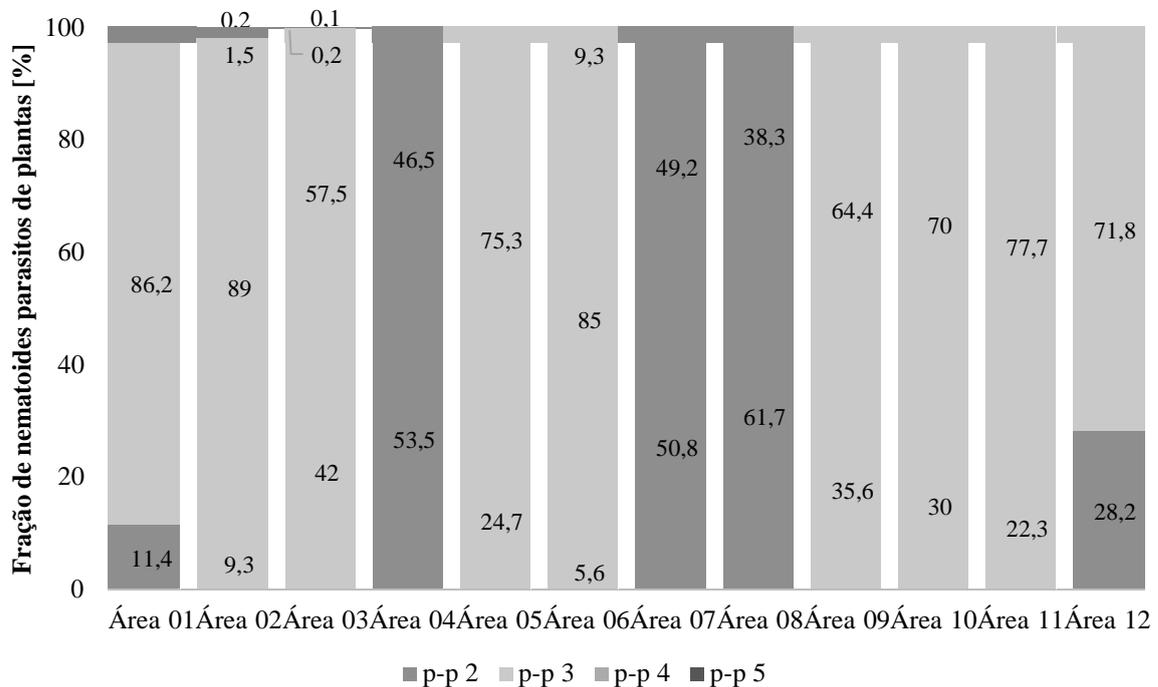
241

242 Figura 4. Distribuição da estrutura colonizador-persistente (c-p) das comunidades de nematoides de vida livre (c-
 243 p 1 a c-p 5) das áreas amostradas de batata-doce em Touros, RN.



244

245 Figura 5. Distribuição da estrutura parasitos de plantas (p-p) das comunidades de nematoides parasitos de plantas
 246 (p-p 2 a p-p 5) das áreas amostradas de batata-doce em Touros, RN.



247

248

249 Desse modo, na área 01, os nematoides foram distribuídos entre as guildas funcionais:
 250 Ba₁ (203,19 nematoides), Ba₂ (101,93 nematoides), Ba₃ (52,61 nematoides), Mi₂ (145,2
 251 nematoides), Mi₄ (4,17 nematoides), On₃ (2,36 nematoides), On₄ (59,75 nematoides), Pr₂ (0,39
 252 nematoides), Pr₃ (0,42 nematoides), Pr₄ (19,02 nematoides), Pr₅ (2,03 nematoides), H₂ (60,19
 253 nematoides), H₃ (488,27 nematoides) e H₄ (13,56 nematoides) (Tabela 2).

254 Na área 02, os nematoides foram distribuídos entre as guildas funcionais: Ba₁ (137,75
 255 nematoides), Ba₂ (287,75 nematoides), Ba₃ (1,11 nematoides), Mi₂ (32,53 nematoides), Mi₄
 256 (1,11 nematoides), On₃ (1,36 nematoides), On₄ (85,72 nematoides), Pr₂ (0,69 nematoides), Pr₃
 257 (0,28 nematoides), Pr₄ (45,72 nematoides), Pr₅ (2,81 nematoides), H₂ (111,14 nematoides), H₃
 258 (1324,69 nematoides), H₄ (21,81 nematoides) e H₅ (5,72 nematoides) (Tabela 2).

259 Na área 03, os nematoides foram distribuídos entre as guildas funcionais: Ba₁ (334,55
 260 nematoides), Ba₂ (96,42 nematoides), Ba₃ (0,50 nematoides), Mi₂ (33,92 nematoides), On₄
 261 (24,56 nematoides), Pr₄ (28,95 nematoides), Pr₅ (3,11 nematoides), H₂ (212,78 nematoides), H₃
 262 (439,63 nematoides), H₄ (0,72 nematoides) e H₅ (0,31 nematoides) (Tabela 2).

263 Para as amostras compostas, os nematoides foram distribuídos entre as guildas
264 funcionais: Ba₁, Ba₂, Mi₂, Mi₄, On₄, Pr₄, H₂, H₃ e H₄ (Tabela 3).

265 Tabela 2. Grupos tróficos, guildas funcionais, abundância, média, desvio padrão e dominância dos *taxa* de nematoides nas áreas produtoras de batata-doce em Touros, RN, com
266 amostragem em malha.

Grupo trófico	GF	Área 01			Área 02			Área 03		
		A	M±DP	D (%)	A	M±DP	D (%)	A	M±DP	D (%)
Vida livre		20403	591,06±998,06	50,20	21486	596,83±724,75	28,97	15732	437±475,77	40,08
Bacteriófagos		12003	357,73±581,92	29,53	15358	426,61±394,76	20,71	12473	346,47±317,24	31,77
<i>Rhabditidae</i> *	Ba ₁	4444	52,58±88,19	10,93	2933	81,47±72,10	41,90	5542	153,94±113,40	14,12
<i>Acrobeles</i> *	Ba ₂	2457	47,63±75,29	6,04	10359	287,75±225,65	13,97	3435	95,42±68,89	8,75
<i>Alloionema</i>	Ba ₁	48	44,19±75,91	0,12	0	0	0	0	0	0
<i>Diplogaster</i>	Ba ₁	0	0	0	209	5,81±15,38	0,28	375	10,42±19,62	0,96
<i>Monhystera</i>	Ba ₂	11	54,30±83,81	0,03	0	0	0	0	0	0
<i>Panagrolaimus</i> *	Ba ₁	3477	68,01±90,86	8,55	1579	43,86±59,53	2,13	2546	70,72±74,41	6,49
<i>Prismatolaimus</i> *	Ba ₃	30	52,61±88,18	0,07	40	1,11±6,67	0,05	18	0,50±2,14	0,05
<i>Rhabditis</i> *	Ba ₁	1536	38,41±79,69	3,78	238	6,61±15,43	0,32	521	14,47±35,00	1,33
<i>Wilsonema</i>	Ba ₂	0	0	0	0	0	0	36	1,00±3,78	0,09
Micófagos		5377	149,36±224,10	13,23	1211	33,64±56,67	1,63	1221	33,92±36,96	2,94
<i>Aphelenchoides</i> *	Mi ₂	2231	61,97±99,86	5,49	475	13,19±14,12	0,64	98	2,72±7,35	0,25
<i>Aphelenchus</i> *	Mi ₂	2972	82,56±104,45	7,31	621	17,25±26,15	0,84	1115	30,97±28,27	2,84
<i>Doryllium</i>	Mi ₄	150	4,17±15,79	0,37	40	1,11±3,90	0,05	0	0	0
<i>Nothotylenchus</i> *	Mi ₂	24	0,67±4,00	0,06	75	2,08±12,50	0,10	8	0,22±1,33	0,02
Onívoros		2236	62,11±132,80	5,50	3135	87,08±163,21	4,23	884	24,56±71,33	2,25
<i>Aulolaimoides</i>	On ₃	85	2,36±8,60	0,21	49	1,36±6,79	0,07	0	0	0
<i>Dorylaimoides</i>	On ₄	307	8,53±36,34	0,76	33	0,92±3,20	0,04	0	0	0
<i>Dorylaimus</i>	On ₄	0	0	0	40	1,11±3,80	0,05	0	0	0
<i>Laimydorus</i> *	On ₄	125	3,47±12,93	0,31	445	12,36±24,93	0,60	113	3,14±11,12	0,29
<i>Mesodorylaimus</i> *	On ₄	16	0,44±2,67	0,04	110	3,06±12,45	0,15	102	2,83±11,01	0,26
<i>Prodorylaimus</i>	On ₄	0	0	0	329	9,14±24,10	0,44	67	1,86±5,22	0,17
<i>Thornia</i> *	On ₄	1703	47,31±72,26	4,19	2129	59,14±87,94	2,87	602	16,72±43,98	1,53
Predadores		787	21,86±59,24	1,94	1782	49,50±110,12	2,40	1154	32,06±50,25	2,94
<i>Eudorylaimus</i> *	Pr ₄	363	10,08±20,03	0,89	907	25,19±34,01	1,22	721	20,03±22,19	1,84
<i>Iotonchus</i> *	Pr ₄	79	2,19±7,05	0,19	229	6,36±22,57	0,31	20	0,56±2,51	0,05
<i>Labronema</i> *	Pr ₄	165	4,58±10,66	0,41	428	11,89±30,08	0,58	223	6,19±13,01	0,57
<i>Mononchus</i> *	Pr ₄	78	2,17±6,50	0,19	82	2,28±7,07	0,11	78	2,17±5,39	0,20
<i>Neoactinolaimus</i> *	Pr ₅	73	2,03 ±10,17	0,18	101	2,81±11,81	0,14	112	3,11±7,15	0,29
<i>Seinura</i>	Pr ₂	14	0,39±2,33	0,03	25	0,69±2,93	0,03	0	0	0
<i>Tripyla</i>	Pr ₃	15	0,42±2,50	0,04	10	0,28±1,67	0,01	0	0	0
Fitoparasitas		20244	562,23±770,51	49,80	52681	1463,36±1749,28	71,03	23524	653,44±1671,73	59,92

<i>Criconemoides</i> *	H ₃	421	11,69±46,45	1,04	7968	221,33±288,56	10,74	2585	71,81±170,95	6,58
<i>Ditylenchus</i> *	H ₂	2167	60,19±81,11	5,33	1126	31,28±53,52	1,52	2807	77,97±139,08	7,15
<i>Helicotylenchus</i> *	H ₃	90	2,50±7,92	0,22	425	11,81±21,40	0,57	4801	133,36±479,04	12,23
<i>Hemicycliophora</i>	H ₃	21	0,58±3,50	0,05	30	0,83±5,00	0,04	0	0	0
<i>Hirschmanniella</i>	H ₃	0	0	0	57	1,58±7,37	0,08	0	0	0
<i>Hoplolaimus</i>	H ₃	0	0	0	77	2,14±6,70	0,10	13	0,36±2,17	0,03
<i>Meloidogyne</i> *	H ₃	14601	405,58±442,08	35,92	3231	89,75±128,47	4,36	3863	107,31±268,57	9,84
<i>Pratylenchus</i> *	H ₃	113	3,14±7,09	0,28	3821	106,14±165,36	5,15	54	1,50±4,35	0,14
<i>Radopholus</i>	H ₃	0	0	0	133	3,69±15,74	0,18	0	0	0
<i>Rotylenchulus</i>	H ₃	0	0	0	31073	863,14±856,13	41,90	14	0,39±2,33	0,04
<i>Scutellonema</i> *	H ₃	1936	53,78±100,34	4,76	856	23,78±38,22	1,15	4487	124,64±430,91	11,43
<i>Trichodorus</i> *	H ₄	488	13,56±19,43	1,20	785	21,81±37,29	1,06	26	0,72±3,02	0,07
<i>Tylenchorhynchus</i>	H ₃	15	0±2,50	0,04	0	0	0	10	0,28±1,67	0,03
<i>Tylenchulus</i>	H ₃	392	11±60,08	0,96	18	0,50±3,00	0,02	0	0	0
<i>Tylenchus</i>	H ₂	0	0	0	2875	79,86±98,44	3,88	4853	134,81±167,83	12,36
<i>Xiphinema</i>	H ₅	0	0	0	206	5,72±24,08	0,28	11	0,31±1,83	0,03

267 GF: guilda funcional; A (abundância): somatório do número de nematoides em 108 amostras de solo das três áreas de estudo com amostragem em malha (300 cm³ de solo por
268 amostra); M±DP: média e desvio padrão do número de nematoides das amostras de solo; D (%): dominância de cada grupo trófico e taxa expresso em porcentagem. * Taxa
269 comum em todas as áreas.

270

271

272 Tabela 3. Grupos tróficos, guildas funcionais, abundância, média, desvio padrão e dominância dos taxa de nematoides nas áreas produtoras de batata-doce em Touros, RN, com
273 amostragem aleatória.

Grupo trófico	GF	Área 04		Área 05		Área 06		Área 07		Área 08		Área 09		Área 10		Área 11		Área 12	
		A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)	A	D(%)
Vida livre		570	52,49	1696	69,96	1269	56,87	387	42,15	749	71,73	299	3,51	940	48,45	315	5,80	480	22,75
Bacteriófagos		384	35,36	1168	48,18	954	42,74	243	26,47	616	59	234	2,75	780	40,2	198	3,64	380	18,01
Rhabditidae *	Ba ₁	204	18,78	424	17,49	540	24,19	144	15,69	364	34,87	104	1,22	290	14,95	153	2,81	190	9,00
<i>Acrobelles</i> *	Ba ₂	66	6,08	192	7,92	351	15,73	45	4,90	49	4,69	78	0,92	210	10,82	27	0,50	100	4,74
<i>Diplogaster</i>	Ba ₁	0	0	0	0	0	0	0	0	21	2,01	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Panagrolaimus</i> *	Ba ₁	114	10,50	552	22,77	63	2,82	54	5,88	182	17,43	52	0,61	280	14,43	18	0,33	90	4,27
Micófagos		150	13,81	352	14,52	171	7,67	108	11,76	56	5,36	0	0	90	4,64	45	0,83	50	2,37
<i>Aphelenchoides</i>	Mi ₂	24	2,21	56	2,31	99	4,44	0	0	0	0	0	0	0	0	18	0,33	0	0
<i>Aphelenchus</i>	Mi ₂	126	11,60	296	12,21	72	3,23	108	11,76	49	4,69	0	0	30	1,55	27	0,50	10	0,47
<i>Doryllium</i>	Mi ₄	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	60	3,09	0	0	40	1,90
<i>Nothotylenchus</i>	Mi ₂	0	0	0	0	0	0	0	0	7	0,67	0	0	0	0	0	0	0	0
Onívoros		0	0	176	7,26	45	2,02	27	2,94	63	6,03	0	0	20	1,03	9	0,17	0	0
<i>Laimydorus</i>	On ₄	0	0	0	0	18	0,81	27	2,94	56	5,36	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Mesodorylaimus</i>	On ₄	0	0	176	7,26	9	0,40	0	0	7	0,67	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Prodorylaimus</i>	On ₄	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	20	1,03	0	0	0	0
<i>Thornia</i>	On ₄	0	0	0	0	18	0,81	0	0	0	0	0	0	0	0	9	0,17	0	0
Predadores		36	3,32	0	0	99	4,44	9	0,98	14	1,34	65	0,76	50	2,58	63	1,16	50	2,37
<i>Eudorylaimus</i>	Pr ₄	18	1,66	0	0	45	2,02	9	0,98	14	1,34	65	0,76	50	2,58	36	0,66	40	1,90
<i>Labronema</i>	Pr ₄	18	1,66	0	0	54	2,42	0	0	0	0	0	0	0	0	27	0,50	10	0,47
Fitoparasitas		516	47,5	704	29,37	963	43,14	531	57,84	295	28,25	8216	96,48	1000	51,55	5139	94,24	1630	77,24
<i>Criconemoides</i> *	H ₃	6	0,55	264	10,89	756	33,87	36	3,92	70	6,70	65	0,76	360	18,56	873	16,01	310	14,69
<i>Ditylenchus</i> *	H ₂	156	14,36	168	6,93	18	0,81	27	2,94	7	0,67	2691	31,60	110	5,67	1100	20,17	460	21,80
<i>Helicotylenchus</i>	H ₃	78	7,18	112	4,62	0	0	171	18,63	28	2,68	104	1,22	190	9,79	1422	26,07	190	9,00
<i>Meloidogyne</i> *	H ₃	156	14,36	160	6,60	18	0,81	45	4,90	8	0,77	5109	60,00	110	5,67	1240	22,74	660	31,28
<i>Pratylenchus</i>	H ₃	0	0	0	0	9	0,40	9	0,98	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Rotylenchulus</i>	H ₃	0	0	0	0	36	1,61	0	0	7	0,67	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Scutellonema</i>	H ₃	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	13	0,15	0	0	441	8,09	0	0
<i>Trichodorus</i>	H ₄	0	0	0	0	90	4,03	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Tylenchorhynchus</i>	H ₃	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	18	0,33	10	0,47
<i>Tylenchus</i>	H ₂	120	11,05	8	0,33	36	1,61	243	26,47	175	16,76	234	2,75	230	11,86	45	0,83	0	0

274 GF: guilda funcional; A (abundância): somatório do número de nematoides em 108 amostras de solo das três áreas de estudo com amostragem em malha (300 cm³ de solo por
275 amostra); M±DP: média e desvio padrão do número de nematoides das amostras de solo; D (%): dominância de cada grupo trófico e taxa expresso em porcentagem. * Taxa
276 comum em todas as áreas.

277 Os nematoides parasitos de plantas apresentaram maior dominância nas áreas 02 e 03
278 (71,03 e 59,92%), na área 01, a dominância correspondeu a 49,80%. *Meloidogyne* (35,92%),
279 *Rotylenchulus* (41,90%) e *Tylenchus* (12,36%) foram os maiores representantes das áreas 01,
280 02 e 03, respectivamente. A área 01 apresentou maior dominância de nematoides de vida livre
281 (50,20%), com destaque para os bacteriófagos (29,53%), seguido pelos micófitos, onívoros e
282 predadores, com 13,23, 5,50 e 1,94% respectivamente. Os maiores representantes do nível
283 trófico mais dominante da área 01 foram os nematoides bacteriófagos pertencentes a família
284 Rhabditidae, incluindo o gênero *Rhabditis* (14,71%) e *Panagrolaimus* (8,55%) (Tabela 2).

285 As dominâncias de nematoides de vida livre das áreas 02 e 03 corresponderam a 28,97
286 e 40,08%. Em ambas as áreas, os bacteriófagos se destacaram, com dominância de 20,71% na
287 área 02 e 31,77% na área 03, nematoides pertencentes a família Rhabditidae contribuíram para
288 esses valores de dominância. Na área 02, dentre os nematoides de vida livre, os onívoros foram
289 o segundo grupo mais dominante (4,23%), seguido pelos predadores (2,40%) e micófitos
290 (1,63%). Na área 03, os micófitos e predadores apresentaram o mesmo valor de dominância
291 (2,94%), seguidos pelos onívoros (2,25%) (Tabela 2).

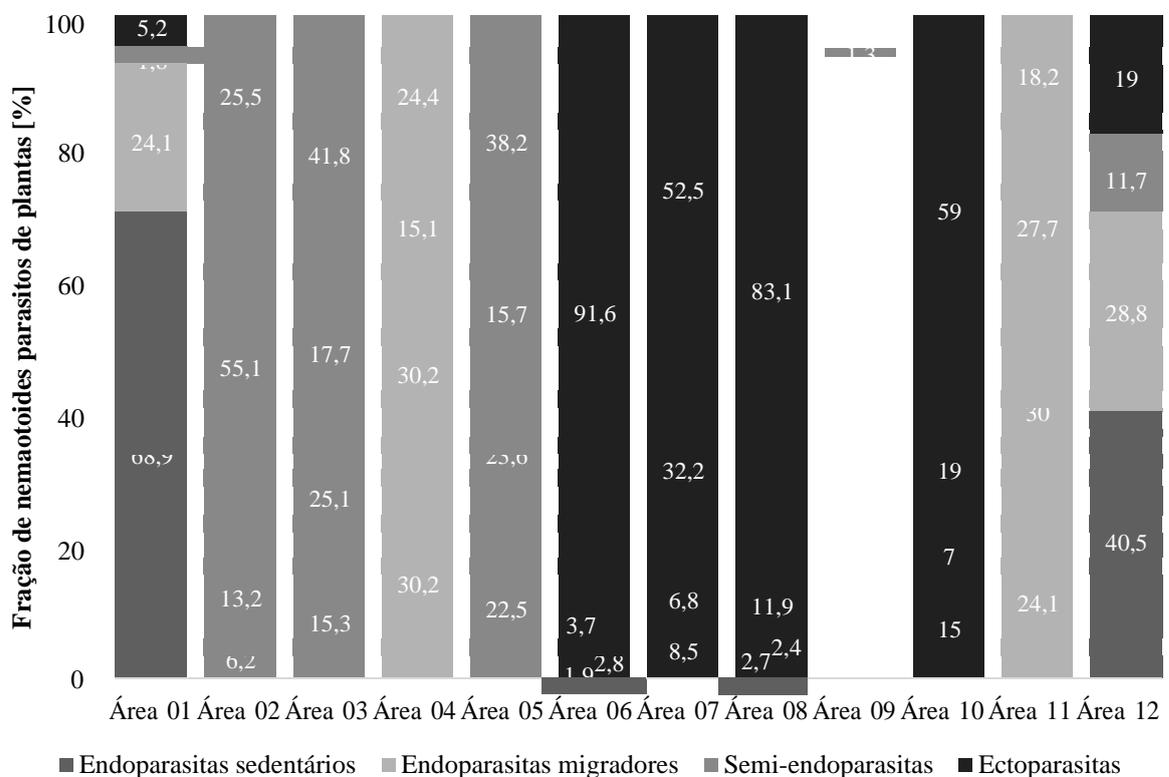
292 Nas áreas 07, 09, 10, 11 e 12, os nematoides fitoparasitas foram dominantes, com 57,8,
293 96,48, 51,55, 94,24 e 77,24%, respectivamente. O gênero *Helicotylenchus* contribuiu para a
294 dominância das áreas 07 e 11, o gênero *Criconemoides* contribuiu para a dominância das áreas
295 08 e 10 e o gênero *Meloidogyne* contribuiu para a dominância das áreas 09 e 12 (Tabela 3). Nas
296 áreas 04, 05, 06 e 08, os nematoides de vida livre foram dominantes, com 52,49, 69,96, 56,87
297 e 71,73%, com destaque para os nematoides bacteriófagos que contribuíram para a maior
298 dominância nessas áreas (Tabela 3).

299 Quanto aos hábitos parasíticos dos nematoides fitoparasitas, na área 01, os nematoides
300 endoparasitas sedentários foram os maiores representantes, com 68,9% de dominância, seguido
301 pelos nematoides endoparasitas migradores (24,10%), ectoparasitas (5,2%) e semi-
302 endoparasitas (1,8%) (Figura 6). Na área 02, os nematoides semi-endoparasitas foram os
303 maiores representantes, com 55,1% de dominância, seguido pelos nematoides ectoparasitas
304 (25,5%), endoparasitas migradores (13,2%) e endoparasitas sedentários (6,2%). Na área 03, os
305 nematoides ectoparasitas foram os maiores representantes, com 41,8% de dominância, seguido
306 pelos nematoides endoparasitas migradores (25,1%), semi-endoparasitas (17,7%) e
307 endoparasitas sedentários (15,3%).

308 Nematoides endoparasitas sedentários foram dominantes nas áreas 09 e 12, com 62,2 e
 309 40,5% de dominância, respectivamente. Nematoides endoparasitas migradores foram
 310 dominantes nas áreas 04 (30,2%) e 11 (30%). Nematoides ectoparasitas foram dominantes nas
 311 áreas 05 (38,2%), 06 (91,6%), 07 (52,5%), 08 (83,1%) e 10 (59%) (Figura 6). Nematoides semi-
 312 endoparasitas estavam presentes nessas áreas, no entanto, em menor dominância.

313

314 Figura 6. Dominância dos hábitos parasíticos dos nematoides parasitos de plantas em áreas produtoras de batata-
 315 doce em Touros, RN.



316

317

318 Os valores médios dos índices ecológicos das comunidades de nematoides, encontram-
 319 se na Tabela 4.

320

321 Tabela 4. Média dos índices ecológicos das comunidades de nematoides em áreas produtoras de batata-doce em
 322 Touros, RN.

Índices ecológicos	Área 01	Área 02	Área 03	Área 04	Área 05	Área 06	Área 07	Área 08	Área 09	Área 10	Área 11	Área 12
IM	1,73	2,15	1,78	1,57	1,66	1,75	1,67	1,45	1,91	1,54	1,91	1,79

IM ₂₋₅	2,50	2,54	2,65	2,29	2,54	2,43	2,38	2,85	2,91	2,38	3,00	2,90
IPP	2,90	2,91	2,55	2,47	2,75	3,04	2,49	2,38	2,64	2,70	2,78	2,72
IC	11,23	6,32	3,52	10,55	8,27	6,62	12,00	2,41	0,00	3,80	6,17	0,88
IB	12,61	23,61	10,29	12,12	9,71	14,18	12,78	3,84	8,11	10,17	6,61	6,88
IE	85,25	64,39	86,95	86,81	88,67	83,19	85,47	95,68	88,89	88,76	91,01	91,13
IS	45,95	52,97	55,56	40,00	59,64	52,46	48,48	74,58	76,92	48,28	80,00	76,60

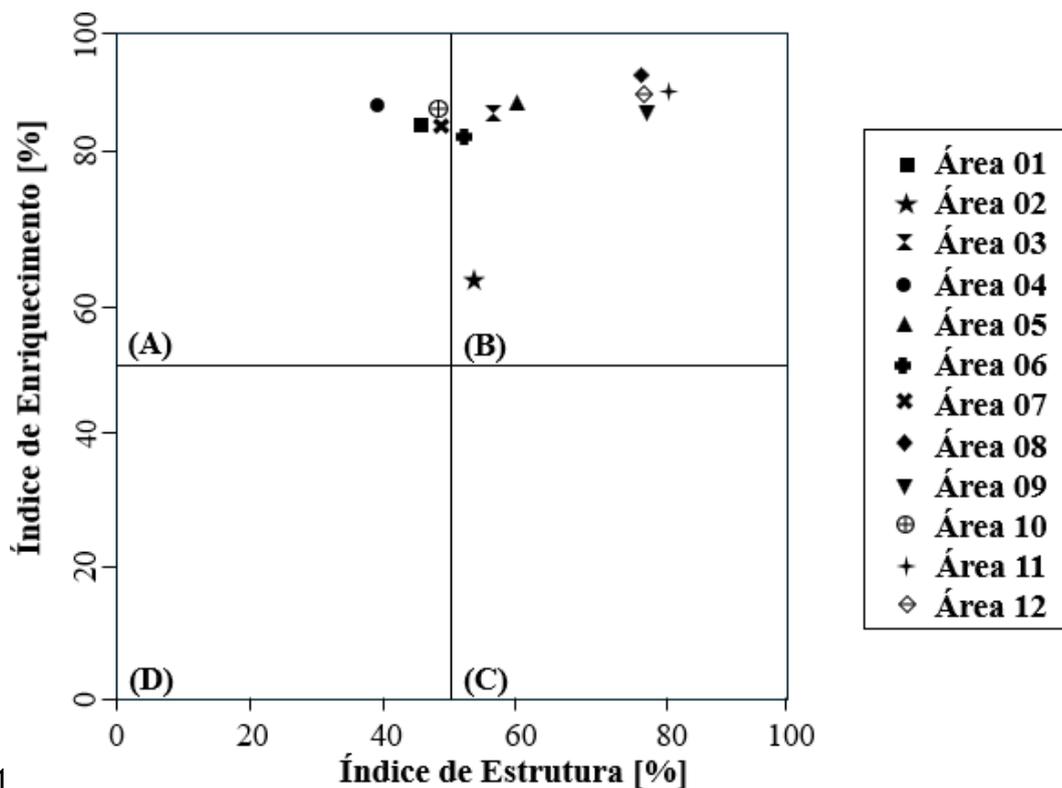
323 IM: índice de maturidade; IM₂₋₅: índice de maturidade dos nematoides de vida livre com c-p de 2 a 5; IPP: índice
324 de parasitos de plantas; IC: índice de canal; IB: índice basal; IE: índice de enriquecimento; IS: índice de estrutura.

325

326 A partir dos valores médios do IE e IS, a distribuição das comunidades de nematoides,
327 nas áreas amostradas, concentrou-se nos quadrantes A e B (Figura 7).

328

329 Figura 7. Análise faunística do solo baseado nas comunidades de nematoides distribuídos nas áreas produtoras de
330 batata-doce em Touros, RN.



331

332

333 *Análises física e química do solo*

334 Nas áreas produtoras de batata-doce, o valor médio do pH correspondeu a 6,9 indicando
335 que a maioria dos solos são ácidos. A classe textural predominante foi a franco arenosa (Tabela
336 5).

337 Tabela 5. Médias do pH, valores percentuais de areia, silte e argila, e classe textural das áreas produtoras de batata-
338 doce em Touros, RN.

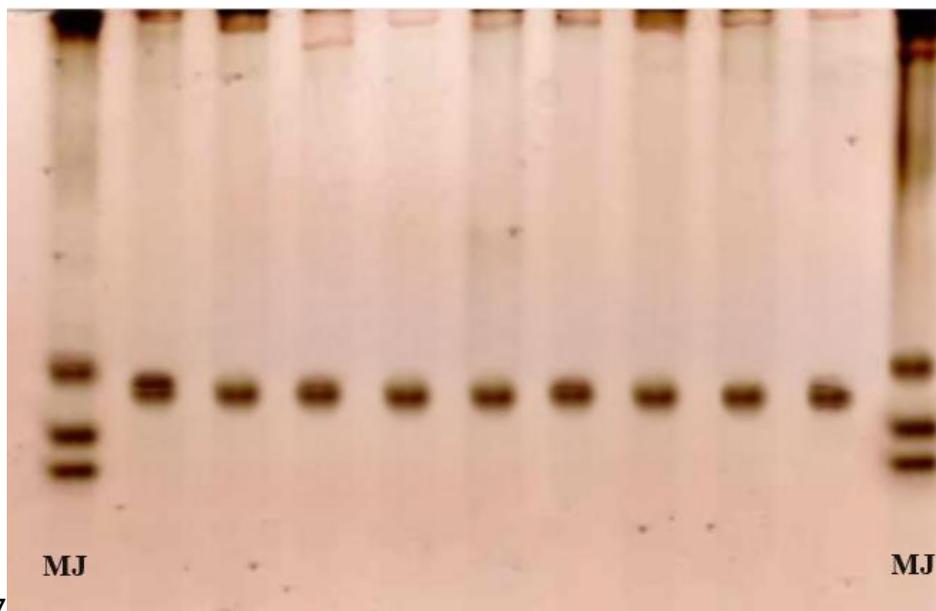
Área	pH	Areia	Silte	Argila	Classe textural
		[%]			
Área 01	7,58	59,03	26,87	14,10	Franco arenosa
Área 02	6,84	59,55	30,45	10,0	Franco arenosa
Área 03	6,56	59,18	32,82	8,0	Franco arenosa
Área 04	6,24	59,07	22,93	18,0	Franco arenosa
Área 05	6,60	59,25	30,65	10,10	Franco arenosa
Área 06	6,65	62,77	31,23	6,0	Franco arenosa
Área 07	7,00	55,10	24,70	20,2	Franco arenosa
Área 08	7,07	48,93	20,77	30,3	Franco argilo arenosa
Área 09	6,58	63,98	28,02	8,0	Franco argilo arenosa
Área 10	7,23	60,03	27,97	12,0	Franco arenosa
Área 11	6,74	65,21	28,79	6,0	Franco arenosa
Área 12	7,75	64,64	31,36	4,0	Franco arenosa

339

340 *Caracterização morfológica e bioquímica de Meloidogyne spp.*

341 Foram isoladas 18 populações do nematoide das galhas, das áreas 02, 03 e 12. A espécie
342 *M. incognita* foi identificada a partir do padrão perineal e perfil isoenzimático da enzima
343 esterase. Para o padrão de esterase, o fenótipo de *M. incognita* expresso foi I1 (Rm: 1.0) (Figura
344 8).

345 Figura 8. Perfil isoenzimático de esterase, em gel de poliacrilamida a 4,5%, da espécie *M. incognita* em áreas
346 produtoras de batata-doce em Touros, RN.



347

348 MJ: *M. javanica*. espécie utilizada como padrão em ambas as extremidades.

349

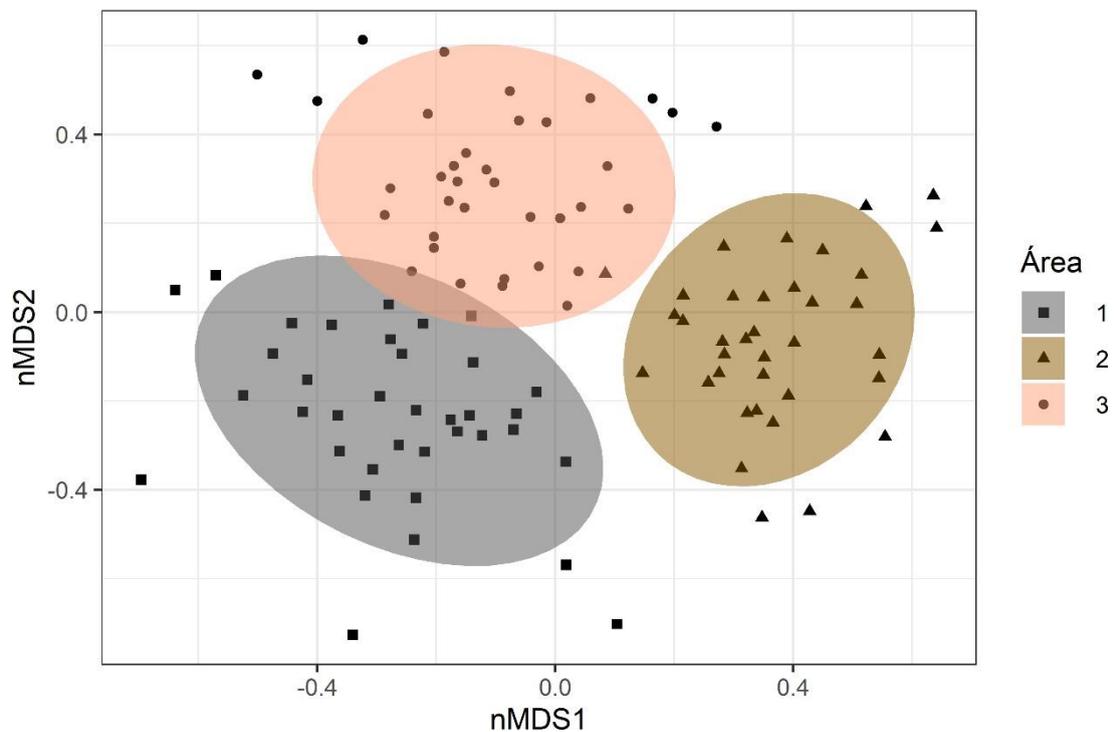
350 *Análise estatística*

351 De acordo com as comunidades de nematoides, a análise nMDS, mostrou que as três
 352 áreas (áreas 01, 02 e 03) analisadas formam grupos distintos (Figura 9). As análises
 353 PERMANOVA e PERMDISP foram significativas, indicando que há diferença na composição
 354 de nematoides entre as áreas.

355 As diferenças entre as áreas foram evidenciadas na análise SIMPER. Nas áreas 01 e 02,
 356 foi determinada uma dissimilaridade média de 55,8%, sendo a maior dissimilaridade encontrada
 357 no presente estudo, os gêneros que contribuíram para a dissimilaridade entre essas áreas foram
 358 *Rotylenchulus* (11,4%) e *Criconemoides* (7,9%). Entre as áreas 01 e 03, a dissimilaridade média
 359 foi de 51,5%, cuja cultivar é a mesma (Campina), observando que os gêneros *Tylenchus* (10%)
 360 e *Meloidogyne* (7,1%) foram os maiores contribuintes para sua dissimilaridade. Ao comparar a
 361 dissimilaridade entre as áreas 02 e 03, observou-se uma dissimilaridade média de 52,5%, os
 362 gêneros que mais contribuíram para sua dissimilaridade foram *Rotylenchulus* (11,7%) e
 363 *Criconemoides* (6,7%) (Tabela 6).

364

365 Figura 9. Disposição da escala multidimensional não métrica (nMDS), para as áreas com amostragem em malha,
 366 indicando a composição da comunidade de nematoides em relação as áreas analisadas.



367

368

369 Tabela 6. Resultados da análise SIMPER, indicando os gêneros de nematoides que mais contribuíram para a
370 dissimilaridade das áreas analisadas.

Gênero	C (%)	CA (%)	Abundância média de contribuição		
			Área 01	Área 02	Área 03
Áreas 01 e 02					
Dissimilaridade: 55,8%					
<i>Rotylenchulus</i>	11,4*	11,4	0	6,0	-
<i>Criconemoides</i>	7,9*	19,3	0,67	4,71	-
<i>Pratylenchus</i>	5,7*	25	0,54	3,53	-
<i>Tylenchus</i>	5,6*	30,6	0	3,13	-
<i>Meloidogyne</i>	5,0	35,6	5,26	3,29	-
<i>Aphelenchus</i>	4,8*	40,4	3,43	1,71	-
<i>Ditylenchus</i>	4,5	44,9	2,72	1,97	-
<i>Scutellonema</i>	4,3	49,2	2,01	2,14	-
<i>Aphelenchoides</i>	4,2	53,4	2,46	1,69	-
Áreas 01 e 03					
Dissimilaridade: 51,5%					
<i>Tylenchus</i>	10*	10	0	-	4,05
<i>Meloidogyne</i>	7,1*	17,1	5,26	-	2,90
<i>Helicotylenchus</i>	6,3*	23,4	0,34	-	2,64
<i>Aphelenchoides</i>	5,7*	29,1	2,46	-	0,49
<i>Ditylenchus</i>	5,7*	34,8	2,01	-	1,01
<i>Scutellonema</i>	5,6*	40,4	2,72	-	3,21
<i>Thornia</i>	5,4*	45,8	2,38	-	0,99
<i>Criconemoides</i>	4,9	50,7	0,67	-	1,93
Áreas 02 e 03					
Dissimilaridade: 52,5%					
<i>Rotylenchulus</i>	11,7*	11,7	-	6,0	0,07
<i>Criconemoides</i>	6,7*	18,4	-	4,71	1,93
<i>Pratylenchus</i>	6,4*	24,8	-	3,53	0,30
<i>Thornia</i>	5,1*	29,9	-	3,08	0,99
<i>Ditylenchus</i>	4,7	34,6	-	1,97	3,21
<i>Helicotylenchus</i>	4,7	39,3	-	1,34	2,64
<i>Tylenchus</i>	4,6	43,9	-	3,13	4,05
<i>Scutellonema</i>	4,6	48,5	-	2,14	1,01
<i>Meloidogyne</i>	4,5	53	-	3,29	2,90

371 C (%): contribuição em porcentagem; CA (%): contribuição acumulada em porcentagem. Na tabela estão
372 representados os gêneros que contribuíram em pelo menos 50% da dissimilaridade entre as áreas. * Contribuição
373 significativa a 1%.

374

375 **Discussão**

376 A substituição da vegetação natural por culturas agrícolas, principalmente em
377 monocultivo, deve ter contribuído para a dominância dos nematoides parasitos de plantas em
378 58% das áreas produtoras de batata-doce (áreas 02, 03, 07, 09, 10, 11 e 12). Nematoides
379 parasitos de plantas são dominantes em áreas que passaram por estresses ambientais (Niles &
380 Freckman, 1998), como no presente estudo, onde o monocultivo da batata-doce ocorre em todas
381 as áreas.

382 Os 16 gêneros de nematoides parasitos de plantas identificados nas 12 áreas estudadas
383 já foram anteriormente observados em associação com a cultura da batata-doce (Coyne et al.,
384 2003; Haougui et al., 2011; Olabiyi et al., 2016). Analisando as áreas separadamente, com base
385 no tipo de amostragem, as áreas de 01 a 03, com amostragem em malha retangular,
386 apresentaram maiores diversidades de nematoides parasitos de plantas (16 gêneros), e as áreas
387 com amostras compostas, áreas de 04 a 12, um total de dez gêneros. Embora os tipos de
388 amostragens e métodos de extração possam afetar a quantidade e diversidade de nematoides
389 extraídos, outros fatores como temperatura, umidade, cultura anterior e manejo também são
390 importantes. Por exemplo, Coyne et al. (2003) e Iliya et al. (2021) relataram, respectivamente,
391 a presença de 28 e 13 gêneros de nematoides parasitos de plantas, extraídos da rizosfera (solo
392 e raiz), associados a plantios de batata-doce na Uganda e na Nigéria, usando amostras
393 compostas.

394 Dentre os gêneros de nematoides parasitos de plantas de ocorrência comum em todas as
395 áreas amostradas, *Criconemoides*, *Ditylenchus* e *Meloidogyne* são relatados como nematoides
396 da batata-doce, onde o primeiro não causa danos à cultura, ao contrário dos dois últimos que
397 podem comprometer o rendimento e a qualidade das túberas (Pinheiro et al., 2011). O gênero
398 *Criconemoides* apresentou maior dominância entre parasitos de plantas em 33% das áreas (áreas
399 05, 06, 08 e 10). *Ditylenchus* foi dominante na área 04, juntamente com *Meloidogyne*, ambos
400 com dominância de 14,36%. Fitonematoides do gênero *Ditylenchus*, nas raízes tuberosas,
401 causam necroses em seu interior, com coloração variando de marrom a preta, e na maioria das
402 vezes pode ocorrer a decomposição completa da raiz devido a ataques secundários de outros
403 organismos fitopatogênicos (Niere & Karuri, 2018).

404 Os nematoides do gênero *Meloidogyne* foram dominantes em 33% das áreas (áreas 01,
405 04, 09 e 12). Esse gênero já foi relatado parasitando batata-doce na China e no Quênia (Jia et
406 al., 2022; Karuri et al., 2017). Dentre os gêneros parasitos de planta que causam danos às
407 culturas agrícolas, *Meloidogyne* é o de maior importância econômica (Jones et al., 2013). Os
408 danos causados por nematoides podem ser intensificados por um manejo inadequado e pela
409 interação com outros patógenos. Na batata-doce, a reprodução de *Meloidogyne* é elevada nas
410 fases iniciais, resultando em pequenas galhas e necroses nas raízes absorventes. Em cultivares
411 suscetíveis, as raízes tuberosas podem apresentar rachaduras, inchaços e uma aparência
412 verrugosa (Niere & Karuri, 2018; Pinheiro et al., 2011).

413 O nematoide-das-galhas foi registrado em todas as áreas amostradas e foi o segundo
414 gênero de nematoides fitoparasitas mais abundante, ficando atrás de *Rotylenchulus*. Essas

415 características podem ser atribuídas à alta variabilidade e polifagia que espécies de *Meloidogyne*
416 apresentam (Trudgill & Blok, 2001). Nematoides do gênero *Rotylenchulus* foram dominantes
417 na área 02 (41,90%), ocorrendo em dominâncias inferiores a 2% nas áreas 03, 06 e 08.

418 Em trabalhos realizados no Brasil, com as culturas do algodoeiro (*Gossypium hirsutum*
419 L.) e do meloeiro (*Cucumis melo* L.), perdas ocasionadas por nematoides do gênero
420 *Rotylenchulus*, quando em nível de dano, podem ser bem expressivas (Asmus, 2008; Moura et
421 al., 2002). A espécie *R. reniformis* Linford & Oliveira, 1940 tem sido relatada em plantios de
422 batata-doce em regiões tropicais e subtropicais do mundo (Niere & Karuri, 2018). Os danos
423 causados por nematoides deste gênero podem ser confundidos com sintomas secundários e
424 apresentam leve semelhança com os sintomas ocasionados por nematoides do gênero
425 *Meloidogyne* (Clark & Wright, 1983). O parasitismo por *Rotylenchulus* sp. ocasiona redução
426 no rendimento da cultura, pois, o seu desenvolvimento causa rachaduras nas túberas e um
427 “efeito de poda” nas raízes absorventes, no qual observa-se a redução do sistema radicular e/ou
428 o encurtamento do mesmo (Pinheiro et al., 2011).

429 Interação entre *Rotylenchulus* sp. e *Meloidogyne* sp. já foi relatada na cultura da batata-
430 doce. Uma das razões do declínio do rendimento da batata-doce em Papua, Nova Guiné foi
431 infestação conjunta de *R. reniformis* e *M. incognita* (Hartemink et al., 2000). Em plantios de
432 batata-doce em Kyushu, Japão, *R. reniformis* apresentou com alta densidade populacional
433 (Nakae & Yoshiga, 2021), enquanto *Meloidogyne* sp. foi predominante no Quênia (Karuri et
434 al., 2017).

435 Em razão do sistema de monocultivo, na maioria das vezes, um único gênero de
436 nematoides parasitos de plantas apresenta dominância, por causa do habitat, fatores
437 edafoclimáticos, propriedades do solo e planta hospedeira (Vicente et al., 2015). Dessa forma,
438 a maior dominância de *Rotylenchulus* na área 02 pode estar relacionada com o consórcio batata-
439 doce e bananeira (*Musa* sp.), visto que a presença do nematoide reniforme já havia sido relatada
440 na cultura da bananeira (Niere & Karuri, 2018). Também, a presença de *Meloidogyne* sp. em
441 todas as áreas pode dever-se ao fato de as espécies deste gênero serem as principais que atacam
442 a cultura (Pinheiro et al., 2011).

443 Outros gêneros fitoparasitas associados a implicações no rendimento e na qualidade da
444 cultura da batata-doce, *Helicotylenchus*, *Pratylenchus* e *Scutellonema* (Iliya et al., 2021; Osei
445 et al., 2017), também foram identificados no presente estudo. Nematoides do gênero
446 *Helicotylenchus* foram dominantes nas áreas 07 e 11. Este gênero vem sendo relatado

447 parasitando várias culturas agrícolas, a exemplo de goiabeira (*Psidium guava* L.), no bioma
448 caatinga (Vicente et al., 2015). Os danos causados por *Pratylenchus* ocasionam redução no
449 crescimento das raízes, devido às necroses que se originam após a alimentação do nematoide,
450 e atrofiamento da planta, que pode ser visualizado na parte aérea (Jones et al., 2013).
451 Nematoides do gênero *Scutellonema* já foram relatados parasitando a cultura do inhame e da
452 batata-doce no Brasil. Na cultura do inhame, a espécie *S. bradys* Steiner & LeHew, 1933 se
453 comporta como endoparasita migrador, podendo se comportar da mesma forma na batata-doce,
454 ocasionando podridão seca nos tubérculos (Ferraz & Brown, 2016; Olabiyi et al., 2016).

455 Os gêneros *Hirschmanniella* e *Radopholus* apresentaram ocorrência restrita na área 02.
456 Estes e os demais gêneros de fitonematoides identificados no presente estudo,
457 *Hemicycliophora*, *Hoplolaimus*, *Trichodorus*, *Tylenchorhynchus*, *Tylenchulus*, *Tylenchus* e
458 *Xiphinema*, já foram relatados associados a plantios de batata-doce nas regiões tropicais e
459 subtropicais, porém não foram estudados o suficiente para determinar a gravidade dos danos
460 ocasionados (Coyne et al., 2003; Niere & Karuri, 2018; Pinheiro et al., 2011).

461 As modificações na vegetação nativa da caatinga em sistemas de cultivo impactam
462 negativamente nas comunidades de nematoides, com redução na abundância de bacteriófagos,
463 onívoros e predadores (Hirschfeld et al., 2020). No presente estudo, na maioria das áreas, as
464 populações de bacteriófagos, onívoros e predadores apresentaram baixa dominância quando
465 comparadas aos nematoides parasitos de plantas. Alguns fatores que contribuem para a redução
466 das populações de nematoides de vida livre na caatinga são o uso da terra e as práticas agrícolas
467 (Lima da Silva et al., 2021). Além desses fatores, também deve-se considerar o monocultivo,
468 pois, a presença da planta hospedeira favorece a sobrevivência e o desenvolvimento de
469 nematoides fitoparasitas, o que contribui para o aumento de suas populações (Ferraz & Brown,
470 2016; Niles & Freckman, 1998).

471 A dominância dos nematoides de vida livre em 42% das áreas produtoras de batata-doce
472 (áreas 01, 04, 05, 06 e 08) deve-se aos bacteriófagos, destacando a família Rhabditidae. Os
473 bacteriófagos estão geralmente relacionados à decomposição da matéria orgânica e ao teor de
474 umidade (Yeates, 2003). A dominância dos bacteriófagos aqui observada pode ser explicada
475 pelo teor constante de umidade das áreas, devido à presença de sistemas de irrigação em todas
476 as áreas amostradas e à fertilização utilizada para aumentar o rendimento da batata-doce.

477 De acordo com Sánchez-Moreno e Ferris (2007), em ecossistemas naturais, nematoides
478 onívoros e predadores auxiliam na redução da abundância de nematoides fitoparasitas, atuando

479 como inimigos naturais, diminuindo suas populações, especialmente quando os recursos são
480 limitados. No presente estudo, as dominâncias dos grupos tróficos onívoros e predadores foram
481 abaixo de 7% e 5%, respectivamente. A baixa dominância de nematoides onívoros e predadores
482 se deve, provavelmente, às intervenções humanas nos ecossistemas e ao cultivo agrícola
483 (Gomes et al., 2003; Mattos, 2002). O grupo de nematoides predadores, na maioria das áreas,
484 foi o que apresentou menor dominância, corroborando a dominância baixa do grupo em áreas
485 cultivadas (Mattos, 2002).

486 O monocultivo foi um dos fatores que exerceu influência sobre a abundância, riqueza e
487 escalas c-p e p-p das comunidades de nematoides identificadas neste estudo. A riqueza e a
488 dominância dos nematoides habitantes do solo estão associadas à sua resposta à dinâmica
489 espacial, temporal, recursos disponíveis e estresses que ocorrem no ambiente onde estão
490 inseridos (Niles & Freckman, 1998). As maiores dominâncias de nematoides de vida livre, em
491 todas as áreas, concentraram-se nas escalas c-p 1 e c-p 2, provavelmente devido a características
492 intrínsecas dos nematoides, como morfologia e hábitos alimentares, e disponibilidade de
493 alimentos (Ferris et al., 2001).

494 A presença de nematoides da família Rhabditidae juntamente com nematoides
495 pertencentes aos gêneros *Alloionema*, *Diplogaster*, *Panagrolaimus* e *Rhabditis* levaram à
496 prevalência da escala c-p 1 nas áreas amostradas. Nematoides enquadrados na escala c-p 1
497 ocorrem em ambientes enriquecidos e apresentam ciclo de vida curto, alta produção de ovos
498 pequenos, formação de *dauerlarvae* e tolerância a poluição (Bongers & Bongers, 1998).
499 Nematoides pertencentes a escala c-p 1 foram dominantes em todas as áreas, com exceção da
500 área 02, ocupando a segunda posição com relação à dominância de nematoides de vida livre na
501 área. Os fatores que podem estar relacionados à predominância de nematoides c-p 1 são as
502 atividades agrícolas, como correção do solo e o uso de fertilizantes, nas áreas produtoras.

503 A escala c-p 2 deve-se à contribuição dos gêneros *Acrobeles*, *Aphelenchoides*,
504 *Aphelenchus*, *Monhystera*, *Nothotylenchus*, *Seinura* e *Wilsonema*. A área 02 apresentou maior
505 dominância de nematoides da escala c-p 2, ocorrendo nas demais áreas como o segundo grupo
506 mais dominante. Nematoides enquadrados na escala c-p 2 apresentam menor fecundidade que
507 nematoides da escala c-p 1, com ciclo de vida curto e maior resistência às perturbações
508 ambientais (Ferris et al., 2001).

509 Os nematoides fitoparasitas concentraram-se nas escalas p-p 2 e p-p 3. Os gêneros
510 *Ditylenchus* e *Tylenchus* estão inseridos na escala p-p 2, enquanto o principal nematoide da

511 batata-doce, *Meloidogyne* sp., está inserido na escala p-p 3. Estudos realizados em áreas de
512 cultivo agrícola, com a cultura do eucalipto (*Eucalyptus* sp.) em Pernambuco e do mamoeiro
513 (*Carica papaya* L.) na Paraíba também identificaram dominância de nematoides pertencentes
514 à escala p-p 3 (Batista, 2019; Matos et al., 2012).

515 As guildas estruturais (escalas c-p e p-p) fornecem informações prévias sobre os níveis
516 tróficos das comunidades de nematoides do solo, no entanto, as guildas funcionais são as mais
517 utilizadas devido à riqueza de informações, como as funções do nematoide no ecossistema em
518 que está inserido e suas relações com as mudanças ambientais (Walter & Ikonem, 1989).

519 A guilda funcional dominante dos nematoides de vida livre, em todas as áreas, foi Ba₁,
520 com uma riqueza de cinco gêneros nas áreas de 01 a 03, e de três gêneros nas áreas de 04 a 12.
521 Essa guilda é caracterizada por solo enriquecido e com alta disponibilidade de nutrientes (Ferris
522 et al., 2001). Para os nematoides parasitos de plantas, a guilda funcional dominante foi H₃,
523 constituída por uma riqueza de 12 gêneros, nas áreas de 01 a 03, e de sete gêneros, nas áreas de
524 04 a 12. Essa guilda é caracterizada como estruturada, em que a cadeia alimentar do solo está
525 em fase de recuperação diante de uma condição de estresse (Ferris et al., 2001). A mesma
526 condição da dominância de nematoides parasitos de plantas pertencentes à guilda funcional H₃
527 foi observada anteriormente, no estudo de Vicente et al. (2015), para o bioma da caatinga.

528 Quatro tipos de hábitos parasitários foram identificados (ectoparasitas, endoparasitas
529 migradores, endoparasitas sedentários e semi-endoparasitas), corroborando Coyne et al. (2003),
530 que identificaram os mesmos hábitos parasitários para os fitonematoides. De um modo geral,
531 nematoides semi-endoparasitas foram os de maior dominância, seguidos pelos endoparasitas
532 sedentários. Apesar da alta frequência de *Meloidogyne* nas áreas, a abundância de
533 *Rotylenchulus* contribuiu decisivamente para a segunda colocação dos endoparasitas
534 sedentários, relatados em outros estudos com batata-doce como o hábito parasitário dominante,
535 devido à alta densidade populacional de nematoides do gênero *Meloidogyne* (Coyne et al.,
536 2003; Iliya et al., 2021).

537 Os baixos (< 2) valores do IM de todas as áreas amostradas, com exceção da área 02,
538 indicam que o ecossistema apresenta alta disponibilidade de nutrientes, baixa maturidade da
539 teia alimentar do solo e alto nível de perturbação, o que explica a dominância dos bacteriófagos
540 nas áreas amostradas (Ferris et al., 2001; Sánchez-Moreno & Ferris, 2018). Embora a teia
541 alimentar do solo da área 02 (IM = 2,15) indique ligeiro incremento na maturidade, é uma área

542 com média sensibilidade ao surto de pragas e apresenta decomposição de matéria orgânica
543 equilibrada e fertilidade variando de média a alta (Sánchez-Moreno e Ferris, 2018).

544 Os valores do IPP de 2 a 3,5 encontrados demonstram que a pressão dos nematoides
545 parasitos de plantas varia de baixa a média. Esse cenário ocorre devido à dominância de
546 nematoides parasitos de plantas ectoparasitas (Sánchez-Moreno e Ferris, 2018). Este tipo de
547 parasitismo foi identificado no presente estudo e se mostrou dominante em 33% das áreas.

548 Os valores 0 – 30 do IC e do IB, de todas as áreas, revelam que a participação dos
549 bacteriófagos na decomposição da matéria orgânica é mais ativa que a participação fúngica
550 (Sánchez-Moreno e Ferris, 2018) e que a dominância de nematoides bacteriófagos é superior à
551 dos nematoides micófitos no solo. Os valores baixos do IB indicam que a teia alimentar do
552 solo é preservada e o solo é enriquecido, o que favorece o surgimento de nematoides
553 oportunistas das guildas funcionais Ba₁ e Mi₂ (Ferris et al., 2001).

554 Os valores do IE (60 – 100) de todas as áreas mostram que a decomposição é rápida,
555 devido à abundância de bacteriófagos e à alta fertilidade do solo. Os valores do IS (30 – 60) das
556 áreas de 01 a 07 e da área 10 indicam que o desenvolvimento da teia alimentar do solo é de
557 médio a alto e apresenta boas condições de ligações tróficas. Por outro lado, o IS (60 – 100) das
558 áreas 08, 09, 11 e 12 indicam alta disponibilidade de alimentos e enriquecimento de nutrientes
559 (Ferris et al., 2001; Sánchez-Moreno e Ferris, 2018).

560 Com base nos valores médios do IE e IS, na análise faunística, proposta por Ferris et al.
561 (2001), as comunidades de nematoides foram distribuídas espacialmente nos quadrantes A e B.
562 A disposição das áreas nesses quadrantes deve-se aos valores do IS, as áreas com valores do IS
563 no intervalo 45,95 – 48,48 enquadraram-se no quadrante A, e as áreas com valores do IS no
564 intervalo 52,46 – 80,00 enquadraram-se no quadrante B. Ambos os quadrantes apresentam
565 características comuns, como o enriquecimento de nitrogênio e a baixa relação C:N. Quanto às
566 diferenças, o quadrante A apresenta alta perturbação, canal de decomposição de origem
567 bacteriana e teia alimentar perturbada, enquanto o quadrante B apresenta perturbação de baixa
568 a moderada, decomposição balanceada e teia alimentar em amadurecimento.

569 Sabendo que a batata-doce é uma cultura perene, cultivada como anual, o resultado
570 apresentado corrobora Ferris et al. (2001), cujo sistema de produção de culturas anuais ou
571 perenes, quando enquadradas no quadrante A, apresentam a condição de perturbação (áreas 01,
572 04, 07 e 10) e, quando enquadradas no quadrante B, apresentam a condição estruturada na
573 cadeia alimentar (demais áreas). A estrutura da comunidade de nematoides está associada ao

574 habitat em que está inserida e às respostas dessa comunidade às mudanças ambientais e às ações
575 antrópicas (Fiscus & Neher, 2002; Lazarova et al., 2004).

576 Estudos envolvendo a composição e estrutura das comunidades de nematoides
577 mostraram que essas comunidades respondem bem a fatores bióticos e abióticos e estes
578 influenciam diretamente a sua diversidade (Ferris & Matute, 2003). Fatores abióticos como a
579 textura do solo e o pH influenciam a composição das comunidades de nematoides (Elliot, 1994;
580 Goede, 1993). A maioria dos solos do presente estudo apresentou textura franco arenosa, com
581 alto teor de areia. O alto teor de areia no solo, favorece a dominância de nematoides parasitos
582 de plantas, pois, os espaços porosos facilitam a locomoção até as raízes da planta hospedeira
583 (Sánchez-Moreno & Ferris, 2018). Solos mais arenosos também favorecem a locomoção de
584 nematoides de vida livre, visto que alguns grupos necessitam de espaços maiores para a
585 locomoção.

586 A distribuição horizontal de nematoides parasitos de plantas no campo geralmente
587 ocorre de forma agregada, devido a influência da distribuição das raízes, do tipo de solo, do
588 teor de umidade e de outros fatores físicos e biológicos (Goulart, 2007). Então, aumentar a
589 amostragem, quando possível, aumentará a probabilidade de detecção, precisão, confiabilidade
590 e estimativa da amostra (Prot & Ferris, 1992). No presente estudo, dois tipos de amostragens
591 foram realizadas (em malha e aleatória), mas as áreas com amostragem em malha apresentaram
592 maior diversidade e riqueza de indivíduos devido, provavelmente, ao maior número de amostras
593 coletadas.

594 O desenvolvimento de *M. incognita*, única espécie de *Meloidogyne* identificada, na
595 cultura da batata-doce depende da temperatura, de forma que essa espécie pode completar
596 vários ciclos durante a estação de crescimento da cultura (Jatala & Russell, 1972). Valores de
597 temperatura entre 23 °C e 30 °C, de um modo geral, favorecem o desenvolvimento de *M.*
598 *incognita* na planta hospedeira (Ferraz & Brown, 2016). A temperatura média do município de
599 Touros, RN, em outubro de 2023 correspondeu à 26,5°C, o que pode ter favorecido o
600 desenvolvimento da espécie no período da amostragem.

601 Além da temperatura, outros fatores que afetam a densidade populacional de
602 *Meloidogyne* spp. são tipo de solo, excesso de umidade e cultivar. Espécies de *Meloidogyne* se
603 desenvolvem bem em solos com textura franco arenosa. A maioria dos solos das áreas do
604 presente estudo possuem esse tipo de textura (Niere & Karuri, 2018). O pH ideal para o
605 desenvolvimento da cultura da batata-doce está entre 5,6 e 6,5, produzindo bem na faixa de pH

606 entre 4,5 e 7,5 (Miranda et al., 1989). O pH médio das áreas produtoras de batata-doce do
607 presente trabalho correspondeu a 6,90, estando dentro da faixa ótima de desenvolvimento para
608 a cultura e conseqüentemente favorecendo o parasitismo de nematoides. Sendo assim, pode-se
609 considerar que a textura do solo e o pH favoreceram as comunidades de *M. incognita*
610 identificadas no presente estudo.

611 As diferenças detectadas nas áreas 01, 02 e 03 (Figura 9) ocorreram devido à presença
612 e/ou ausência de gêneros e/ou famílias de nematoides entre as áreas. A exemplo do gênero
613 *Alloionema* ocorrendo apenas na área 01 e do gênero *Wilsonema* ocorrendo apenas na área 03.
614 As diferenças também podem ser observadas com relação à abundância dos gêneros registrados,
615 a exemplo do gênero *Rotylenchulus*, que ocorreu na área 02 com alta abundância (31073
616 espécimens em 300 cm³ de solo) e na área 03 com baixa abundância (14 espécimens em 300
617 cm³ de solo) (Tabela 2).

618 Com relação a contribuição dos gêneros para a dissimilaridade, em todas as áreas
619 nematoides parasitos de plantas contribuíram com pelo menos 50% das diferenças, destacando
620 os gêneros *Ditylenchus*, *Meloidogyne*, *Scutellonema* e *Tylenchus*, que estavam presentes em
621 todas as contribuições da dissimilaridade até 50%. O gênero *Thornia* apresentou contribuição
622 significativa, sendo o único nematoide de vida livre que esteve presente nas contribuições de
623 dissimilaridade próxima a 50% (Tabela 6).

624 A presença de populações mono específicas de *Meloidogyne* associadas ao cultivo de
625 batata-doce favorece estratégias de manejo como uso de variedades resistentes e rotação de
626 culturas ou variedades, no entanto, essas práticas precisam ser usadas com cautela para não
627 favorecer a multiplicação de espécies não detectadas.

628 O presente estudo traz informações sobre a avaliação das comunidades de nematoides
629 como bioindicadores do solo e como as atividades agrícolas impactam na dominância entre os
630 diferentes grupos tróficos e entre as áreas. Esses dados podem fornecer informações iniciais
631 para a elaboração de estratégias adequadas para o manejo de nematoides parasitos de plantas
632 nas áreas produtoras de batata-doce no município de Touros, RN, visando a mitigação das
633 perdas de rendimentos por meio do parasitismo destes.

634 A diversidade de nematoides pode ser constatada em todas as áreas amostradas, com
635 variação nos gêneros e famílias identificadas e a quantidade de nematoides por área. Dentre as
636 12 áreas, a área 02 mostrou-se a mais diversa e com maior abundância de nematoides,

637 destacando a dominância de nematoides parasitos de plantas, principalmente os do gênero
638 *Rotylenchulus*.

639 Os dados obtidos mostram que uma alternativa para lidar com os problemas causados
640 por esses fitonematoides é a integração de métodos de controle, com destaque para o uso de
641 cultivares resistentes (Niere & Karuri, 2018). A eficiência do manejo pode ser alcançada devido
642 a identificação das populações de fitonematoides presentes nas áreas de cultivo de batata-doce,
643 bem como as cultivares plantadas e o manejo cultural aplicado, o que ajuda a minimizar os
644 danos, preservar a saúde do solo e melhorar a produtividade.

645 **Conclusão**

646 Nas áreas cultivadas com batata-doce em Touros, RN, os nematoides parasitos de
647 plantas são dominantes, com maior abundância dos gêneros *Rotylenchulus* e *Meloidogyne*,
648 contribuindo para a prevalência dos hábitos parasitários semi-endoparasitas e endoparasita
649 sedentário. A nematofauna das áreas caracteriza-se pela dominância de nematoides c-p 1, c-p
650 2, p-p 2 e p-p 3, das guildas Ba₁ e H₃ e dos hábitos parasíticos semi-endoparasitas e endoparasita
651 sedentário. A cadeia alimentar das áreas amostradas varia de condição perturbada à estruturada,
652 com baixos índices de maturidade. A comunidade de nematoide das galhas é provavelmente
653 mono específica, constituída por *M. incognita*, embora a estrutura e composição das
654 comunidades de nematoides variem nas áreas estudadas, com dissimilaridades acima de 50%,
655 no entanto.

656

657 **Agradecimentos:** A todos os autores que colaboraram e apoiaram o desenvolvimento da
658 pesquisa.

659 **Informações de financiamento:** CNPq

660 **Conformidade com padrões éticos:** Esta pesquisa não envolve seres humanos e/ou animais.

661 **Conflitos de interesse:** Não há conflitos de interesse entre os autores.

662

663 **Referências**

664 Agrios, G. N. (2005). Plant diseases caused by nematodes. *Plant pathology*, 825-874.
665 <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-047378-9.50021-X>

666 Anderson, M. J. (2001). A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral*
667 *ecology*, 26(1), 32-46. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.2001.01070.pp.x>

- 668 Anderson, M. J. (2006). Distance-based tests for homogeneity of multivariate dispersions. *Biometrics*, 62(1), 245-
669 253. <https://doi.org/10.1111/j.1541-0420.2005.00440.x>
- 670 Asmus, G. L. (2008). Ocorrência e manejo do nematoide reniforme em Mato Grosso do Sul. *TECNOLOGIA e*
671 *produção: soja-milho*, 2009(5).
- 672 Batista, M. G. C. (2019). *Nematofauna associada a áreas degradadas da Caatinga* (Doctoral dissertation,
673 Dissertation, Rural Federal University of Pernambuco (UFRPE).
- 674 Bongers, T. (1990). The maturity index: an ecological measure of environmental disturbance based on nematode
675 species composition. *Oecologia*, 83, 14-19. <https://doi.org/10.1007/BF00324627>
- 676 Bongers, T., & Bongers, M. (1998). Functional diversity of nematodes. *Applied soil ecology*, 10(3), 239-251.
677 [https://doi.org/10.1016/S0929-1393\(98\)00123-1](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(98)00123-1)
- 678 Carneiro, R. M. D. G., & Almeida, M. R. A. (2001). Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos
679 nematoides de galhas para identificação de espécies. *Nematologia Brasileira*, 25(1), 35-44.
- 680 Castro, L. A. S., Rocha, N., & Abrantes, V. (2008). Avaliação Biológica de Viroses em Plantas Matrizes e Mudanças
681 de Batata-doce (*Ipomoea batatas*). <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/746682>.
- 682 Charchar, J. M., & Ritschel, P. S. (2004). *Avaliação do banco de germoplasma de batata-doce da Embrapa*
683 *Hortaliças para resistência a Meloidogyne spp.* Brasília: Embrapa Hortaliças.
- 684 Clark, C. A., & Wright, V. L. (1983). Effect and reproduction of *Rotylenchulus reniformis* on sweet potato
685 selections. *Journal of nematology*, 15(2), 197.
- 686 Clarke, K. R. (1993). Non-parametric multivariate analyses of changes in community structure. *Australian*
687 *journal of ecology*, 18(1), 117-143. <https://doi.org/10.1111/j.1442-9993.1993.tb00438.x>
- 688 Coyne, D. L., Talwana, H. A., & Maslen, N. R. (2003). Plant-parasitic nematodes associated with root and tuber
689 crops in Uganda. *African Plant Protection*, 9(2), 87-98. <https://hdl.handle.net/10520/EJC87866>
- 690 Documento online Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. Produção Agrícola – Lavoura Temporária
691 (2022) Recuperado em 02 de junho de 2024, em
692 <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/rn/touros/pesquisa/14/10193?indicador=10234&tipo=ranking>.
- 693 Documento online Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. Mapa de clima do Brasil (1978).
694 Recuperado em 02 de junho de 2024, em:
695 https://geoftp.ibge.gov.br/informacoes_ambientais/climatologia/mapas/brasil/Map_BR_clima_2002.
- 696 Documento online Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística – IBGE. PAM - Produção Agrícola Municipal
697 (2022a). Recuperado em 24 de Agosto de 2024, em: [https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-
698 e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html?=&t=resultados](https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9117-producao-agricola-municipal-culturas-temporarias-e-permanentes.html?=&t=resultados).
- 699 Elliott, E. T. (1994). The potential use of soil biotic activity as an indicator of productivity, sustainability, and
700 pollution.
- 701 Ferraz, L. C. C. B. (2016). Chave ilustrada de identificação dos principais gêneros de fitonematoides no Brasil
702 baseada em caracteres das fêmeas. *Diagnose de fitonematoides Campinas: Millennium*, 237-253.
- 703 Ferraz, L. C. C. B., & BROWN, D. J. F. (2016). Nematologia de plantas: fundamentos e importância. *Manaus:*
704 *Norma Editora*, 1, 251.
- 705 Ferris, H., Bongers, T., & de Goede, R. G. (2001). A framework for soil food web diagnostics: extension of the
706 nematode faunal analysis concept. *Applied soil ecology*, 18(1), 13-29. [https://doi.org/10.1016/S0929-
707 1393\(01\)00152-4](https://doi.org/10.1016/S0929-1393(01)00152-4)
- 708 Fiscus, D. A., & Neher, D. A. (2002). Distinguishing sensitivity of free-living soil nematode genera to physical
709 and chemical disturbances. *Ecological applications*, 12(2), 565-575. [https://doi.org/10.1890/1051-
710 0761\(2002\)012\[0565:DSOFLS\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1890/1051-0761(2002)012[0565:DSOFLS]2.0.CO;2)
- 711 Goede, R. D., Bongers, T., & Ettema, C. H. (1993). Graphical presentation and interpretation of nematode
712 community structure: cp triangles.

- 713 Gomes, G. S., Huang, S. P., & Cares, J. E. (2003). Nematode community, trophic structure and population
714 fluctuation in soybean fields. *Fitopatologia brasileira*, 28, 258-266. <https://doi.org/10.1590/S0100->
715 41582003000300006
- 716 Goulart, A. M. C. (2007) Diversidade de nematóides em agroecossistemas e ecossistemas naturais.
717 <https://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/571966/1/doc191.pdf>
- 718 Haougui, A., Doumma, A., Toufique, B. M., & Kollo, I. A. (2011). Survey of plant Parasitic nematodes associated
719 with sweet potato in Niger. <http://maxwellsci.com/print/ajas/v3-32-36.pdf>
- 720 Hartemink, A. E., Poloma, S., Maino, M., Powell, K. S., Egenae, J., & O'Sullivan, J. N. (2000). Yield decline of
721 sweet potato in the humid lowlands of Papua New Guinea. *Agriculture, ecosystems & environment*, 79(2-3), 259-
722 269. [https://doi.org/10.1016/S0167-8809\(00\)00139-0](https://doi.org/10.1016/S0167-8809(00)00139-0)
- 723 Hirschfeld, M. N. C., Cares, J. E., & Esteves, A. M. (2020). Land use, soil properties and climate variables
724 influence the nematode communities in the Caatinga dry forest. *Applied Soil Ecology*, 150, 103474.
725 <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2019.103474>
- 726 Iliya, J. C., Dada, S. L., Ibrahim, S., & Peter, A. (2021). Studies on plant-parasitic nematodes associated with sweet
727 potato (*Ipomoea batatas* L., Lam.) in Gombe State, Nigeria. *Archives of Agriculture and Environmental*
728 *Science*, 6(4), 477-482. <https://doi.org/10.26832/24566632.2021.060409>
- 729 Ito, D. S., Matunaga, D. S., Silva, A. G., Dorigo, O. F., Machado, A. C. Z., & Carneiro, R. M. D. G. (2019).
730 Identificação bioquímica de *Meloidogyne* spp. MACHADO, ACZ; SILVA, SA; FERRAZ, LCCB (ed.). *Métodos em*
731 *Nematologia agrícola. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia*, 71-94.
732 <https://nematologia.com.br/files/livros/book5.pdf>
- 733 Jatala, P. A. R. V. I. Z., & Russell, C. C. (1972). Nature of sweet potato resistance to *Meloidogyne incognita* and
734 the effects of temperature on parasitism. *Journal of Nematology*, 4(1), 1.
- 735 Jenkins, W. R. B. (1964). A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil.
- 736 Jia, L., Wu, H., Wang, Y., & Li, H. (2022). First Report of the Root-Knot Nematode *Meloidogyne enterolobii* on
737 Sweet Potato in Guangxi Province, China. *Plant Disease*, 106(4). <https://doi.org/10.1094/PDIS-08-21-1793->
738 PDN
- 739 Jones, J. T., Haegeman, A., Danchin, E. G., Gaur, H. S., Helder, J., Jones, M. G., & Perry, R. N. (2013). Top
740 10 plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. *Molecular plant pathology*, 14(9), 946-961.
741 <https://doi.org/10.1111/mpp.12057>
- 742 Karuri, H. W., Olago, D., Neilson, R., Njeri, E., Opere, A., & Ndegwa, P. (2017). Plant parasitic nematode
743 assemblages associated with sweet potato in Kenya and their relationship with environmental variables. *Tropical*
744 *plant pathology*, 42, 1-12. <https://doi.org/10.1007/s40858-016-0114-4>
- 745 Lazarova, S. S., de Goede, R. G., Peneva, V. K., & Bongers, T. (2004). Spatial patterns of variation in the
746 composition and structure of nematode communities in relation to different microhabitats: a case study of
747 *Quercus dalechampii* Ten. forest. *Soil Biology and Biochemistry*, 36(4), 701-712.
748 <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2004.01.005>
- 749 Lima da Silva, J. V. C., Ferris, H., Cares, J. E., & Esteves, A. M. (2021). Effect of land use and seasonality on
750 nematode faunal structure and ecosystem functions in the Caatinga dry forest.
751 <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2021.103296>
- 752 Mai, W. (1996). *Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera*. Cornell University Press.
- 753 Maranhão, S. R. V. L. (2010). Comunidade, dinâmica populacional e variabilidade espacial de nematóide em
754 áreas de cultivo da cana-de-açúcar sob diferentes condições edafoclimáticas no Nordeste.
755 <http://www.tede2.ufrpe.br:8080/tede2/handle/tede2/6680>
- 756 Matos, D. S., Pedrosa, E. M., Michereff, S. J., Peixoto, J. S., Medeiros, J. E., & Barros, P. A. (2012). Nematofauna
757 associada ao cultivo comercial de mamoeiro no estado da Paraíba. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, 7(4),
758 614-619. <https://doi.org/10.5039/agraria.v7i4a1857>
- 759 Mattos, J. K. A. (2002). Nematóides do solo como indicadores da interferência humana nos sistemas naturais:
760 aspectos gerais e alguns resultados obtidos no Brasil. *Revisão anual de patologia de plantas*, 10, 373-390.

- 761 Miranda, J. E. C., França, F. H., Carrijo, O. A., Souza, A. F., Pereira, W., & Lopes, C. A. (1989). Batata-doce
762 (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.).
- 763 Moura, R. M., Pedrosa, E. M., & Guimarães, L. M. (2002). Nematoses de alta importância econômica da cultura
764 do melão no Estado do Rio Grande do Norte, Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 27, 225-225.
765 <https://doi.org/10.1590/S0100-41582002000200020>
- 766 Nakae, K., & Yoshiga, T. (2021). Distribution of *Rotylenchulus reniformis* (Tylenchida, Hoplolaimidae)
767 reproductive types in Kyushu, Japan. *Applied entomology and zoology*, 56, 75-81. [https://doi.org/10.1007/s13355-
768 020-00710-w](https://doi.org/10.1007/s13355-020-00710-w)
- 769 Niere, B., & Karuri, H. W. (2018). Nematode parasites of potato and sweet potato. In *Plant parasitic nematodes*
770 *in subtropical and tropical agriculture* (pp. 222-251). Wallingford UK: CAB International.
771 <https://doi.org/10.1079/9781786391247.0222>
- 772 Niles, R. K., & Freckman, D. W. (1998). From the ground up: nematode ecology in bioassessment and ecosystem
773 health. *Plant and nematode interactions*, 36, 65-85. <https://doi.org/10.2134/agronmonogr36.c4>
- 774 Nóbrega, D. D. S. (2011). Reação de clones de batata-doce aos nematóides de galhas do gênero *Meloidogyne* sp.
775 <https://bdm.unb.br/handle/10483/1853>
- 776 Nunes, M., Cruz, D. P., & Fortuna, A. (2012). Tecnologia para produção de farinha de batata-doce: novo produto
777 para os agricultores familiares. <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/964625>
- 778 Oksanen, J., Simpson, G. L., Blanchet, F. G., Kindt, R., ..., Weedon, J. (2024). Package ‘vegan’. *Community*
779 *ecology package*, 2-6-6.1, p. 1-294. <https://mirror.ibcp.fr/pub/CRAN/web/packages/vegan/vegan.pdf>
- 780 Olabiyi, T. I., Fabiyi, O. A., Atungwu, J. J., & Adepoju, I. O. (2016). Plant parasitic nematode associated with
781 sweet potato in Nigeria. *American Journal of Agricultural Research*, 1(4), 0032-0038.
- 782 Osei, K., Adomako, J., Danso, Y., Asante, J. S., & Abugri, B. (2017). Evaluation of nematode suppression and
783 yield improvement potential of organic substances in sweet potato crop. *Journal of Applied Biosciences*, 119,
784 11864-11870. <https://doi.org/10.4314/jab.v119i1.4>
- 785 Pinheiro, J. B., Rodrigues, C. D. S., Carvalho, A. D. F., & Pereira, R. B. (2011). Nematoides na cultura da batata-
786 doce.
- 787 Prot, J. C., & Ferris, H. (1992). Sampling approaches for extensive surveys in nematology. *Journal of*
788 *Nematology*, 24(4S), 757.
- 789 Sánchez-Moreno, S., & Ferris, H. (2018). Nematode ecology and soil health. In *Plant parasitic nematodes in*
790 *subtropical and tropical agriculture* (pp. 62-86). Wallingford UK: CAB International.
791 <https://doi.org/10.1079/9781786391247.0062>
- 792 Sánchez-Moreno, S., & Ferris, H. (2007). Suppressive service of the soil food web: effects of environmental
793 management. *Agriculture, ecosystems & environment*, 119(1-2), 75-87. <https://doi.org/10.1016/j.agee.2006.06.012>
- 794 Scurrah, M. I., Niere, B., & Bridge, J. (2005). Nematode parasites of solanum and sweet potatoes. In *Plant*
795 *parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture* (pp. 193-219). Wallingford UK: CABI Publishing.
796 <https://doi.org/10.1079/9780851997278.0193>
- 797 Sieriebriennikov, B., Ferris, H., & de Goede, R. G. (2014). NINJA: An automated calculation system for
798 nematode-based biological monitoring. *European Journal of Soil Biology*, 61, 90-93.
799 <https://doi.org/10.1016/j.ejsobi.2014.02.004>
- 800 Silva, J. B., Lopes, C. A., & Magalhães, J. S. (2008). Batata-doce (*Ipomoea batatas*). *Embrapa Hortaliças*, 6.
- 801 Song DaGang, S. D., Pan KaiWen, P. K., Tariq Akash, T. A., Sun Feng, S. F., Li ZiLong, L. Z., Sun XiaoMing, S.
802 X., ... & Wu XiaoGang, W. X. (2017). Large-scale patterns of distribution and diversity of terrestrial nematodes.
803 <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.02.013>
- 804 Tarjan, A. C., Esser, R. P., & Chang, S. L. (1977). Interactive diagnostic key to plant parasitic, freeliving and
805 predaceous nematodes. *Journal of the Water Pollution Control Federation*, 49, 2318-2337.
- 806 Taylor, D. P., & Netscher, C. (1974). An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp.

- 807 Teixeira, P. C., Donagemma, G. K., Fontana, A. & Teixeira, W. G. (2017). Manual de métodos de análise de solo.
808 *Embrapa Solos*.
- 809 Trudgill, D. L., & Blok, V. C. (2001). Apomictic, polyphagous root-knot nematodes: exceptionally successful and
810 damaging biotrophic root pathogens. *Annual review of phytopathology*, 39(1), 53-77.
811 <https://doi.org/10.1146/annurev.phyto.39.1.53>
- 812 Ugarte, C. M., Zaborski, E. R., & Wander, M. M. (2013). Nematode indicators as integrative measures of soil
813 condition in organic cropping systems. *Soil Biology and Biochemistry*, 64, 103-113.
814 <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2013.03.035>
- 815 Vicente, T. D. S., Montenegro, A. D. A., Pedrosa, E. M. R., Fontes Júnior, R. D. P., Silva, J. D., & Tavares, U. E.
816 (2015). Community structure and spatial variability of soil nematodes in an alluvial soil in a semiarid region of
817 Pernambuco state, Brazil. DOI:10.4322/nematoda.08015
- 818 Walter, D. E., & Ikonen, E. K. (1989). Species, guilds, and functional groups: taxonomy and behavior in
819 nematophagous arthropods. *Journal of Nematology*, 21(3), 315.
- 820 Yeates, G. W., Bongers, T., De Goede, R. G., Freckman, D. W., & Georgieva, S. S. (1993). Feeding habits in soil
821 nematode families and genera—an outline for soil ecologists. *Journal of nematology*, 25(3), 315.
- 822 Yeates, G. W. (2003). Nematodes as soil indicators: functional and biodiversity aspects. *Biology and Fertility of*
823 *soils*, 37, 199-210. <https://doi.org/10.1007/s00374-003-0586-5>

CAPÍTULO III

Conclusões Gerais

CONCLUSÕES GERAIS

Com base nas 12 áreas produtoras de batata-doce estudadas em Touros, RN, conclui-se que:

- Os nematoides parasitos de planta constituem o grupo trófico dominante em 58% das áreas, com maior abundância do gênero *Rotylenchulus*;
- Os nematoides de vida livre são dominantes em 42% das áreas, com destaque para nematoides pertencentes à família Rhabditidae;
- As práticas agrícolas e o monocultivo da batata-doce contribuíram para a dominância dos nematoides parasitos de plantas;
- Das 12 áreas, a área 02 tem maior diversidade e abundância de gêneros de nematoides;
- A nematofauna das áreas caracteriza-se pela dominância de nematoides c-p 1, c-p 2, p-p 2 e p-p 3, das guildas Ba₁ e H₃ e dos hábitos parasíticos semi-endoparasita e endoparasita sedentário;
- A cadeia alimentar das áreas varia de condição perturbada à estruturada, com baixos índices de maturidade;
- A estrutura e composição das comunidades de nematoides variam nas áreas estudadas, com dissimilaridades acima de 50%, no entanto, a comunidade de nematoide das galhas é provavelmente mono específica, constituída por *M. incognita*.