



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CAMPUS DE ENGENHARIAS E CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS



Alverlan da Silva Araújo

COMPORTAMENTO DE PLANTAS DANINHAS EM RELAÇÃO A *Pratylenchus*
coffae

Rio Largo – AL

2021

ALVERLAN DA SILVA ARAÚJO

**COMPORTAMENTO DE PLANTAS DANINHAS EM RELAÇÃO A
*Pratylenchus coffeae***

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas do *Campus* de Engenharias e Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas, como requisito para a obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas.

Orientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz

Coorientador: Prof. Dr. Renan Cantalice de Souza

Rio Largo – AL

2021

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Campus de Engenharias e Ciências Agrárias – CECA
Bibliotecário Responsável: Erisson Rodrigues de Santana
CRB - 1512

A663c Araújo, Alverlan da Silva.

Comportamento de plantas daninhas em relação a *Pratylenchus coffeae*. / Alverlan da Silva Araújo. – 2021.

34 f.: il.

Orientador(a): Maria de Fátima Silva Muniz.
Coorientador: Renan Cantalice de Souza.

Dissertação (Mestrado em Proteção de plantas) – Programa de Pós - graduação em Proteção de plantas, Campus de Engenharias e Ciências Agrárias, Universidade Federal de Alagoas. Rio largo, 2021.

Inclui Bibliografia

1. *Dioscorea* spp.
2. Casca-preta.
3. Manejo de nematoides.
4. Hospedeiros alternativos.

CDU:632:633.496

Folha de aprovação

ALVERLAN DA SILVA ARAÚJO

COMPORTAMENTO DE PLANTAS DANINHAS EM RELAÇÃO A *Pratylenchus coffeae*

Dissertação de Mestrado submetida ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas do *Campus* de Engenharias e Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas, como requisito para a obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas.

Area de concentração: Fitopatologia

Aprovada em: 27/07/2021



Profa. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz
Universidade Federal de Alagoas - Orientadora

Banca examinadora:



Dra. Jacqueline Figueredo de Oliveira Costa

SENAR-AL
(Examinador externo)



Profa. Dra. Edna Peixoto da Rocha Amorim
CECA/UFAL
(Examinador interno)

Rio-Largo-AL
2021

*A Deus pela graça da vida, à minha mãe Marinês,
meu pai Josival, meus irmãos Rogério, Wesley e
Grazielle por todo amor, e a todos os meus amigos (as)
que levarei eternamente em meu coração*

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

A Deus, pelo dom da vida, pela minha família e amigos, por todas as oportunidades e momentos felizes, pelas provas e por tudo que o senhor fez e faz em minha vida.

À Universidade Federal de Alagoas – UFAL, por me possibilitar a oportunidade de ser aluno da instituição e atingir o grau de mestre.

À minha orientadora Maria de Fátima Silva Muniz, por seus ensinamentos, paciência, confiança e companheirismo, no qual foi imprescindível para a realização deste trabalho, e por ser o exemplo de pessoa que me motiva e me inspira.

À minha mãe Marinês da Silva de Araújo e ao meu pai Josival Ferreira de Araújo, por me amarem incondicionalmente, e serem os meus maiores exemplos de vida.

Aos meus irmãos Rogério Araújo, Grazielle Araújo e Wesley Araújo, por todo amor e carinho e por me motivarem tanto com suas palavras de carinho e estima para comigo.

Ao meu companheiro e anjo, Alex Teófilo, por todo carinho, amor e motivação em todas as minhas escolhas e passos dados.

Ao meu coorientador Renan Cantalice de Souza por sua contribuição para a realização deste trabalho, que foi de suma importância.

Aos meus amigos que carregarei em meu coração e que dividiram comigo vários momentos especiais: Adriely Vital, Joice Kessia, Diego Jorge, Tamara Taís, Eliane Santos, João Pedro, Rodrigo Pinheiro, Anderson Ferreira, Jecilaine Efigênia, e Jéssica Cabral.

A toda equipe do laboratório de fitopatologia/fitonematologia: Cecília Hernandez, Isabelle Magalhães, Everton Nascimento, Mayara Castro, Samário Lino e Marylia Gabrielle pela amizade, momentos vividos e pela troca de conhecimento.

Ao professor Dr. Gilson Moura Filho por colaborar com as análises estatísticas deste trabalho.

A Dr^a. Mayra Machado do laboratório de fitopatologia e virologia vegetal do CECA, por me disponibilizar parte das sementes de plantas daninhas utilizadas neste trabalho e pelos ensinamentos.

A todos os meus amigos da pós-graduação em Proteção de Plantas que compartilharam comigo excelentes momentos de descontração e felicidade (Thyago, Jockeliny, Taciana, Paulo, Joais, Elmadã, Aleska, Romário, Miguel, Gessika, Emanuelle, Tomás, Caroline e Karen) e também a minha amiga da pós-graduação em produção vegetal, Teresinha.

A todos os professores do curso de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, pelos ensinamentos, conselhos e trocas de experiências.

Aos secretários (Maxwell e Gustavo) da secretaria da Pós-Graduação, funcionários da limpeza, transporte e serviços gerais, pelo seu trabalho tão competente e importante para a organização e funcionamento do *Campus* de Engenharias e Ciências Agrárias, que consequentemente contribui para a formação dos alunos.

À minha querida irmã do coração Jailda por suas orações, carinho e principalmente por sua amizade.

Às pessoas da minha comunidade (Povoado Jenipapo), ao grupo da Legião de Maria e aos meus irmãos do TLC (Treinamento de Liderança Cristã), por todo carinho e orações.

À banca examinadora pelas considerações que com certeza foram de suma importância para a melhoria deste trabalho.

À Coordenação de aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – CAPES, pela concessão da bolsa de estudos.

E a todos que direta ou indiretamente contribuíram de alguma forma para o meu crescimento como pessoa, profissional e pesquisador que culminou na elaboração deste trabalho.

Muito obrigado!

***“Ninguém vence sozinho, nem
no campo nem na vida”***

Papa Francisco

RESUMO

Dentre as enfermidades que afetam a cultura do inhame (*Dioscorea* spp.) no Brasil, destaca-se a casca-preta, tendo como agentes causais os nematoides *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* e *P. brachyurus*. Populações desses nematoides podem ser mantidas no campo na ausência do inhame, em outras plantas hospedeiras. O objetivo deste trabalho foi avaliar a reação de 10 espécies de plantas daninhas comuns em Alagoas a *P. coffeae*. Dois ensaios foram conduzidos em casa de vegetação em delineamento inteiramente casualizado, com 11 tratamentos, representados por 10 espécies de plantas daninhas e uma testemunha (*Dioscorea cayenensis*) e oito repetições. As plantas foram inoculadas com 2.000 espécimes do nematoide e após 60 dias, avaliou-se a densidade populacional do nematoide nas raízes e solo e o fator de reprodução (FR). *Euphorbia hyssopifolia* apresentou FR=0 e foi considerada como não hospedeira. *Chenopodium album*, *Amaranthus* sp., *Panicum maximum*, *Eleusine indica*, *Senna occidentalis*, *Emilia coccinea* e *Richardia brasiliensis* comportaram-se como más hospedeiras do nematoide (FR<1). As espécies *Ricinus communis* e *Macroptilium lathyroides* apresentaram FR>1 no segundo ensaio e foram classificadas como boas hospedeiras. Assim, a presença de plantas daninhas deve ser considerada como um fator significativo no manejo da casca-preta-do-inhame.

Palavras-chave: *Dioscorea* spp., casca-preta, manejo de nematoides, hospedeiros alternativos.

ABSTRACT

Among the diseases infecting yam (*Dioscorea* spp.) in Brazil, the dry rot caused by the plant-parasitic nematodes *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus* is considered the most harmful to the crop production. Populations of these organisms can be maintained in the absence of yams on other host plants. The objective of this work was to evaluate the reaction of 10 weeds commonly found in Alagoas to *P. coffeae*. Two greenhouse trials were carried out in a completely randomized design, with 11 treatments, consisting of 10 weed species and the control (*Dioscorea cayenensis*) and eight replications. Plants were inoculated with 2,000 nematode specimens and after 60 days, nematode populations were evaluated in roots and soil, and the reproduction factor (RF) was calculated. *Euphorbia hyssopifolia* showed RF=0 and was considered as non-host. *Chenopodium album*, *Amaranthus* sp., *Panicum maximum*, *Eleusine indica*, *Senna occidentalis*, *Emilia coccinea* and *Richardia brasiliensis*, showed RF<1, being rated as poor hosts. *Ricinus communis* and *Macroptilium lathyroides* showed RF>1 only in the second trial and were classified as good hosts. Then, the role of weeds should be considered as a significant factor in the dry rot disease management.

Keywords: *Dioscorea* spp., dry rot disease, nematode management, alternative hosts.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	6
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	8
2.1 Considerações gerais sobre a cultura do inhame e sua importância	8
2.2 Casca-preta-do-inhame.....	9
2. 3 Agentes etiológicos da casca-preta	9
2.3.1 <i>Scutellonema bradys</i> (nematóide do inhame)	10
2.3.2 <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. coffeae</i> (nematóides das lesões radiculares)	11
2.4 Manejo da casca-preta-do-inhame	12
2.4.1 Métodos culturais.....	12
2.4.2 Métodos biológicos.....	12
2. 4. 3 Métodos químicos.....	13
2.4.4 Métodos físicos	14
2.4.5 Extratos vegetais	14
2.5 Hospedabilidade de plantas daninhas a nematóides fitoparasitas	15
REFERÊNCIAS	17
3 COMPORTAMENTO DE PLANTAS DANINHAS EM RELAÇÃO A <i>Pratylenchus coffeae</i>	22

1 INTRODUÇÃO

O inhame (*Dioscorea* spp.) é uma monocotiledônea pertencente ao gênero *Dioscorea* e à família Dioscoreaceae, que possui mais de 600 espécies, dentre as quais 60 são cultivadas para fins farmacêuticos e/ou alimentícios. É uma planta herbácea com hábito de crescimento determinado, e pode ser anual ou perene e propagada vegetativamente por meio da fragmentação dos rizóforos (SIQUEIRA, 2011; SILVA et al., 2012).

A cultura do inhame representa grande importância socioeconômica para a região Nordeste sendo frequentemente utilizada na dieta regional, e também pelo valor agregado de seus rizóforos, em comparação a outras fontes de carboidrato, como batata-doce (*Ipomea batatas* (L.) Lam.) e mandioca (*Manihot esculenta* Crantz), e pela necessidade de mão-de-obra durante seu ciclo, principalmente na colheita, gerando emprego e renda (OLIVEIRA et al., 2011).

Dentre as doenças que afetam a cultura no Brasil, a casca-preta ou podridão-seca surge como a mais prejudicial, incidindo sobre rizóforos comerciais e rizóforos-semente, provocando necrose nos tecidos. Os agentes causais da doença são os nematoides *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew) Andrassy, *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven (MOURA, 2016). No estado de Alagoas, ocorrem populações mistas dessas espécies, e além disso a enfermidade encontra-se distribuída nas principais áreas produtoras de inhame (MUNIZ et al., 2012).

As estratégias de manejo da doença incluem a utilização de material propagativo sadio e a rotação de culturas com plantas antagônicas (MOURA, 2016). Estudos envolvendo o uso de extratos botânicos (LIMA et al., 2019; SANTOS FILHO, 2019, MAGALHÃES et al., 2020) e também a utilização de hipoclorito de sódio para o tratamento do material propagativo vem sendo avaliados. (ALMEIDA, 2019)

Outro problema relacionado à casca-preta-do-inhame e que interfere diretamente na intensidade da doença são as plantas daninhas, que podem atuar como hospedeiras alternativas, garantindo a sobrevivência dos nematoides. Assim, em áreas infestadas com esses patógenos, os prejuízos causados por plantas daninhas aumentam, uma vez que, muitas são hospedeiras naturais desses parasitos, abrigando-os na ausência de plantas cultivadas e dificultando o manejo dos plantios infestados (LORDELLO et al., 1988).

Nas regiões brasileiras são poucas as informações a respeito da gama de plantas daninhas hospedeiras aos nematoides causadores da casca-preta, destacando-se os trabalhos conduzidos por Carmo et al. (2014) e Almeida et al. (2019). Considerando que plantas daninhas

podem servir como fontes de inóculo, novas pesquisas nesse contexto permitirão conhecer a reação dessas espécies vegetais aos agentes causais da doença, e ainda, podem ser recomendadas práticas de manejo, visando reduzir as populações das espécies hospedeiras e, conseqüentemente, reduzir a população dos nematoides para a próxima estação de cultivo.

Diante do exposto, o objetivo do presente trabalho foi avaliar a reação de algumas espécies de plantas daninhas a *P. coffeae* em condições de casa de vegetação.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Considerações gerais sobre a cultura do inhame e sua importância

O inhame (*Dioscorea* spp.) é uma monocotiledonea pertencente à família Dioscoreaceae e é um alimento básico rico em amido, cultivado popularmente na África, nas Américas, no Caribe, no Pacífico Sul e na Ásia. O inhame contribui com mais de 200 calorias per capita por dia para mais de 150 milhões de pessoas na África Ocidental e serve como uma importante fonte de renda (BABALEYE, 2003; HYMPHREYS-PEREIRA et al., 2017).

Dentre as espécies cultivadas no Brasil predominam *D. cayenensis* Lam. e *D. alata* L., destacando-se as variedades da costa e São Tomé, respectivamente (OLIVEIRA, et al., 2007). Além do seu elevado valor nutricional algumas espécies de inhame são utilizadas na obtenção de substâncias naturais como as pogenicas e os esteroides, as quais são a base para a produção de anticoncepcionais orais, hormônios sexuais e cortisona (MOURA, 2016).

Conforme os dados da FAO (2021) o Brasil apresenta uma área colhida de 25.388 ha, com uma produção de aproximadamente 250.000 t, com rendimento de aproximadamente 9.800 kg ha⁻¹. Na região Nordeste destacam-se como principais produtores os Estados da Paraíba, Pernambuco e Alagoas (IBGE, 2017).

Conforme Santos et al. (2012) para o bom desenvolvimento da cultura são necessários índices pluviométricos variando em torno de 1.000 a 1.600 mm anuais, com temperaturas médias entre 24 - 30° C, e umidade relativa do ar entre 60 a 90%, além de solos de textura arenosa, profundos e bem drenados, arejados e férteis, ricos em matéria orgânica com pH de 5,5 a 6,5. Com relação à produtividade, nos cultivos de sequeiro, quando bem conduzidos pode variar de 12.000 a 15.000 kg há⁻¹, enquanto nos cultivos irrigados, podem atingir cerca de 20.000 a 25.000 kg há⁻¹ (SANTOS et al., 2007).

Durante o ciclo de cultivo do inhame diversos são os problemas fitossanitários, como por exemplo os fatores bióticos que afetam diretamente o desenvolvimento da cultura, entre eles o ataque de pragas e fitopatógenos. Entretanto, um dos principais problemas é a suscetibilidade aos nematoides sendo os endoparasitas de raízes e rizóforos os mais prejudiciais. São conhecidos por causar danos, reduzindo principalmente a produção e qualidade dos rizóforos, dentre os nematoides associados a esses problemas destacam-se: *Scutellonema bradys* (Steiner & Le Hew) Andrassy e *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *Meloidogyne* spp. Goeldi (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005).

2.2 Casca-preta-do-inhame

Apesar da adaptação da cultura a diferentes condições edafoclimáticas, e ser de simples manejo, o inhame, tem seu cultivo constantemente afetado por doenças bióticas e abióticas, fatores esses que limitam a produção, e que podem levar a uma redução da produtividade e do valor unitário dos rizóforos destinados ao comércio interno e à exportação (MOURA, 2016).

Dentre as doenças de caráter biótico, encontra-se a casca-preta ou podridão-seca, a qual é considerada um grande problema fitossanitário para a cultura, por se tratar de uma doença de alta incidência e severidade, que influencia de forma negativa no valor comercial do rizóforo. A doença é causada pelas espécies de nematoides *S. bradys*, *P. brachyurus* e *P. coffeae* (SOARES et al., 2006).

Coyne et al. (2016) descrevem que os rizóforos infectados geralmente apresentam rachaduras na superfície da casca, sob a qual os nematoides se alimentam endoparasiticamente, destruindo as paredes celulares enquanto migram intracelularmente, formando cavidades e necrose nos tecidos. Contudo, nenhum sintoma nos órgãos foliares tem sido observado em plantas cultivadas em solos infestados pelos fitonematoídeos causadores da casca-preta (COYNE; AFFOKPON, 2018).

As perdas no campo e no armazenamento variam, mas podem ser substanciais, dependendo do nível de infecção, genótipo e condições da cultura. Com isto, o uso de material infectado e não tratado pode perpetuar a doença em novos ciclos de cultivo (BRIDGE et al., 2005).

2.3 Agentes etiológicos da casca-preta

O diagnóstico da casca-preta foi realizado pela primeira vez na Jamaica, quando Steiner (1931) identificou o nematoídeo *Hoplolaimus* sp. como agente etiológico da enfermidade, logo após Steiner; Le Hew (1933) descreveram *Hoplolaimus bradys* como agente causador da doença. Posteriormente, Andrassy (1958) fez a transferência da espécie *H. bradys* para o gênero *Scutellonema*.

Estudos apontam, que no Brasil, mais especificadamente no Estado de Pernambuco foi o local onde a casca-preta foi detectada pela primeira vez no país. Nessa época também foi realizado a descrição de uma nova espécie de fitonematoídeo como agente causal da doença,

denominada *S. dioscorea* (LORDELLO, 1959). Em seguida a causa da doença foi finalmente atribuída ao “nematóide do inhame”, *S. bradys* (MOURA; TEIXEIRA, 1980).

Com o passar do tempo, verificou-se em rizóforos de inhame oriundos do estado da Paraíba, outra espécie de fitonematoide provocando sintomas semelhantes àqueles atribuídos a *S. bradys*, sendo o patógeno identificado como *P. brachyurus* (MOURA; MOURA, 1989). Posteriormente, foi feito o relato de *P. coffeae* provocando sintomas severos da doença (MOURA; MONTEIRO, 1995).

2.3.1 *Scutellonema bradys* (nematóide do inhame)

O fitonematoide *S. bradys* comporta-se como endoparasita migrador, pertence à classe Chromadorea e à família Hoplolaimidae (Filipjev, 1934) (MOURA, 2016). Segundo Ferraz; Brown (2016), no Brasil, o nematóide *S. bradys* encontra-se de forma mais incidente na região Nordeste do país, todavia, esse fitoparasita já foi relatado no Estado de São Paulo em lavouras de inhame. *Scutellonema bradys* possui formato do corpo filiforme ou fusiforme, o estilete é robusto e os escutelos (fasmídeos alargados) são opostos e localizados na região terminal do corpo, próximo ao ânus. Esses nematoides podem atingir cerca de 1,2 mm de comprimento. As fêmeas possuem vulva na região mediana do corpo e a cauda é arredondada (KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002; MOURA, 2016).

A reprodução de *S. bradys* se dá por meio de anfigimixia ou fertilização cruzada, uma vez que, é comum a presença de machos nessa espécie, ocorrendo à fusão dos pronúcleos dos gametas masculinos e femininos. O ciclo de vida compreende a fase de ovo e quatro fases juvenis que vai do J1 ao J4 e a fase adulta, com duração média de 16-28 dias (FERRAZ; BROWN, 2016).

Em condições de campo *S. bradys* é comumente encontrado na periderme e raramente penetra além 1-2 cm nos rizóforos. Todavia, durante o armazenamento, a penetração acaba se tornando mais profunda e ocasiona o desenvolvimento de lesões, que são visualizadas facilmente após a remoção da casca do rizóforo. Essas lesões se tornam escurecidas e no seu estado mais avançado evoluem para a podridão-seca, podendo acometer todo o rizóforo (LEBOT, 2009).

Dentre as plantas hospedeiras de *S. bradys* além do inhame, destaca-se o tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.), quiabeiro (*Abelmoschus esculentus* L. Moench), gergelim (*Sesamum indicum* L.), Feijão-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.), feijão-mungo (*Vigna aureus* L.), guandu (*Cajanus cajan* (L.) Millsp.), e vassourinha (*Synedrella nodiflora* (L.) Gaertn.)

(ADESIYAN, 1976). Vale ressaltar que além de ser o principal fitoparasita da cultura do inhame, estudos também demonstraram a capacidade patogênica desse nematoide na cultura de batata (*Solanum tuberosum* (L.) Lam.) (COYNE et al., 2011).

2.3.2 *Pratylenchus brachyurus* e *P. coffeae* (nematoides das lesões radiculares)

Os nematoides do gênero *Pratylenchus* são endoparasitas migradores, pertencentes à classe Chromadorea e à família Pratylenchidae (FERRAZ; BROWN, 2002). Esses fitoparasitas ocupam o segundo lugar no ranking dos nematoides mais importantes para a agricultura mundial, além da sua ampla distribuição mundial e à capacidade de ocasionar perdas consideráveis às culturas, que lhes confere a característica de terem grande importância econômica (CASTILLO; VOVLAS, 2007).

Pratylenchus spp. possuem formato do corpo filiforme e quando adultos atingem até 1,0 mm de comprimento, sendo assim menores que *S. bradys*; no estágio juvenil podem medir 0,4 mm de comprimento; o estilete é curto (11-25 µm de comprimento, comumente 14-17 µm) nas fêmeas a vulva localiza-se mais próxima da região final do corpo (COYNE; AFFOKPON, 2018). Conforme Ferraz; Brown (2016) os machos de *P. brachyurus* são raros, em função disso a reprodução dessa espécie ocorre por partenogênese mitótica. Diferentemente de *P. brachyurus*, *P. coffeae* se reproduz por anfimixia.

Assim como *S. bradys*, *Pratylenchus* spp. penetram na camada exterior do rizóforo formando galerias durante o processo de alimentação bem como de reprodução, as quais podem evoluir para necrose, conhecida como podridão-seca (MOURA; PEDROSA; GUIMARÃES, 2001). Diante disso esses nematoides são capazes de afetar a produtividade, qualidade e valor comercial dos rizóforos de inhame (MOURA, 1997; GARRIDO et al., 2003).

As espécies de *Pratylenchus* possuem também a capacidade de sobreviver, no campo não apenas em inhame, mas também em outras plantas hospedeiras. Esses nematoides são disseminados principalmente por meio de material propagativo e também por meio do solo infestado (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005).

Com relação à gama de hospedeiros de *P. brachyurus* destacam-se: *Brachiaria decumbens* Stapf, *Digitaria horizontalis* Willd., *Ipomea purpurea* (L.) Roth, *Cyperus rotundus* L., *D. insularis* (L.) Fedde, *Rhynchelytron repens* (Willd.) C. E. Hubb. Além de plantas daninhas, esses nematoides também são parasitas de outras culturas como por exemplo, as bananeiras (BELLÉ et al., 2015). Dentre as espécies de plantas hospedeiras de *P. ~~ratylenchus~~*

coffae destacam-se *Mimosa pudica* L., (dormideira) e *Portulaca oleraceae* L., (beldroega) e outras culturas tais como *Cajanus cajan* (L.) Millsp. (guandu), *Ipomea batatas* (L.) Lam. (batata doce) e *Abelmoschus sculentus* (L.) Moench. (quiabo) (BENDIXEN, 1998; JACKSON; RUABETE; WRIGHT, 2003)

2.4 Manejo da casca-preta-do-inhame

De acordo com Moura (2016), os métodos de controle são baseados em técnicas de exclusão, com o uso de sementes sadias, utilizadas em solos livres de nematoides. Todavia, para áreas infestadas pode-se adotar medidas de controle tais como os métodos culturais, biológicos, químicos, físicos e alternativos.

2.4.1 Métodos culturais

Os métodos culturais têm por finalidade diminuir o estresse nas plantas, ao adotar medidas de controle como a adubação ou fertirrigação, rotação de culturas, plantas antagonicas e matéria orgânica (RITZINGER; FANCELLI, 2006). Estudos apontam que dentre as estratégias de manejo para a casca-preta-do-inhame apenas a rotação ou sucessão de culturas com o uso de plantas antagonicas (SILVA et al., 2014; MOURA, 2016) tem sido empregados. No entanto, estudos realizados por Morais et al. (2016) demonstraram que a incorporação de cama de aviário ao solo reduziu a população dos nematoides da casca preta quando comparado as demais fontes de matéria orgânica, contudo, ainda apresentou fator de reprodução maior que 1, e não reduziu a incidência da doença em campo (MORAIS et al., 2016).

2.4.2 Métodos biológicos

O controle biológico de nematoides fitoparasitas tem crescido nos últimos anos, com isso, muitos pesquisadores empenham-se na busca por alternativas não químicas de controle, utilizando microrganismos antagonicos aos agentes fitopatogênicos, visando minimizar os danos causados às plantas de interesse agrícola (COLLANGE et al., 2011). Nesse sentido, Santos et al. (2016) trabalhando com o controle de fitonematoides utilizando actinobactérias, constataram que metabólitos produzidos por esses microrganismos tiveram efeito significativo na redução da mobilidade de *S. bradys* com percentual de 59,1 a 91,8%.

Costa (2015), visando o controle *in vitro* de *P. brachyurus* utilizando fungos endoparasitas como *Catenaria* sp., verificaram parasitismo em ovos e também em formas juvenis dos nematoides, demonstrando assim eficiência no controle do patógeno. Com isso, nos últimos anos, produtos biológicos à base de diversos microrganismos, como bactérias e fungos, têm sido utilizados, com bastante sucesso.

Em outro estudo, Almeida (2019) avaliando um produto biológico à base de *Purpureocillium lilacinum* visando o controle de *Pratylenchus coffeae*, verificaram redução das populações finais do fitonematoide com o aumento das concentrações do produto.

Por sua vez Ramirez et al. (2021) ao avaliarem produtos biológicos no manejo da casca-preta-do-inhame, observaram que os produtos Bio Ax® (carbono orgânico 0,5% + combinações de rizobactérias) e presence® (*B. subtilis* 20% $1,0 \times 10^{11}$ ufc/g + *B. licheniformis* 20% $1,0 \times 10^{11}$ ufc/g) foram eficientes na redução das populações dos nematoides.

2. 4. 3 Métodos químicos

Nematicidas químicos têm sido utilizados com bastante frequência, ao longo das últimas décadas, em certas culturas, como cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) e café (*Coffea arabica* L.), com bastante sucesso. Tais produtos geralmente mantêm as populações desses parasitos mais baixos nas raízes das plantas tratadas por períodos que variam, geralmente, entre dois a seis meses, dependendo da dose e da época em que são empregados. Passado esse período, as populações de nematoides crescem rapidamente, em razão da alta capacidade reprodutiva desses parasitos. Entretanto, por manter mais baixas as populações de nematoides por um determinado período, plantas conduzidas em áreas infestadas e tratadas com nematicidas produzem mais que as não tratadas (DINARDO-MIRANDA; MIRANDA, 2018).

Segundo dados do Agrofite (2019) existem cerca de 26 nematicidas certificados pelo Ministério da Agricultura, porém, não existem registros, para uso em cultivos de inhame no Brasil. Moura et al. (2005) verificaram que o uso de carbofurano não foi eficiente no tratamento do solo sobre a produção de rizóforos comerciais e sementes de inhame-da-costa e sobre a densidade populacional de fitonematoides associados à cultura.

Almeida et al. (2020) avaliando o efeito de diferentes concentrações de hipoclorito de sódio (NaOCl) no tratamento de rizóforos de inhame naturalmente infectados por *S. bradys*, verificaram que a concentração de 1% foi a mais eficiente, recomendando-se o tempo de imersão de 20 minutos.

2.4.4 Métodos físicos

O tratamento térmico é efetuado por meio do aumento da temperatura em determinado tempo, para a redução da população dos fitonematoides em material propagativo. Porém, este método pode ser uma alternativa desvantajosa, pelo elevado custo dos equipamentos e a dificuldade em manter a temperatura da água sempre constante, o que torna o seu uso restrito (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005).

Estudos realizados por Adesiyan; Adeniji (1976) verificaram que populações de *S. bradys* foram suprimidas de rizóforos de *D. cayenensis* por meio do tratamento em água quente a 50° por 40 minutos. Em outro estudo, Adeniji (1977) observaram que a temperatura de 50-55 °C durante 40 minutos eliminou *S. bradys* em rizóforos de inhame.

Coates-Beckford; Brathwait (1977) também verificaram que populações de *P. coffeae* foram significativamente reduzidas pelo tratamento dos rizóforos de *Dioscorea rotundata* Poir. com água quente (51°C por 30 minutos). Entretanto, a idade do rizóforo, a espécie e a cultivar de *Dioscorea* e a severidade da infecção podem afetar o controle do nematoide por meio desse tipo de tratamento (ACOSTA; AYALA, 1976; COATES-BECKFORD; BRATHWAIT, 1977). Além disso, a época do tratamento pode influenciar o resultado. Rizóforos de *D. rotundata* tratados imediatamente após a colheita apodreceram completamente, enquanto aqueles tratados após dois a seis meses de armazenamento mostraram pouco sinal de deterioração (ADESIYAN; ADENIJI, 1976).

2.4.5 Extratos vegetais

Os extratos vegetais são alternativas de controle para os fitonematoides. Vários exemplos de plantas com potencial para a produção de nematicidas naturais são encontrados na literatura, apresentando substâncias como alcaloides, ácidos graxos, isotiocianatos, glicosídeos cianogênicos, terpenoides e compostos fenólicos. Espécies de plantas com atividade anti-helmíntica para uso medicinal ou veterinário também têm apresentado resultados no controle de fitonematoides (FERRIS; ZHENG, 1999; COIMBRA et al., 2006).

Olwatayo et al. (2011) verificaram a eficiência dos extratos de nim (*Azadirachta indica* A. Juss), taro (*Colocasia antiquorum* Scott), gengibre (*Zingiber officinale* Roscoe) e milho (*Zea mays* L.), quanto à sua ação tóxica a *S. bradys*. Além disso, Lima et al. (2019) trabalhando com extratos de *Annona* spp. e *Croton heliotropiifolius* Kunth. sobre *S. bradys* verificaram ação

nematicida sobre *S. bradys*. Resultado similar foi observado por Santos Filho (2019) testando extratos de *C. heliotropiifolius* e *C. campestris* St. Hill. sobre o mesmo fitonematoide. Em outro estudo Magalhães et al. (2020) verificaram que os extratos aquosos de pinheira (*A. squamosa* L.) apresentaram efeito nematicida sobre uma população mista de *S. bradys* e *P. coffeae*.

Farias et al. (2020) avaliando o efeito de extratos pirolenhosos sobre os nematoides causadores da casca-preta, observaram que os extratos de *Cocos nucifera* L. reduziram o fator de reprodução de uma população mista de *S. bradys* e *Pratylenchus* sp. em plantas de inhame.

2.5 Hospedabilidade de plantas daninhas a nematoides fitoparasitas

As plantas daninhas, que podem estar presentes nas variadas culturas de importância agrícola, tendem a causar redução na produção, pois competem pelos fatores essenciais para a produtividade da cultura, tais como luz, água, nutrientes e espaço. Porém, os danos ocorrem conforme o tipo de espécie, a quantidade e a frequência das plantas daninhas no solo (SUNIL; SINGH; KHURMA, 2010). Além disso, essas plantas podem servir como hospedeiras de patógenos de plantas, como os fitonematoides, que podem causar diversos problemas gerando prejuízos para o produtor (MEDINA et al., 2013; BELLÉ et al., 2015).

Carmo et al. (2014) estudando a gama de hospedeiros de *S. bradys*, verificaram que espécies de plantas daninhas normalmente associadas com a cultura do inhame no Recôncavo da Bahia, tais como *Agerantum conyzoides* L. (mentrasto), *Sida cordifolia* L. (vassourinha), *Solanum americanum* Mill (maria-pretinha), dentre outras, não foram hospedeiras do nematoide.

Estudos realizados por Bellé et al. (2015) constataram que as plantas daninhas *Amarathus deflexus* L., *A. spinosus* L., e *Eleusina indica* (L.) Gaertn foram suscetíveis a *P. brachyurus*. Resultados semelhantes foram encontrados por Braz et al. (2016), onde trabalhando com a hospedabilidade de plantas daninhas a *P. brachyurus* também constataram que as espécies *Amaranthus viridis* L., *E. indica*, foram suscetíveis aos nematoides, também foi detectado suscetibilidade das espécies: *Portulaca oleracea* L. e *Sida rhombifolia* L. Com isso, os mesmos autores verificaram também que as espécies *Brachiaria* spp. e *Commelina benghalensis* L. não permitiram a multiplicação do nematoide, apresentando fator de reprodução igual a zero.

Já Manso et al. (1994) constataram que as espécies de plantas *Eupatorium perfoliatum* L. e *Chromolaena leivensis* Hieron. e as espécies *Luffa aegyptiaca* Mill (bucha), *Heliotropium indicum* L. (crista de galo), *Momordica charantia* L. (melão de São Caetano), *Sicana odorífera*

Naud. (melão croá) e *Synedrella nodiflora* (L.) Gaertn. (folha de feiticeira) comportaram-se como ótimas hospedeiras de *S. bradys*. Resultados semelhantes foram observados por Pinheiro (2017), onde as espécies *E. perfoliatum*, *C. leivensis* e *S. nodiflora* foram excelentes hospedeiras de *S. bradys*.

Almeida et al. (2019) realizando um levantamento de hospedabilidade de plantas daninhas aos nematoides da casca-preta, encontraram 43 espécies em cultivo de inhame no estado de Alagoas, das quais 23 estavam infectadas com pelo menos um agente etiológico da doença, dentre estas, *Ageratum conyzoides* L., *C. bengalensis* e *Emilia coccinea* (Sims) G. Don. foram as espécies mais frequentes, estando associadas a *S. bradys* e *Pratylenchus* spp., além disso, relataram as espécies *Cyperus flavus* (Vahl) Nees., *E. coccínea*, *Spermacoce verticillata* L. como novas hospedeiras de *S. bradys*.

REFERÊNCIAS

- ACOSTA, N.; AYALA, A. Hot water and chemical dips for nematode control in tubers of *Dioscorea rotundata*. **Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico**, v. 60, n. 3, p. 395-402, 1976.
- ADENIJI, M. O. Studies on some aspects of control of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **Acta Horticulturae**, v. 53, p. 249-265, 1977.
- ADESIYAN, S. O. Host range studies of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **Nematropica**, v. 6, n. 2, p. 60-63, 1976.
- ANDRÁSSY, Y. *Hoplolaimus tylenchiformis* Daday, 1905 (syn. *H. coronatus* Coob, 1993) und die gattungen der unterfamilie Hoplolaiminae Filipjev, 1936. **Nematologica**, v. 3, n. 1, p. 44-46, 1958.
- AGROFIT: sistema de agrotóxicos fitossanitários, 2019. Disponível em: <<http://www.agrofit.com.br/novoportal>>. Acesso em: 04 jul. 2019.
- ALMEIDA, A. V. D. L. **Manejo da casca-preta-do-inhame com hipoclorito de sódio e *Purpurpeocilium lilacinum* e associação de plantas daninhas aos nematoides causadores da doença**. 84 f. 2019. Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2019.
- ALMEIDA, A. V. D. L. et al. *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with in yam fields. **Nematology**, v. 21, n. 8, p. 805-811, 2019.
- ALMEIDA, A. V. D. L. et al. Treatment of yam tubers infected by *Scutellonema bradys* with sodium hypochlorite. **Nematropica**. v. 50, n. 1, p. 29-35. 2020.
- BABALEYE, T. Raising the status of the yam, a major food crop in West Africa. African News Bulletin-Bulletin d'Information Africaine Supplement Issue/Edition n. 463, p. 1–3, 2003. Disponível em <<http://ospiti.peacelink.it/anb-bia/nr463/e04.html>>. Acesso: 18 dez. 2019.
- BELLÉ, C. et al. Host suitability of weeds to *Pratylenchus brachyurus* in Northwest of Rio Grande do Sul, Brazil. **Nematropica**, v. 45, n. 2, p. 144-149, 2015.
- BENDIXEN, L. E. **Weed host of *Heterodera*, the cyst, and *Pratylenchus*, the root lesion, nematodes**. Wooster, OH, EUA, The Ohio State University, Ohio Agricultural Research and Development Center, Special Circular 117. (1988).
- BRAZ, G. B. P. et al. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, v. 42, n. 3, p. 233 - 238, 2016.
- BRIDGE, J.; COYNE, D. L.; KWOSEH, C. K. Nematode parasites on root and tuber crops. In: LUC, M.; SIKORA, R. A.; BRIDGE, J. (Eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2.ed. Wallingford, UK: CABI, p. 221-228, 2005

- CARMO, D. O.; ALMEIDA, N. S.; SOUZA, J. T. Infectivity and reproduction of *Scutellonema bradys* on weeds and cultivated plant species. **Nematology**, v. 16, n. 2, p. 175 - 183, 2014.
- CASTILLO, P.; VOVLAS, N. *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management. **Journal of nematode morphology and systematics**, Leiden: Brill, v. 11, n. 2, p. 6-14, 2007.
- COATES-BECKFORD, P. L.; BRATHWAIT, C. W. D. Comparison of various treatments for the control of *Pratylenchus coffeae* in yam. **Nematropica**, v. 7, n. 2, p. 20-26, 1977.
- COIMBRA, J. L. et al. Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, n. 7, p. 1209-1211, 2006.
- COLLANGE, B. et al. Root-knot nematode (*Meloidogyne*) management in vegetable crop production: The challenge of an agronomic system analysis. **Crop Protection**, v. 30, n. 30, p. 1251-1262, 2011.
- COOLEN, W. A.; D'HERDE C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: State Agricultural Research Center, 1972, 77p.
- COSTA, M. A. **Biocontrole de nematoides com fungos**. 2015. 44f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 2015.
- BRIDGE, J.; COYNE, D. L.; KWOSEH, C. K. Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2.ed. Wallingford: CAB International, 2005. p. 221-228
- COYNE, D. L.; AFFOKPON, A. Nematode Parasites of Tropical Root and Tuber Crops. In: SIKORA, R. A. et al. **Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture**. 3 ed. Cambridge, UK: CABI, p. 252-289, 2018.
- COYNE, D. L.; AKPHEOKHAI, L. I.; ADENIRAN, A. F. The yam nematode (*Scutellonema bradys*), a potential threat to potato (*Solanum tuberosum*) production in West Africa. **Plant Pathology**. v. 60. n. 5, p. 992-997, 2011.
- COYNE, D. L. et al. First report of dry rot disease of yam caused by *Scutellonema bradys* in East Africa. **Plant Disease**, v. 100, n. 8, p. 1794-1794. 2016.
- DINARDO-MIRANDA, L. L.; MIRANDA, I. D. **Nematoides**. FMC, DMLab, p. 1-52, 2018. Disponível em: <<http://www.nematoides.com.br/Content/Fotos/3JUL-CartilhaNemat%C3%B3ides-atualizada.compressed.pdf>> Acesso em: 23 jul. 2019.
- FARIAS S. P. et al. *In vitro* and *in vivo* control of yam rot nematodes using pyroligneous extracts from palm trees. **Revista Ceres**, v. 67, n. 6, p. 482-490. 2020.
- FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus: Norma Editora, 2016. 251 p.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **An introduction to nematodes: plant nematology**. Sofia- Moscow:Pensoft, 2002. 221p.

FERRIS, H.; ZHENG, L. Plant sources of chinese herbal remedies: effects on *Pratylenchus vulnus* and *Meloidogyne javanica*. **Journal of Nematology**, v. 31, n. 3, p. 241-263, 1999.

Food and Agricultural Organization of the United Nations. FAO Rome. 2021. Acesso: jul. de 2021. Retrieved from <<http://faostat.fao.org/>>.

GARRIDO, M. S. et al. Novas tecnologias para a produção do inhame (*Dioscorea cayennensis* Lam.) no Estado da Bahia. **Revista Bahia Agrícola**, v.6, n.1, p.19-22, 2003.

GONZAGA, V. et al. Gênero *Pratylenchus*. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. **Diagnose de Fitonematoides**, Campinas, SP: Millennium Editora, p. 71 - 98, 2016.

HYMPHREYS-PEREIRA, et al. Plant-parasitic nematodes associated with yams (*Dioscorea* spp.) and identification of *Meloidogyne* and *Pratylenchus* species in three yam-growing regions of Costa Rica. **Nematropica**, v. 47, n. 2, p. 120-134, 2017.

IBGE. **Levantamento sistemático da produção agrícola**. Unidade Estadual - AL: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2017.

JACKSON, G. V. H.; RUABETE, T. K.; WRIGHT, J. G. **Burrowing and lesion nematodes of banana**. In: **Pest advisory leaflet**, Secretariat of the Pacific Community. n. 54 p. 2003.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, n. 9, p. 692, 1964.

KWOSEH, C.; PLOWRIGHT, R. A.; BRIDGE, J. The yam nematode: *Scutellonema bradys*. In: SARR, J. L.; COOK, R.; BRIDGE, J. **Plant resistance to parasitic nematodes**. Wallingford: CABI, v. 1, 2002, p. 221-228.

LEBOT, V. **Tropical root and tuber crops**: Cassava, sweet potato, yams, and aroids. Wallingford, UK: CAB International, 2009, 413P.

LIMA, R. S. et al. Extratos aquosos de *Annona* spp. e *Croton heliotropiifolius* sobre *Scutellonema bradys* e prospecção química dos compostos. **Summa Phytopathologica**, v. 45, n. 2, p. 223-224, 2019.

LORDELLO, L. G. E. A nematosis of yam in Pernambuco, Brazil, caused by a new species of the genus *Scutellonema*. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 19, n. 1, p. 35 - 41, 1959.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; PAULO, E. M. Multiplicação de *Meloidogyne javanica* em plantas daninhas. **Nematologia Brasileira**, v. 12, p. 84-92, 1988.

MAGALHÃES et al. Extrato Aquoso de folhas de pinheira no manejo da casca-preta-do inhame. **Nematropica**. v. 50, n.2, p. 127-133. 2020.

MAI, W. F.; MULLIN, P. G. **Plant-parasitic nematodes**: a pictorial key to genera. 5 th ed. New York: Cornell University, p. 277, 1996.

MANSO, E. C. et al. **Catálogo de nematoides fitoparasitos encontrados associados a diferentes tipos de plantas no Brasil**. Brasília, DF: Embrapa-Cenargen, 488 p., 1994.

MEDINA, I. L. et al. Espécies de *Meloidogyne* em figueira (*Ficus carica*) em plantas infestantes. **Nematropica**, v. 43, n. 1, p. 56 - 62, 2013.

MORAIS, A. C. M. et al. Organic – matter effects on populations of dry root rot nematodes. **African Journal of Agricultural Research**, v. 9, n. 51, 11, p. 1494-1498, 2016.

MOURA, R. M. Doenças do inhame-da-costa. In: AMORIM, L. et al. **Manual de Fitopatologia**: doenças das plantas cultivadas. 5.ed. Ouro Fino, MG: Agronômica Ceres, v. 2, p.477-483, 2016.

MOURA, R. M. Doenças do inhame. In: KIMATI, H. et al. (eds). **Manual de Fitopatologia**. São Paulo: Ceres, p.463-471. 1997.

MOURA, R. M. et al. Efeito da aplicação de carbofuran sobre a produção de túberas comerciais e sementes de inhame da costa e sobre as densidades populacionais de importantes fitonematoides associados a cultura. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 2, p. 257-260, 2005.

MOURA, R. M.; MOURA, A. M. Ocorrência da pratilencose do inhame no Estado da Paraíba. **Nematologia Brasileira**, v. 13, p. 51 - 58, 1989.

MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; GUIMARÃES, L. M. P. Novos dados sobre a etiologia da casca-preta do inhame no Nordeste do Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 25, n. 2, p. 235 - 237, 2001.

MOURA, R. M.; TEIXEIRA, L. M. S. Aspectos morfológicos de *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew, 1933) Andrássey, 1958 (Nematoda: Hoplolaiminae). **Fitopatologia Brasileira**, v. 5, p. 359 - 367, 1980.

MOURA, R. M.; MONTEIRO, A. R. *Pratylenchus coffeae* on yams in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 20, n. 2, p. 256, 1995.

MUNIZ, M. F. S. et al. Intensity of dry rot disease of yam in the state of Alagoas, Brazil. **Nematropica** v. 42, n. 2, p. 198 - 200, 2012.

OLIVEIRA, A. N. P. et al. Adubação fosfatada em inhame em duas épocas de colheita. **Horticultura Brasileira**, v. 9, n. 4, p.456-460, 2011.

OLIVEIRA, A. P.; BARBOSA, L. J. N.; PEREIRA, W. E.; SILVA, J. E. L.; OLIVEIRA, A. N. P. Produção de rizóforos comerciais de inhame em função de doses de nitrogênio. **Horticultura Brasileira**, v. 25, n.1, p. 73-76, 2007.

OLWATAYO, J. I.; ASIEDU, R.; ADESIYAN, S. O. Allelopathic potential of plant extracts against *Scutellonema bradys*, **African Journal of Root and Tuber Crops**, v.19, n. 2, p. 30, 2011.

PINHEIRO, J. B. **Nematoídes em hortaliças**. Embrapa, Brasília – DF, 194 p. 2017.
Disponível em: <<https://livimagens.sct.embrapa.br/amostras/00085470.pdf>> Acesso: 04 jul. de 2019.

RAMIREZ et al. Biocontrollers in the management of yam dry rot nematodes. **Diversitas jornal**. v. 6, n. 1, p. 24-35. 2021.

RITZINGER, C. H. S. P.; FANCELLI, M. Manejo integrado de nematoídes a cultura da bananeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 28, n. 2, p. 331-338, 2006.

SANTOS, E. S. et al. **Cultivo do inhame em base agroecológica**. João Pessoa: EMEPA-PB, v. 1. 60p. 2012.

SANTOS, J. F. et al. Actinobactéria and organic fertilizers for management of the nematode *Scutellinema bradys* in yam plants. **Rev. Caatinga**, v. 29, n. 3, p. 548 – 558, 2016.

SANTOS FILHO, L. C. **Efeito de extratos de *Croton* spp. sobre *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus* sp. e caracterização fitoquímica de extratos de *C. heliotropiifolius***. 2019. 44 f. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Maceió, AL, 2019.

SILVA, J. A. et al. Rendimento do inhame adubado com esterco bovino e biofertilizante no solo e na folha. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 16, n. 3, p.253-257, 2012.

SILVA, E. M. et al. Sucessão de cultivos no manejo da casca preta do inhame em campo. **Nematropica**, v. 44, n. 1, p. 57-63. 2014.

SIQUEIRA, M. V. B. M. Inhame (*Dioscorea* spp): uma cultura ainda negligenciada. **Horticultura Brasileira**, v. 27, n. 2, p. 4075-4090, 2011.

STEINER, G.; LEHEW, R. R. *Hoplolaimus bradys* n. sp. (Tylenchidae, Nematodes), the cause of a disease of yam (*Dioscorea* sp.) **Zoologischer Anzeiger**, v. 101, p. 260 - 264, 1933.

STEINER, G. A nematosis of yams caused by a new species of *Hoplolaimus*. **Plant Disease Reporter**, v. 15, n. 11, p. 121, 1931.

SUNIL, K.; SINGH, U. R.; KHURMA, P. J. Weed host of root-knot nematodes and their distribution in Fiji. **Weed Technology**, v. 24, n. 4, p. 607 - 612, 2010.

CAPÍTULO 1

COMPORTAMENTO DE PLANTAS DANINHAS EM RELAÇÃO A *Pratylenchus coffeae*¹

¹ Trabalho elaborado de acordo com as normas da Revista Advances in Weed Science

Host status of weeds for *Pratylenchus coffeae*

Alverlan S. Araújo^a, Mayara C. Assunção^b, Gilson Moura Filho^a, Renan C. Souza^a, Maria de Fatima S. Muniz^{a*}

^a Universidade Federal de Alagoas, Campus de Engenharias e Ciências Agrárias, Rio Largo, AL, Brazil. ^b Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brazil.

*Corresponding author: mf.muniz@uol.com.br

Abstract: Background: Populations of yam dry rot nematodes *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus* can be maintained on weed hosts.

Objective: Evaluate the reaction of 10 weeds frequently found in Alagoas to *P. coffeae* under greenhouse conditions.

Methods: Two experiments were carried out in a completely randomized design, with 11 treatments, constituted of 10 weed species and the control (*Dioscorea cayenensis*) with eight replications. Plants were inoculated with 2,000 nematode specimens and after 60 days, nematode populations were evaluated in roots and soil, and the reproduction factor (RF) was calculated.

Results: *Euphorbia hyssopifolia* showed RF=0 and was considered as non-host, whereas *Chenopodium album*, *Amaranthus* sp., *Panicum maximum*, *Eleusine indica*, *Senna occidentalis*, *Emilia coccinea* and *Richardia brasiliensis*, showed RF<1, being rated as poor hosts. *Ricinus communis* and *Macroptilium lathyroides* showed RF>1 only in the second trial and were classified as good hosts.

Conclusion: *Ricinus communis* and *M. lathyroides* are potential sources of inoculum for dry rot disease development.

Keywords: *Dioscorea* spp.; Dry rot disease; Alternative hosts; Nematode management

Conflicts of interest: The authors declare that there is no conflict of interest regarding the publication of this manuscript.

In Brazil, yam crop (*Dioscorea* spp.) has great socio-economic importance especially for the Northeastern population, where it is commonly used as a food source and has important aggregated value of their tubers when compared to other sources of carbohydrates, such as sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam.) and cassava (*Manihot*

esculenta Crantz) (Siqueira, 2011). It is also important due to the labor demand during the crop cycle, mainly during harvest stage, generating employment and income.

Among the diseases affecting yam in Brazil, the dry rot is considered the most damaging, causing symptoms of necrosis in commercial and seed tubers. The causal agents of the disease are the plant-parasitic nematodes *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew) Andr  ssy, *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven and *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven (Moura, 2016). In the state of Alagoas, Brazil, mixed populations of these species were reported and the disease is disseminated in the main production areas (Muniz et al., 2012).

The management measures for the disease include the use of nematode-free planting material and crop rotation with antagonist plants (Moura, 2016). Studies on the use of botanical extracts (Lima et al., 2019; Farias et al., 2020; Magalhães et al., 2020) and the utilization of sodium hypochlorite for the treatment of propagative material has also been evaluated (Almeida et al., 2020).

Other constraint related to the dry rot disease directly interfering in the disease intensity are weeds, which can serve as alternative hosts, supporting the nematode survival in the fields (Lordello et al., 1988). In Brazil there are few information on the host range of weeds for the yam dry rot nematodes, for instance the studies of Carmo et al. (2014) with *S. bradys* and Almeida et al. (2019), which included *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. Considering that weeds can serve as sources of nematode inoculum, new researches will allow to identify the reaction of these plant species to the causal agents of the disease, and in addition, to recommend management practices aiming to control these host plants and consequently, to reduce nematode populations for the next cropping season.

In this context, the objective of the present study was to evaluate the reaction of 10 weeds commonly found in Alagoas to *P. coffeae* under greenhouse conditions.

Greenhouse experiments were performed twice at Federal University of Alagoas, in Rio Largo, AL, Brazil, from February to April (trial 1) and from April to July 2021 (trial 2), with monthly average temperatures ranging from 25.2 to 27.5  C and 24.3 to 25.2   C, respectively.

Seeds of weeds (Table 1) were sown directly in plastic pots containing approximately 3 L of sterilized soil, and thinned to one plant per pot after the emergence. Sprouting yam seed tubers (*D. cayenensis* cv. da costa) with an average weight of 39.6 g in the first trial and 52.1 g in the second one were included as control.

Nematode inoculum was obtained from naturally infected yam tubers from producing areas in the state of Alagoas, according to Coolen and D'Herde (1972) method. Nematode identification was performed based on morphological and morphometric characters such as

stylet length, number of annules in lip region, vulva position and presence or absence of males (Gonzaga et al., 2016).

Plants were inoculated at the stage of sixth and eighth pair of real leaves (dicotyledonous) and 3-5 tillers (monocotyledonous), by adding 2,000 specimens of *P. coffeae*, in two holes in the soil, 2 cm deep, around the stem of each plant. The experiments were arranged in a completely randomized design, with 11 treatments and eight replications.

Sixty days after inoculation the roots were separated from the aerial portion and then washed carefully, blotted dry on paper towel, weighed, cut into 2 cm fragments, and triturated in a blender (Coolen and D'Herde, 1972). Nematodes were extracted from soil samples (100 cm³) according Jenkins (1964). The number of nematodes was counted using Peters slides under an inverted light microscope.

The total number of nematodes counted per each replication from roots and soil was used to calculate the reproduction factor ($RF = \text{final population} / \text{initial population}$), being the weeds considered as non-host ($RF = 0$), poor host ($RF < 1$) and good host ($RF > 1$) (Seinhorst, 1965). Data were transformed to $\log(x + 1)$, and subjected to analysis of variance. The means were compared by Tukey test at 5% probability level, using the software SISVAR 5.6 (Ferreira, 2011).

According to the morphological and morphometric characteristics evaluated for *Pratylenchus* spp. ($n=20$), the female body length was of 656.48 (548.2 – 727.22) μm ; stylet length = 14.9 (12.89 – 17.41) μm ; vulva position= 79.6 (79 – 90) %; labial region with two annuli; tail tip predominantly truncate; and abundant males. These information are in agreement with the descriptions of Gonzaga et al. (2016) for *P. coffeae*.

Euphorbia hyssopifolia showed $RF=0$ and was considered as non-host. *Chenopodium album*, *Amaranthus* sp., *Panicum maximum*, *Eleusine indica*, *Senna occidentalis*, *Emilia coccinea* and *Richardia brasiliensis*, showed $RF<1$, being rated as poor hosts. Among the plant species evaluated, *R. communis* and *M. lathyroides* showed similar behavior, with $RF<1$ in the first trial and $RF>1$ in the second, being considered as poor hosts and good hosts respectively (Table 2). Such discrepancy may be attributed to the difference between the nematode populations used in the current work, once they were obtained from the same municipality but from different farms.

The reaction of susceptibility of some weeds tested in the current study to other *Pratylenchus* species was previously reported, for instance, *R. communis* to *P. neglectus* (Rensch) Filipjev & Schuurmans Stekhoven (Al-Rehiyani and Hafez, 1998); *Amaranthus* spp., *P. maximum* and *E. indica* to *P. brachyurus* and *P. zaeae* Graham (Bellé et al., 2015; Bellé et al., 2017) under greenhouse conditions. On the other hand, under field conditions in the state of Alagoas, Almeida et al. (2019), did not detect the presence of yam dry rot

nematodes in roots of *E. hissoipifolia* and *E. indica*, while *E. coccinea* and *R. brasiliensis* were parasitized for both *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. These findings were partially confirmed in the present study.

The weed species *Amaranthus* sp., *C. album*, *P. maximum*, *E. indica*, *S. occidentalis*, *E. coccinea*, *E. hyssopifolia* and *R. brasiliensis* supported the smallest RF of *P. coffeae* in both experiments. Studies should be performed aiming to elucidate their mechanisms of resistance. *Ricinus communis* and *M. lathyroides* showed high potential to act as sources of inoculum for dry rot disease development. Then, the role of weeds should be considered in the disease management. No record was found on *M. lathyroides* as host for *Pratylenchus* spp.

Author's contributions

ASA: performed the experiments and writing. MCA: contributed in the conducting of the experiments. GMF: made the statistical analyses. RCS: writing-review. MFSM: writing-review and formatting.

Funding

This study was financed in part by the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel - Brazil (CAPES) - Finance Code 001.

References

- Almeida AVDL, Muniz MFS, Noronha MA, Souza, RC, Moura Filho G, Farias SD. *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with weeds in yam fields. *Nematology*. 2019;21(8):805-11. Available from: <https://doi.org/10.1163/15685411-00003255>
- Almeida AVDL, Muniz MFS, Noronha MA, Farias SP, Carvalho VN. Treatment of yam tubers infected by *Scutellonema bradys* with sodium hypochlorite. *Nematropica*. 2020; 50(1):29-35.
- Al-Rehiayani S, Hafez SL. Host status of green manure effect of selected crops to *Meloidogyne chitwoodi* race 2 and *Pratylenchus neglectus*. *Nematropica*. 1998;28:213-30.
- Bellé C, Lima-Medina I, Kaspary TE, Kuhn PR. [Host suitability of weeds to *Pratylenchus brachyurus* in Northwest of Rio Grande do Sul, Brazil]. *Nematropica*. 2015;45 (2):144-49. Spanish.
- Bellé C, Kaspary TE, Kuhn PR, Schmitt J, Lima-Medina I. Reproduction de *Pratylenchus zae* on weeds. *Planta Daninha*. 2017; v35:e017158528. Available from: <https://doi.org/10.1590/S0100-83582017>
- Carmo DO, Almeida NS, Souza JT. Infectivity and reproduction of *Scutellonema bradys* on weeds and cultivated plant species. *Nematology*. 2014;16(2):175-83. Available from: <https://doi.org/10.1163/15685411-00002755>
- Coolen WA, D'Herde CJ. A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Ghent: State Agriculture Research Center, 1972.
- Farias SP, Almeida AVDL, Nascimento ES, Soletti JI, Balliano TL, Moura Filho G et al. *In vitro* and *in vivo* control of yam rot nematodes using pyroligneous extracts from palm trees. *Rev. Ceres*; 2020;67(6):482-90. Available from: <https://doi.org/10.1590/0034-737X202067060008>
- Ferreira DF. SISVAR: a computer statistical analysis system. *Ciênc. agrotec*. 2011;35(6): 1039-1042.

Gonzaga V, Santos JM, Mendonça RS, Santos MA. [Genus *Pratylenchus*]. In: Oliveira CM, Santos MA, Castro LHS. [Diagnosis of Phytonematodes]. Campinas, SP: Millennium Editora, 2016. p. 71-98. Portuguese.

Jenkins WR. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. Plant Dis. Rep. 1964;48(9):692.

Lima RS, Muniz MFS, Costa JG, Silva KB, Behling A. [Aqueous extracts of *Annona* spp. and *Croton heliotropiifolius* on *Scutellonema bradys* and phytochemical prospection of the compounds]. Summa Phytopathol. 2019;45(2): 223-4. Portuguese. Available from: <https://doi.org/10.1590/0100-5405/179913>

Lordello RRA, LORDELLO AIL, Paulo EM. [Persistence and reproduction of *Meloidogyne javanica* in weeds]. Nematol. bras. 1988;12:84-92. Portuguese.

Magalhães ICS, Muniz MFS, Moura Filho G, Ramirez CH, Araújo AS, Soares NHM. [Aqueous extract of custard apple leaves on the management of dry rot of yam]. Nematropica. 2020; 50(2):127-133. Portuguese.

Moura RM. [Diseases of yam] In: Amorim L, et al. [Manual of Phytopathology: diseases of cultivated crops]. 5th.ed. Ouro Fino, MG: Agronômica Ceres, 2016. p. 477-483. Portuguese.

Muniz MFS, Silva EJ, Cunha e Castro JM, Rocha FS, Alencar LMC, Gonzaga V. Intensity of dry rot disease of yam in the state of Alagoas, Brazil. Nematropica. 2012;42(2):198-200.

Seinhorst JW. The relation between nematode density and damage to plants. Nematologica. 1965;11(1):137-54.

Siqueira MVBM. Yam: a neglected and underutilized crop in Brazil. Hortic. bras. 2011; 29(1):16-20. Available from: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362011000100003>

Table 1 - Family, scientific and common names of weeds tested in the experiments.

Family	Scientific name	Common name
Asteraceae	<i>Emilia coccinea</i> (Sims) G. Don.	Scarlet tasselflower
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hyssopifolia</i> L.	Hyssop Leaf Sandmat
Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> L.	Castor bean
Fabaceae	<i>Senna occidentalis</i> L.	Septicweed
Fabaceae	<i>Macroptilium lathyroides</i> L.	Phasey bean
Rubiaceae	<i>Richardia brasiliensis</i> Gomes	White eye
Poaceae	<i>Eleusine indica</i> (L.) Gaertn.	Goosegrass
Poaceae	<i>Panicum maximum</i> Jacq.	Guinea grass
Amaranthaceae	<i>Chenopodium album</i> L.	Goosefoot
Amaranthaceae	<i>Amaranthus</i> sp.	Amaranth

267

Table 2 - Reaction of weeds inoculated with 2.000 specimens of *Pratylenchus coffeae*.

Plant species	Experiment I				Experiment II			
	N/g root	PS	FP	RF	N/g root	OS	FP	RF
<i>Dioscorea cayenensis</i> (control)	21.50 b	33.75 a	1420.0 a	0.710 a	164.75 b	353.73 a	6185.00 a	3.09 b
<i>Ricinus communis</i>	25.62 b	10.00 b	986.25 a	0.493 b	457.00 a	458.75 a	8767.50 a	4.38 a
<i>Macroptilium lathyroides</i>	61.12 a	1.25 c	343.75 b	0.172 c	1069.50 a	442.50 a	4045.00 a	2.02 c
<i>Chenopodium album</i>	1.88 d	1.25 c	6.25 d	0.003 d	20.88 d	2.50 c	61.25 c	0.03 d
<i>Amaranthus</i> sp.	8.25 c	0.00 c	22.50 c	0.011 d	67.62 c	10.00 b	115.00 b	0.05 d
<i>Panicum maximum</i>	1.12 d	2.25 c	15.00 c	0.008 d	8.50 d	2.50 c	208.75 b	0.10 d
<i>Eleusine indica</i>	8.62 c	0.00 c	32.50 c	0.016 d	39.38 d	18.75 b	142.50 b	0.07 d
<i>Senna occidentalis</i>	1.75 d	0.00 c	10.00 d	0.005 d	16.50 d	7.50 b	118.75 d	0.05 d
<i>Emilia coccinea</i>	0.00 e	0.00 c	0.00 e	0.000 d	15.50 c	5.00 b	23.75 d	0.01 d
<i>Euphorbia hyssopifolia</i>	0.00 e	0.00 c	0.00 e	0.000 d	5.00 e	0.00 c	5.00 d	0.00 d
<i>Richardia brasiliensis</i>	0.12 e	0.00 c	1.38 e	0.008 d	0.12 e	0.00 c	1.25 d	0.00 d
CV %	39.4	126.9	30.0	50.5	25.2	51.6	19.1	38

268 For the statistical analysis data were transformed to log (x + 1). Means followed by the same
 269 letter within the column do not significantly differ by the Tukey test at 5% probability. N/g
 270 root – Nematode per gram of root; PS – Nematode population in soil; FP – Final Nematode
 271 Population (soil + root); RF – Reproduction Factor.

272

273

274

275

276