



UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CAMPUS DE ENGENHARIAS E CIÊNCIAS AGRÁRIAS
CURSO DE AGRONOMIA

EVERTON SEBASTIÃO DO NASCIMENTO

SCUTELLONEMA BRADYS: CAUSADOR DA CASCA-PRETA-DO-INHAME

RIO LARGO - ALAGOAS

2021

EVERTON SEBASTIÃO DO NASCIMENTO

SCUTELLONEMA BRADYS: CAUSADOR DA CASCA-PRETA-DO-INHAME

Monografia apresentada à Universidade Federal de Alagoas – Campus de Engenharias e Ciências Agrárias como parte dos requisitos para obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Maria de Fátima Silva Muniz

RIO LARGO – ALAGOAS

2021

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca do Campus de Engenharias e Ciências Agrárias
Bibliotecária Responsável: Myrtes Vieira do Nascimento

N244s Nascimento, Everton Sebastião do
Scutellonema Bradys: causador da casca-preta-do-inhame. / Everton
Sebastião do Nascimento – 2021.
21 f.; il.

Monografia de Graduação em Agronomia (Trabalho de Conclusão de
Curso) – Universidade Federal de Alagoas, Campus de Engenharias e
Ciências Agrárias. Rio Largo, 2021.

Orientação: Prof^a. Dr^a. Maria de Fatima Silva Muniz

Inclui bibliografia

1. Cultura - inhame. 2. Economia regional. 3. Cultura - doenças.
I. Título.

CDU 633.496

FOLHA DE APROVAÇÃO

EVERTON SEBASTIÃO DO NASCIMENTO

SCUTELLONEMA BRADYS: CAUSADOR DA CASCA-PRETA-DO- INHAME

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Campus de Engenharias e Ciências Agrárias como parte dos requisitos para obtenção do título de Engenheiro Agrônomo e aprovado em 27 de janeiro de 2021.



Prof^a. Dr^a. Maria de Fatima Silva Muniz- Universidade Federal de Alagoas (Orientadora)

Banca Examinadora:



Prof. Dr. Marcelo de Menezes Cruz – Universidade Federal de Alagoas



Prof^a. Dr^a. Edna Peixoto da Rocha Amorim – Universidade Federal de Alagoas

Dedico aos meus queridos pais, Lerita Maria da Conceição (*in memorian*) e Manoel Sebastião do Nascimento; aos meus queridos irmãos, Everlane Conceição do Nascimento, Rejane Conceição do Nascimento, Damiana Conceição do Nascimento, Renison Sebastião do Nascimento, Eliene Conceição do Nascimento e Emerson Sebastião do Nascimento (*in memorian*); às minhas queridas sobrinhas, Reniele Nascimento dos Santos e Liz Fernanda do Nascimento Pacheco; aos meus queridos amigos da graduação que foram essenciais durante esse tempo, Rafaela Ferreira da Silva, Patrícia da Silva Santos, Natália Tavares dos Santos, João Raphael Lima Avelino, Nathanyel Ewertthon Alves dos Santos, Pedro Carvalho Vieira Cavalcante. Ao meu grande amigo Douglas Rozendo, que durante sua estadia na residência universitária alagoana (RUA) me trouxe tranquilidade e sabedoria para seguir esse caminho. Ao meu amigo, Mário Daniel Gomes dos Santos (*in memorian*), que sempre esteve comigo, na minha caminhada pelo IFAL e por fim, aos amigos de São Luís do Quitunde-Al, que durante esse período de pandemia foram importantes para me fortalecer no pior momento da minha vida.

A eles todo o meu amor e eterno agradecimento.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente aos meus pais, Lerita Maria da Conceição (*in memorian*) e Manoel Sebastião do Nascimento, por terem me apoiado em todas as minhas decisões e me ensinarem a ser um cidadão que busca seus objetivos.

À Universidade Federal de Alagoas (UFAL) e ao Centro de Engenharias e Ciências Agrárias (CECA) pela oportunidade de estudar na instituição.

A Prof^ª. Dr^ª. Maria de Fátima Silva Muniz, pelos ensinamentos, oportunidade, atenção e apoio para realização deste trabalho.

Aos membros da banca, pela disponibilidade e grande contribuição para o aperfeiçoamento deste trabalho.

Às pesquisadoras da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Marissônia de Araújo Noronha e Tâmara Cláudia de Araújo Gomes, pelo carinho que sempre tiveram comigo e me incentivando a buscar sempre o melhor.

Ao meu amigo, Mário Daniel (*in memorian*), por todo apoio e amizade quando esteve presente fisicamente.

Ao meu amigo, Douglas Rozendo, por todo carinho e apoio durante sua estadia na residência universitária, mesmo tendo seus momentos difíceis, esteve presente com sua amizade.

Aos membros do Laboratório de Pesquisa em Fitonematologia da UFAL, pela amizade e boas conversas durante o tempo que estive presente e pelos ensinamentos nos momentos iniciais que ingressei nesse setor.

Aos amigos Alisson Van Der Linden de Almeida, Sara Padilha de Farias, Alverlan Araújo e Cecília, pela amizade, por todo apoio e grande aprendizado que pude obter auxiliando em seus respectivos trabalhos.

Ao corpo docente do Campus de Engenharias e Ciências Agrárias-CECA, pelos ensinamentos.

Obrigado!

SUMÁRIO

RESUMO.....	6
ABSTRACT.....	7
1. INTRODUÇÃO.....	8
2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA.....	9
3. CLASSIFICAÇÃO E ETIOLOGIA.....	9
4. SINTOMAS.....	10
5. SOBREVIVÊNCIA E DISSEMINAÇÃO.....	11
6. PLANTAS HOSPEDEIRAS.....	11
7. CICLO DE VIDA.....	12
8. MANEJO DA CASCA-PRETA-DO-INHAME.....	13
8.1 MÉTODOS CULTURAIS.....	13
8.2 MÉTODOS FÍSICOS.....	13
8.3 MÉTODOS BIOLÓGICOS.....	14
8.4 MÉTODOS QUÍMICOS.....	15
8.5 EXTRATOS VEGETAIS.....	15
9 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	16
10 REFERÊNCIAS.....	18

RESUMO

Atualmente, o inhame (*Dioscorea* spp.) é considerado uma cultura de grande valor socioeconômico e, que por bastante tempo tem seus rizóforos utilizados na alimentação de milhares de indivíduos em todo o mundo, o que faz a cultura tornar-se uma atividade geradora de emprego e renda, com grande potencial para industrialização, principalmente para a Região Nordeste do Brasil. Todavia, a cultura apresenta problemas fitossanitários que contribuem na redução da produtividade, destacando-se a casca-preta causada principalmente pelo fitonematoide *Scutellonema bradys*. Por meio de dados existentes na literatura nacional e internacional serão relatados nesta revisão aspectos relacionados à distribuição geográfica, importância econômica, gama de hospedeiro, aspectos morfológicos, sintomas, biologia e ciclo de vida e manejo.

Palavras-chave: *Dioscorea* spp.; nematoide da casca-preta-do inhame.

ABSTRACT

Currently, yams (*Dioscorea* spp.) are considered to be a culture of great socioeconomic value and, for a long time, their rhizophores have been used to feed thousands of individuals around the world, which makes the crop an activity that generates employment and income, with great potential for industrialization, mainly for the Northeast Region of Brazil. However, the crop has phytosanitary problems that contribute to reduced productivity, the dry rot disease stands out, caused mainly by the phytonematode *Scutellonema bradys*. Through existing data in national and international literature, aspects related to geographic distribution, economic importance, host range, morphological aspects, symptoms, biology and life cycle and management will be reported in this review.

Keywords: *Dioscorea* spp; yam dry rot nematode.

1. INTRODUÇÃO

O inhame (*Dioscorea* spp.), pertence à família Dioscoreaceae, com mais de 600 espécies, sendo 14 espécies cultivadas para alimentação (BRASIL, 2010), destacando-se no Brasil, *D. cayenensis* Lam., *D. alata* L. e *D. trifida* L. (MOURA, 2016).

Dentre os países produtores de inhame, se destaca a Nigéria, com uma produção estimada de cerca de 48 milhões de toneladas na safra de 2018, em uma área de 6 milhões de hectares cultivados. No Brasil, a produção em 2018 foi de 251 mil toneladas em aproximadamente 26 mil hectares, gerando uma produtividade média de 9,7 toneladas por hectare (FAOSTAT, 2020).

Trata-se de uma cultura que apresenta grande importância socioeconômica para a região Nordeste, destacando-se os estados da Paraíba, Pernambuco, Bahia, Alagoas, Sergipe e Maranhão (BRITO et al., 2011). Apesar da relevância que a cultura representa para a região, uma acentuada diminuição da área cultivada e redução na produção têm sido relatadas (OLIVEIRA et al., 2012). A estimativa da produtividade média da cultura é classificada como baixa, cerca de 10.726 kg/ha (SANTOS; MACÊDO, 2002).

No entanto, a baixa produtividade é decorrente da indisponibilidade de material propagativo de boa qualidade, do reduzido nível tecnológico dos produtores, manejo inadequado da cultura, o uso indiscriminado de produtos químicos, da alta incidência de doenças (SANTOS et al., 2007) e baixa fertilidade dos solos (GARRIDO et al. 2003). As doenças ocasionadas na cultura do inhame comprometem a produtividade uma vez que os patógenos de importância para a cultura interferem no desenvolvimento da parte aérea da planta causando manchas foliares, lesões em hastes e pecíolos, mosaíco e bolhosidade, além de causar danos no caule e nos rizóforos produzindo os sintomas de podridões, galhas e principalmente a casca-preta (NORONHA, 2014)

A casca-preta é uma doença causada principalmente pelo fitonematoide *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew) Andrassy, um nematóide com comportamento endoparasito migrador, mas existe a presença de outros nematoides que auxiliam na intensificação da doença, como *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven.

Scutellonema bradys afeta diretamente rizóforos-sementes e comerciais, provocando necrose, facilitando a disseminação do patógeno através da comercialização do material de propagação contaminado (MOURA et al., 2016).

Considerando a importância da cultura do inhame e as perdas provocadas pela casca-preta nas áreas produtoras de inhame no Nordeste brasileiro, este trabalho teve como objetivo fornecer uma revisão bibliográfica sobre *S. bradys*, destacando aspectos relacionados à distribuição geográfica, importância econômica, gama de hospedeiro, aspectos morfológicos, sintomas, biologia e ciclo de vida e manejo.

2. DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA

O nematoide *S. bradys*, causador da casca preta-do-inhame tem sido encontrado na maior parte do mundo onde o inhame é cultivado, sendo descrito no Oeste da África (ADEGBITE et al., 2008; COYNE et al., 2016; IMAFIDOR; MUKORO, 2016), e também em países da América Central e do Sul (FERRAZ; BROWN, 2016). No Brasil, a ocorrência de *S. bradys* é comum na região Nordeste (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016), porém, há relatos de que o patógeno já foi observado em lavouras localizadas no estado de São Paulo (FERRAZ; BROWN, 2016).

3. CLASSIFICAÇÃO E ETIOLOGIA

A espécie de fitonematoide conhecida como *S. bradys* pertence à classe Chromadorea, subclasse Secernentea, ordem Tylenchida, subordem Tylenchina, superfamília Tylenchoidea e família Hoplolaimidae (FERRAZ; BROWN, 2002). Inserida no grupo dos nematoides espiralados, é uma espécie polífaga denominada internacionalmente como o “nematoide do inhame” (= the yam nematode), devido à sua importância econômica para a cultura (FERRAZ; BROWN, 2016).

O gênero *Scutellonema* é um ectoparasito que pode atuar especialmente em raízes (MOURA, 2016), e também como endoparasito migrador em algumas culturas, como nas raízes de alimentação, rizóforos-comerciais e rizóforos-semente em formação (FERRAZ; BROWN, 2016). É caracterizado pela presença marcante de escutelos ou fasmídeos alargados os quais são opostos e encontrados na região final do corpo, próximo ao ânus (MAI; MULLIN, 1996).

Existe um dimorfismo sexual em *S. bradys* com relação ao formato do disco labial; as fêmeas apresentam essa estrutura oval, enquanto que nos machos, é quadrado ou ligeiramente hexagonal. É um nematoide do tipo vermiforme, presença de estilete bem desenvolvido, a fêmea possui cauda arredondada, vulva no meio do corpo e mede

aproximadamente em média 1,0–1,2 mm de comprimento e o macho 0,9–1,0 mm (KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002).

4. SINTOMAS

A sintomatologia da casca-preta se caracteriza por podridão seca, preta ou marrom, que são lesões causadas nos tecidos dos rizóforos, afetando diretamente sua qualidade, provocando uma redução drástica na produtividade (MOURA, 2016).

Os sintomas iniciais da doença se manifestam na forma de manchas amareladas ou pardacentas, nos tecidos externos dos rizóforos, os quais se tornam marrons a negros quando a podridão-seca progride. Rachaduras também ocorrem na casca e, em casos severos, total deterioração pode ocorrer durante o armazenamento. As perdas causadas às células, pelo fitonematoide, são confinadas aos tecidos subepidérmicos, peridérmicos e parenquimatosos do rizóforo, a uma profundidade de 1-2 cm, podendo, ocasionalmente, ser mais profundo (KWOSEH et al., 2002). Nesses nichos, encontram-se os fitonematoídes em todos os estádios evolutivos, não havendo ainda necrose de tecidos (MOURA, 2006).

A doença se torna mais grave após a colheita, uma vez que *S. bradys* continua a se alimentar e a se reproduzir em rizóforos de inhame armazenados, podendo sua população aumentar de 5 a 8 vezes em *D. cayenensis* (ADESIYAN; ADENIJI, 1977). A partir desse momento, os nematoídes invadem rapidamente os tecidos, e os rizóforos comerciais passam a apresentar rachaduras, com áreas enegrecidas e secas internamente, que se projetam de 2 a 4 cm de profundidade, acompanhando a circunferência do rizóforo (MOURA, 2006). Redução de 20 a 30% do peso fresco dos rizóforos colhidos pode ocorrer durante o armazenamento (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Em decorrência de seu ataque sobre os tecidos subepidérmicos, surgem lesões necróticas de formato e dimensões variáveis que, ao serem observados em campo, levam os produtores a colherem os rizóforos ainda com sabor amargo e com tamanho indesejado para comercialização. Além da inviabilidade do produto para exportação em decorrência deste ataque, o parasitismo por *S. bradys* pode predispor os rizóforos à podridão extensiva dos tecidos causada pelo fungo *Penicillium sclerotigenum* Yamamoto e acarretar em perda total do produto para comercialização,

condição de dupla infecção que é denominada “podridão úmida” do inhame (FERRAZ; BROWN, 2016).

Durante o armazenamento, os organismos secundários, tais como ácaros, fungos e bactérias podem invadir as lesões superficiais causadas pela alimentação do nematoide, induzindo a deterioração do rizóforo devido a podridões (BAIMEY; COYNE; LABUSCHAGNE, 2009). Nenhum sintoma foliar tem sido observado em plantas cultivadas em solo infestado com *S. bradys*. Ainda, segundo estes autores, para que sintomas externos de danos sejam observados, são necessárias densidades populacionais de *S. bradys* superior a 20 nematoides/g de cascas de rizóforos (COYNE; AFFOKPON, 2018).

5. SOBREVIVÊNCIA E DISSEMINAÇÃO

É observado que nenhum estágio verdadeiro de sobrevivência é conhecido para *S. bradys*, porém populações são preservadas na ausência de inhame, possivelmente, em outras plantas hospedeiras (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005). De acordo com Claudius-Cole e Aworetan (2007) e Braz et al. (2016), populações de nematóides sobrevivem no solo e em outras plantas hospedeiras, incluindo as plantas daninhas, que podem auxiliar na preservação ou no aumento do nível de inóculo no solo. Além de ser uma fonte como hospedeiro alternativo, as plantas daninhas podem proteger os nematoides de pesticidas e do ambiente ou exercer efeitos indiretos por meio da competição com culturas ou pelos efeitos de estratégias de controle das plantas daninhas sobre populações de nematoides (THOMAS et al., 2005).

Os rizóforos são o principal meio de disseminação de *S. bradys* e baixas populações de nematoides não produzem sintomas externos de dano (BRIDGE, 1973, apud BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005), o que aumenta o risco de disseminação.

6. PLANTAS HOSPEDEIRAS

No Brasil, a gama de hospedeiro de *S. bradys* é ampla para as plantas de valor econômico, com destaque: mandioquinha-salsa (*Arracacia xanthorrhiza* Bancr.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.), quiabo [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.], batata (*Solanum tuberosum* L.), melão (*Cucumis melo* L.), feijão-caupi (*Vigna unguiculata* (L.) Walp), sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench.], gergelim (*Sesamum indicum* L.),

feijão-guandu [*Cajanus cajan* (L.) Millsp.], abacaxi [*Ananas comosus* (L.) Merrill], coco (*Cocos nucifera* L.) e mandioca (*Manihot esculenta* Crantz).

Relatos em plantas daninhas já foram descritos em espécies tais como, vinagreira (*Hibiscus sabdariffa* L.), malva-roxa (*Urena lobata* L.), vassourinha (*Synedrella nodiflora* (L.) Gaertn), kenaf (*Hibiscus cannabinus* L.), kudzu tropical (*Pueraria phaseoloides* (Roxb) Benth.), juta de fruto comprido (*Corchorus olitorius* L.), (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016), além de tiririca [*Cyperus flavus* (Willd.) Endl.], Pincel-de-estudante [*Emilia coccinea* (Sims) Sweet] e vassourinha-de-botão (*Spermacoce verticillata* L.) (ALMEIDA et al. 2019). Por outro lado, estudos realizados por Bridge (1972), citado por Adesiyan (1977) relatam que o único bom hospedeiro de *S. bradys* é o inhame. Porém, deve-se evitar o cultivo sucessivo de plantas hospedeiras, principalmente, em áreas altamente infestadas, visto que sérios danos quantitativos e qualitativos podem ocorrer nessas condições (FERRAZ; BROWN, 2016).

7. CICLO DE VIDA

Scutellonema bradys é classificado como nematoide migrador, apresentando todos os estádios móveis, aptos a iniciarem a infecção. O fitonematoide adentra-se aos rizóforos jovens, em pleno desenvolvimento, pelos tecidos vegetais do ponto de crescimento; pelas raízes e, também, por meio de rachaduras ou áreas danificadas na epiderme do rizóforo (BRIDGE, 1972).

O ciclo biológico do *S. bradys* é tipicamente, composto por ovo, quatro estádios juvenis e a forma adulta (FERRAZ, 1995). Reproduzem-se por anfimixia, deste modo, com presença de machos nas populações. A duração do ciclo de vida depende de fatores abióticos (temperatura e umidade do solo), variando de 16 a 28 dias (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Sua reprodução também é afetada por condições ambientais. Em condições favoráveis, pode chegar a aumentar a sua população de forma acentuada (KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002). De acordo com Adesiyan (1977), a população de *S. bradys* aumentou 5 a 8 vezes, em rizóforos de *D. cayenensis*, armazenados a 23 - 32°C e umidade relativa de 40-85%, quando comparadas com rizóforos armazenados a 16 - 18°C e umidade relativa de 80-85%.

Este nematoide possui uma boa adaptação a diferentes tipos de solo, inclusive os mais ricos em argila (FERRAZ, 1995).

8. MANEJO DA CASCA-PRETA-DO-INHAME

O manejo de fitonematoides na cultura do inhame deve ser baseado na exclusão destes patógenos ou por meio da redução de suas populações, visto que estes são habitantes de solo, tornando sua erradicação difícil (NORONHA, 2014). Um grande entrave para o manejo de fitonematoides é a inexistência de métodos eficientes e capazes de manter as populações a níveis baixos, sejam eles culturais, físicos, químicos, biológicos e uso de extratos vegetais. Existe dificuldades para obtenção de material propagativo sadio, tornando a prática de exclusão pouco viável (MOURA, 2016). Esses métodos de controle têm por objetivo diminuir, populações de nematoides, conseqüentemente reduzindo os prejuízos econômicos para o agricultor (NEVES et al., 2005).

8.1 MÉTODOS CULTURAIS

As práticas culturais podem ser consideradas as mais viáveis, atuando no favorecimento do hospedeiro e gerando condições desfavoráveis ao patógeno, interferindo, sobretudo, na disseminação e sobrevivência dos agentes causais das doenças (BEDENDO; MASSOLA; AMORIM, 2011). Dentre as práticas culturais utilizadas para o controle de fitonematoides tem destaque: rotação e sucessão de culturas, adubação verde, fertilização mineral e matéria orgânica (SILVA et al., 2014; SANTOS et al., 2016). A prática de pousio, conhecida como repouso da área cultivada, pode ser uma técnica utilizada, porém, apresenta alguns aspectos negativos como os custos das operações de aração e gradagem, riscos de erosão e os prejuízos decorrentes da manutenção da área sem qualquer rendimento tornaram o método insatisfatório (FERRAZ; BROWN, 2016).

A solução adequada, para a cultura do inhame na utilização do manejo cultural, seria a implantação de material de propagação sadio em solos livres de nematoides (FERRAZ, 1995; BAIMEY, 2005).

8.2 MÉTODOS FÍSICOS

O tratamento térmico é efetuado por meio do aumento da temperatura em determinado tempo, seja por meio de imersão em água quente ou a solarização (FERRAZ et al., 2010), para a redução da população dos fitonematoides. 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 mostraram resultados promissores no controle de nematoides em rizóforos de inhame com o tratamento térmico. Nesse contexto, Adesiyan; Adeniji (1977) observaram redução de populações de *S. bradys* em rizóforos de *D. cayenensis* por meio do tratamento com água quente (50 °C por 40 minutos). De modo similar, Adeniji (1977) verificou que a temperatura de 50-55 °C por 40 minutos eliminou o referido nematoide de rizóforos de *D. alata*. Posteriormente, Hutton (2004), observou que a imersão de rizóforos de inhame infestados com nematoides, por um período de 40 a 45 minutos em água quente (entre 45 e 50 °C), ocasionou a eliminação de populações de *Pratylenchus coffeae*. Assim, as temperaturas utilizadas não afetaram as brotações e favoreceu uma maior produção em comparação com a testemunha. Embora, a duração do tratamento térmico não deva exceder a 40 minutos, caso contrário, poderá haver redução da germinação como também da produção (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Entretanto, a idade dos propágulos, a espécie e a cultivar da planta e a severidade da doença podem influenciar no controle do nematoide por meio deste tipo de tratamento (FERRAZ et al., 2010). Ademais, a época do tratamento pode ser crítica. Rizóforos de *D. rotundata* tratados imediatamente após a colheita apodreceram completamente, mas aqueles utilizados após 2-6 meses de armazenamento mostraram pouco sinal de deterioração (ADESIYAN; ADENIJI, 1977). Vale ressaltar que no Brasil não existem estudos sobre a utilização dessa técnica na cultura do inhame.

8.3 MÉTODOS BIOLÓGICOS

O controle biológico tem como objetivo a redução populacional de determinado patógeno através de outro organismo vivo, normalmente microrganismo, em consequência do parasitismo, predação, competição ou antibiose (VENZON et al., 2005). Os organismos antagônicos a nematoides mais utilizados na agricultura são os fungos e bactérias (STIRLING, 1991).

Coimbra et al. (2006) observaram que metabólitos elaborados por bactérias do gênero *Streptomyces* ssp. mostraram efeito nematicida “in vitro” comprovando o potencial dos actinomicetos para o controle de *S. bradys*. Em outro estudo executado no Brasil por, Sousa;

Soares e Garrido (2006), comprovaram o potencial dos isolados de estreptomicetos na proteção de rizóforos de inhame contra o nematoide *S. bradys*, constatando uma redução entre 87,2% e 100% de mortalidade em testes “in vitro” e uma redução de 84,5% a 95,4% no número de nematoides nos rizóforos inoculados com os isolados de *Streptomyces* spp. em casa de vegetação. Posteriormente, Santos et al. (2016) também comprovaram que metabólitos secundários produzidos por actinobactérias, combinado ou não com material vegetal (crotalária, glicírdia e guandu) foram eficazes no controle de *S. bradys*.

8.4 MÉTODOS QUÍMICOS

No Brasil, há pelo menos 26 nematicidas registrados pelo Ministério da Agricultura e do Abastecimento, no entanto, não existem produtos certificados para o cultivo de inhame (AGROFIT, 2019), estes ainda têm sido empregados em estudos que validam o manejo de fitonematoides nesta cultura, ainda que, não haja vantagens suficientes que fundamentem o uso destes produtos.

O aumento no rendimento da cultura do inhame foi expressivo quando segmentos de rizóforos de *D. alata* contaminados com *S. bradys* foram imersos, por 30 minutos, em solução aquosa dos nematicidas DD, carbofuran e oxamyl (1000 ppm de ingrediente ativo), fertilizantes nitrogenados (sulfato de amônia e nitrato de cálcio) e dos desinfetantes hipoclorito de cálcio e formalina (BADRA; CAVENESS, 1979). Trabalhando com hipoclorito de sódio, nas concentrações (0,5% e 1,0%) e três tempos de imersão do material propagativo (20, 40 e 60 minutos), Almeida et al. (2020), concluíram que o tratamento mais indicado, foi o hipoclorito de sódio a 1,0% por um período de imersão de 20 min, podendo ser útil para a desinfecção de rizóforos de inhame infectados por *S. bradys*.

8.5 EXTRATOS VEGETAIS

Outra possibilidade de controle para os fitonematoides é o uso de extratos vegetais, devido à ocorrência de vários problemas ocasionada pela utilização de defensivos agrícolas, principalmente, impactos ambientais, intoxicação (BETTIOL, 2001), surgimento de patógenos resistentes, ressurgimento do patógeno e efeito sobre as espécies não cultiváveis (ENYIUKWU et al., 2014).

Muitos são os exemplos de plantas, encontradas na literatura, com potencial para a produção de nematicidas naturais, que atuam através de substância como alcaloides, ácidos graxos, isotiocianatos, glicosídeos cianogênicos, terpenoides e compostos fenólicos (FERRIS; ZHENG, 1999; COIMBRA et al., 2006). Espécies de plantas com atividade anti-helmíntica para o uso medicinal ou veterinário também têm apresentado resultado no controle de fitonematoides (FERRIS; ZHENG, 1999; COIMBRA et al., 2006). De acordo com Magalhães et al. (2020), o extrato aquoso de folhas de *Annona squamosa* apresentou efeito nematicida, mostrando-se eficiente no manejo das populações de *S. bradys* e *P. coffeae*, principalmente a partir da concentração de 3%, em condições de casa de vegetação.

Em outro estudo, Farias et al. (2020) avaliaram o extrato pirolenhoso de *Cocos nucifera* obtido a 400 °C, na concentração de 1% em rizóforos de inhame infectados por *S. bradys* e *Pratylenchus* sp., sob diferentes períodos de imersão. Os autores constataram que o fator de reprodução dos nematoides foi reduzido em 43%.

No entanto, como qualquer controle de fitonematoide, os extratos vegetais evidenciam vantagens e desvantagens quanto a sua utilização. Desta maneira, é perceptível as vantagens do uso de extratos vegetais em relação a pesticidas químicos: baixa toxicidade ao ambiente, sendo menos concentrados; produção de novos compostos, os quais os patógenos são incapazes de inativar; apresenta biodegradação rápida; pode ser utilizado como complemento a outras técnicas de controle. Entretanto, como desvantagens ou limitações, pode-se citar: compostos orgânicos instáveis; a falta na obtenção de matéria prima; rápida degradação em condições ambientais; técnica de extração e aplicação do produto; falta de regulamentação do produto e ausência de monitoramento referente à toxicidade apresentada por algumas espécies de plantas (DIAZ, et al., 2016).

9 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Nas regiões produtoras de inhame, é notória a presença de enfermidades causando prejuízos à cultura, destacando-se a casca-preta, que afeta diretamente o produto a ser comercializado. Para sanar este problema, diversos estudos vêm sendo desenvolvidos visando a redução das perdas provocadas pelo patógeno. Vale ressaltar

que a adoção de diferentes táticas de manejo certamente apresentaria melhores resultados e contribuiria para o aumento da produtividade da cultura.

10 REFERÊNCIAS

- ADEGBITE, A. A. et al. Survey of plant parasitic nematodes associated with yams in Ogun and Osun states of Nigeria. **Journal of Plant Protection Research**, v. 48, n. 4, p. 422-428, 2008.
- ADESIYAN, S. O.; ADENIJI, M. O. Studies on some aspects of yam nematode (*Scutellonema bradys*). **Ghana Journal of Agricultural Science**, v. 9, p. 131-136, 1977.
- ADESIYAN, S. O. Penetration and multiplication of *Scutellonema bradys* in yams (*Dioscorea* spp.). **Nematologia Mediterranea**, v. 5, n. 2, p. 313-317, 1977.
- ADESIYAN, S. O. Host range studies of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **Nematropica**, v. 6, n. 2, p. 60-63, 1977.
- ADENIJI, M. O. Studies on some aspects of control of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **Acta Horticulturae**, v. 53, p. 249-265, 1977.
- AGROFIT: **sistema de agrotóxicos fitossanitários**, 2019. Disponível em: <<http://www.agrofit.com.br/novoportal>>. Acesso em: 10 jun. 2019.
- ALMEIDA, A. V. D. L. et al. *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with weeds in yam fields. **Nematology**, v. 21, 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.
- BAIMEY, H.; COYNE, D.; LABUSCHAGNE, N. Pathogenicity of *Scutellonema bradys* populations from different geographical areas in Benin on yam (*Dioscorea* spp.). **Crop Protection**, v. 28, p. 715-721, 2009.
- BAIMEY, H. K. *Scutellonema bradys* as a pathogen of yam in Benin. **Faculty of Natural and Agricultural Science**, University of Pretoria, 2005. 146 p.
- BADRA, T.; CAVENESS, F. E. Chemotherapy of *Dioscorea alata* for disinfection of *Scutellonema bradys*. **Nematropica**, v. 9, p.135-137, 1979.
- BEDENDO, I. V.; MASSOLA Jr., N. S.; AMORIM, L. Controles cultural, físico e biológico de doenças de plantas. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A. **Manual de Fitopatologia**. 4 ed. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2011. v.1, p. 367.
- BETTIOL, W. Métodos alternativos para o controle de doenças de plantas. In: MICHEREFF, S. J.; BARROS, R. **Proteção de plantas na agricultura sustentável**. Recife: UFRPE, Imprensa Universitária, 2001. p. 123-134.
- BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Manual de hortaliças não convencionais / Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Secretaria**

de Desenvolvimento Agropecuário e Cooperativismo. – Brasília: Mapa/ACS, 2010. 13 p.

BRAZ, G. B. P. et al. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, v. 42, p. 233-238, 2016.

BRIDGE, J. Nematode problems with yams (*Dioscorea* spp.) in Nigeria. **Pest Articles & News Summaries**, v.18, n. 1, p. 89-91, 1972.

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.

BRITO, T. T. et al. Composição centesimal de inhame (*Dioscorea* sp.) in natura e minimamente processado. **Scientia Plena**, v. 7, p. 1-7, 2011.

CLAUDIUS-COLE, A. O.; AWORETAN, A. O. Survival of the yam nematode, *Scutellonema bradys* in soil and roots of some weed hosts between the yam-growing seasons. **Journal of Agriculture, Forestry and the Social Sciences**, v. 5, p.132-142, 2007.

COIMBRA, J. L. et al. Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys*. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 41, n. 7, p. 1209-1211, 2006.

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.

COYNE, D.; AFFOKPPON, A. Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: SIKORA, R. A.; COYNE, D.; HALLMANN, J.; TIMPER, P. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 3ed. Boston, MA: CABI, 2018. p.252-289.

DIAZ, F. M. et al., (2016). Atividade antifúngica de extratos vegetais sobre o crescimento micelial de *Lasiodiplodia theobromae* “in vitro”. **Cadernos de Agroecologia**, v. 11, p. 1-9, 2016.

ENYIUKWU, D. N. et al. Significance of characterization of secondary metabolites from extracts of higher plants in plant disease management. **International Journal of Advance Agricultural Research**, v. 2, p. 8-28, 2014.

FAOSTAT (2017). **Food and Agriculture Organization of the United Nation**. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC> (acesso em 30 dezembro 2020).

FARIAS, S. P. et al. (2020). In vitro and in vivo control of yam dry rot nematodes using pyroligneous extracts from palm trees. **Revista Ceres**, v. 67, p. 482-490, 2020.

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

FERRAZ, S. et al. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa – MG: UFV, 2010. 306p.

FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. 1 ed. Manaus: Norma Editora, 2016. 251p.

FERRAZ, L. C. C. B. Doenças causadas por nematoides em batata-doce, beterraba, gengibre e inhame. **Informe Agropecuário**, v. 17, p. 31-8, 1995.

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.

GARRIDO, M. S. et al. O estudo de novas tecnologias para a produção de inhame no Estado da Bahia. **Bahia Agrícola**, v.6, n.1, p. 19-22, 2003.

HUTTON, D. G. **Using hot water to treat yam planting material (head) with dry rot (“burning”)**1. Agriculture Unit, University of the West Indies, Mona, Kingston 7, Jamaica. 2004.

IMAFIDOR, H. O.; MUKORO, U. L. Survey of plant parasitic nematodes associated with *Dioscorea rotundata*. **International Journal of Advance Agricultural Research**, v. 4, p.16-19, 2016.

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

MAGALHÃES, I. C. S. et al. Extrato aquoso de folhas de pinheira no manejo da casca-preta-do-inhame. **Nematropica**, v. 50, p. 127-133, 2020.

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

MOURA, R. M. Principais doenças do inhame-da-costa no Nordeste do Brasil. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**, v. 3, p. 180-199, 2006.

MOURA, R. M. Doenças do inhame-da-costa (*Dioscorea cayennensis*). In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. **Manual de fitopatologia: doenças das plantas cultivadas**. 5ed. v.2. Ouro Fino-MG: Agrônômica Ceres. 2016. p.480-481.

NEVES, W. S. et al. Atividade de extratos de alho (*Allium sativum*), mostarda (*Brassica campestris*) e pimenta malagueta (*Capsicum frutescens*) sobre eclosão de juvenis de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n.2, p. 273-278, 2005.

NORONHA, M. A. **Principais Doenças do Inhame (*Dioscorea cayennensis*) nos Tabuleiros Costeiros do Nordeste**. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2014. 11p. (Comunicado Técnico, 150).

OLIVEIRA, A. P. et al. Tecnologia alternativa para produção de túberas-semente de inhame e seus reflexos na produtividade. **Horticultura Brasileira**, v. 30, n. 3, p. 553-556, 2012.

PINHEIRO, G. B.; PEREIRA, R. B.; MADEIRA, N. R. **Manejo de nematoides na cultura do inhame-cará (*Dioscorea spp.*)**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2016. p.1-13. (Circular Técnica, 150).

SANTOS, J. F. et al. Actinobacteria and organic fertilizers for management of the nematode *Scutellonema bradys* in yam plants. **Revista Caatinga**, v. 29, n. 3, p. 548-558, 2016.

SANTOS, E. S.; MACÊDO, L. S. Tendências e perspectiva da cultura do inhame (*Dioscorea sp.*) no nordeste do Brasil. In: **Simpósio Nacional Sobre as culturas de Inhame e Taro**, 2., 2002, João Pessoa. Anais... João Pessoa: EMEPA-PB.2002.

SANTOS, E.S. et al. Inhame (*Dioscorea sp.*) tecnologias de produção e preservação ambiental. **Tecnologia & Ciência Agropecuária**, v. 1, n. 1, p. 31-36, 2007.

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

SOUSA, C. S.; SOARES, A. C. F.; GARRIDO, M. S. Estreptomicetos no controle da meloidoginose em mudas de tomateiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.41, p.1759- 1766, 2006.

STIRLING, G. R. **Biological Control of Plant Parasitic Nematodes: Progress, Problems and Prospects**. Wallingford, UK: CAB International, 1991. 282 p.

THOMAS, S.H.; SCHROEDER, J.; MURRAY, L.W. The role of weeds in nematode management. **Weed Science**, v. 53, p. 923-928, 2005

VENZON, M.; PAULA JÚNIOR, T. J.; PALLINI, A. **Controle alternativo de pragas e doenças**. Viçosa: UFV, 2005. p.163-183.