

UNIVERSIDADE FEDERAL DE ALAGOAS
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM PROTEÇÃO DE PLANTAS

ALISON VAN DER LINDEN DE ALMEIDA

MANEJO DA CASCA-PRETA-DO-INHAME COM HIPOCLORITO DE SÓDIO E
***Purpureocillium lilacinum* E ASSOCIAÇÃO DOS NEMATÓIDES CAUSADORES DA**
DOENÇA COM PLANTAS DANINHAS

Rio Largo - AL

2019

ALISON VAN DER LINDEN DE ALMEIDA

**MANEJO DA CASCA-PRETA-DO-INHAME COM HIPOCLORITO DE SÓDIO E
Purpureocillium lilacinum E ASSOCIAÇÃO DOS NEMATOIDES CAUSADORES DA
DOENÇA COM PLANTAS DANINHAS**

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas do Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Proteção de Plantas.

Orientador (a): Profa. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz

Coorientador (a): Profa. Dra. Marissônia de Araújo Noronha

Coorientador: Prof. Dr. Renan Cantalice de Souza

Rio Largo - AL

2019

Catálogo na fonte
Universidade Federal de Alagoas
Biblioteca Setorial do Centro de Ciências Agrárias
Bibliotecário: Erisson Rodrigues de Santana

A447m Almeida, Alison Van Der Linden de

Manejo da casca-preta-do-inhame com hipoclorito de sódio e *Purpureocillium lilacinum* e associação dos nematoides causadores da doença com plantas daninhas. Rio Largo-AL – 2019.

84 f.; il; 33 cm

Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) - Universidade Federal de Alagoas, Centro de Ciências Agrárias. Rio Largo, 2019.

Orientador(a): Prof^a. Dr^a. Maria de Fátima Silva Muniz.

Co-orientador(a): Prof^a. Dr^a. Marissônia de Araújo Noronha.

Co-orientador(a): Prof. Dr. Renan Cantalice de Souza.

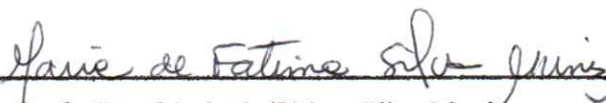
1. *Dioscorea* spp. 2. Controle alternativo. 3. Biocontrole. 4. Hospedeiros alternativas I. Título.

CDU: 632: 633.496

ALISON VAN DER LINDEN DE ALMEIDA

**MANEJO DA CASCA-PRETA-DO-INHAME COM HIPOCLORITO DE SÓDIO E
Purpureocillium lilacinum E ASSOCIAÇÃO DOS NEMATOIDES CAUSADORES DA
DOENÇA COM PLANTAS DANINHAS**

Tese de doutorado submetida ao corpo docente do
Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas,
do Centro de Ciências Agrárias da Universidade
Federal de Alagoas e aprovada em 26 de fevereiro de
2019.



Prof. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz

Universidade Federal de Alagoas - Orientadora

Banca examinadora:



Dr. José Mauro da Cunha e Castro

Embrapa Semiárido - Examinador externo



Prof. Dra. Edna Peixoto da Rocha Amorim

Universidade Federal de Alagoas - Examinador interno



Prof. Dr. Marcelo de Menezes Cruz

Universidade Federal de Alagoas - Examinador interno

Rio Largo - AL

2019

À Deus, minha maior força nos momentos mais difíceis, verdadeiro guia nessa jornada, sem a sua infinita sabedoria, jamais teria conseguido. O senhor teve papel essencial na realização de cada linha dessa pesquisa.

DEDICO.

AGRADECIMENTOS

À Deus, por ser meu alicerce e minha fortaleza em todos os momentos, grande responsável por me presentear com tantas oportunidades e por me possibilitar ter uma vida incrível. Obrigado pelos livramentos, pelas bênçãos e por sempre iluminar os meus caminhos.

À Universidade Federal de Alagoas e ao Centro de Ciências Agrárias que por intermédio da Pós-Graduação em Proteção de Plantas, me possibilitaram crescer profissionalmente e me deram condições de conseguir atingir o título de Doutor em Proteção de Plantas.

À professora/orientadora Maria de Fátima Silva Muniz, por seus ensinamentos, paciência, confiança, amizade e todos momentos vividos ao longo dessa jornada de quatro anos, e por ser, para mim, exemplo de ética, humildade e profissionalismo, coisas raras nos dias de hoje. Imensamente grato por ter sido orientado por uma mulher tão especial.

Aos coorientadores Marissônia de Araújo Noronha e Renan Cantalice de Souza, pelas inúmeras contribuições e ensinamentos na condução dos experimentos.

A todos os professores que fizeram parte da minha formação acadêmica, desde o período da graduação até a conclusão do meu doutorado.

À CAPES por ter me concedido bolsa de estudos que me possibilitou a conclusão do doutorado e a execução de todos os trabalhos envolvidos com a TESE.

A todos que fazem parte do Laboratório de Fitopatologia/Nematologia, pela ajuda, troca de conhecimento, convivência e inúmeros momentos compartilhados ao longo desses quatro anos.

À banca examinadora, pelas contribuições que, sem sombra de dúvidas, elevaram a qualidade do presente trabalho.

Aos meus pais, José Alaim de Almeida Júnior e Ana Cristina Van Der Linden de Almeida, por serem pais incríveis, exemplos de caráter, humildade, ética e por sempre estarem ao meu lado. Vocês têm grande importância na conclusão desse doutorado. Meus eternos agradecimentos, amo vocês.

À minha namorada e futura esposa, Isabelle Cristina Santos Magalhães, mulher especial que tive o enorme prazer de conhecer e fazer parte da mesma equipe de laboratório. Obrigado

pela convivência, paciência, incentivo, apoio e carinho em todos os momentos e por sempre acreditar em mim. Você é parte essencial dessa obra. Te amo amor.

Aos grandes amigos/irmãos que a vida me presenteou, Jorge Bernardo, José Jairo e Jéssyca Dellinhães. Vocês são um presente de Deus na minha vida, muito obrigado.

Às inúmeras pessoas que tive o prazer de conhecer em Alagoas e hoje tenho como verdadeiros amigos, especialmente Glauber Correa, Ariane Morgana, Valdeir Nunes, Adso Levi, Aryanna Silva, Sara Padilha, Ayllana Leal, Samário Lino, Luan Carlos e Mayara Oliveira. Meu muito obrigado pela companhia e tantos momentos únicos vividos e compartilhados, quero a presença de vocês na minha vida sempre.

A todos que, embora não citados, fizeram parte direta ou indiretamente de todas as etapas vivenciadas durante todo o período em que estive em Alagoas.

Gratidão eterna!

RESUMO

O inhame (*Dioscorea* spp.) é uma cultura de grande importância socioeconômica para o Nordeste do Brasil devido às excelentes qualidades nutritivas e energéticas de seus rizóforos. Problemas fitossanitários contribuem para a baixa produtividade, dentre eles a casca-preta, causada pelos nematoides parasitas de plantas *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* e *P. brachyurus*. Este trabalho teve como objetivos avaliar o efeito do hipoclorito de sódio e do Lilacel[®] (bionemática à base de *Pupureocillium lilacinum*) no manejo da casca-preta-do-inhame e investigar a ocorrência de plantas daninhas em áreas com inhame, no estado de Alagoas, que possam servir como hospedeiras desses nematoides. O primeiro experimento foi conduzido em casa de vegetação, em dois períodos consecutivos, em delineamento inteiramente casualizado e esquema fatorial (3 x 2 + 1), com concentrações de hipoclorito de sódio a 0,5 e 1,0% e períodos de imersão de 20, 40 e 60 minutos, acrescido da testemunha, com oito repetições. Três meses após o plantio foi avaliado o percentual de emergência dos rizóforos-semente. A população final de nematoides no solo, raízes e rizóforos, a população total de nematoides e o fator de reprodução foram avaliados seis meses após o plantio. De acordo com as análises de regressão, ajustadas para os modelos linear ou quadrático, houve redução na população de nematoides à medida que a concentração de hipoclorito de sódio aumentou. A porcentagem de emergência não foi afetada pela concentração de hipoclorito de sódio ou período de exposição. Os resultados observados demonstram que o hipoclorito de sódio na concentração de 1%, por um período de imersão de 20 minutos, é útil para desinfestação de rizóforos de inhame infectados com *S. bradys*. O segundo experimento foi feita por dois experimentos, realizados em dois períodos consecutivos, em condições de casa de vegetação, onde rizóforos saudáveis foram plantados em vasos e infestados com 1.000 espécimes de *P. coffeae*. Os tratamentos foram aplicados no solo um mês após a infestação e cinco doses de Lilacel[®] (0,2; 0,4; 0,6; 0,8; e 1,0%), além dos controles (carbofuran e água) foram testados. Os experimentos foram conduzidos em blocos ao acaso, com sete tratamentos e cinco repetições, sendo cada parcela formada por duas plantas. A avaliação foi feita de acordo com os critérios utilizados no primeiro passo. Em ambos os experimentos, as densidades populacionais dos nematoides foram reduzidas com o aumento das concentrações de Lilacel[®], sendo os melhores resultados observados em 0,8 e 1,0%. No terceiro experimento foram realizadas coletas de amostras de plantas daninhas, durante 2016 e 2017, em 41 áreas, nos principais municípios alagoanos com plantios de inhame e ocorrência de casca-preta, localizados em duas regiões climaticamente diferentes (denominadas Zona da Mata e Agreste), com histórico de casca-preta. As plantas foram coletadas aleatoriamente em cada área e, em seguida, a parte aérea foi removida para classificação botânica, enquanto as raízes foram processadas para a presença de nematoides. A frequência de ocorrência das plantas daninhas e dos nematoides nas áreas foi determinada, bem como a estimativa da densidade populacional dos nematoides nas raízes. Considerando as duas regiões, 43 espécies de plantas daninhas foram encontradas e, destas, 23 foram associadas a pelo menos um dos agentes etiológicos da casca-preta, sendo *Pratylenchus* spp. o mais prevalente nas áreas. *Ageratum conyzoides*, *Commelina benghalensis* e *Emilia coccinea* (na Zona da Mata) e *C. benghalensis* (região do Agreste) destacaram-se pela alta frequência de ocorrência e também por populações de *S. bradys* e *Pratylenchus* spp. *Cyperus flavus*, *E. coccinea* e *Spermacoce verticillata* foram registradas como novas espécies de plantas daninhas associadas ao *S. bradys*. A presença de associações de espécies de plantas daninhas deve ser considerada para reduzir as populações de nematoides.

Palavras-chave: *Dioscorea* spp. *Scutellonema bradys*. *Pratylenchus* spp. Controle alternativo. Hospedeiras alternativas.

GENERAL ABSTRACT

Yams (*Dioscorea* spp.) is a crop of great social-economic importance to Brazilian Northeast due to excellent nutritive and energetic qualities of their tubers. Phytosanitary problems contribute to the low yield, among which the dry rot disease, caused by the plant-parasitic nematodes *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus*. This study aimed to evaluate the effect of sodium hypochlorite and Lilacel[®] (bionematicide based on *Pupureocillium lilacinum* in the management of the dry rot disease of yam survey the occurrence of weeds in yam fields, in the state of Alagoas, that can serve as host of these nematodes. The first experiment was conducted in greenhouse, in two times consecutively, in a completely randomized design and factorial scheme (3 x 2 + 1), with sodium hypochlorite concentrations at 0.5 and 1.0 % and immersion periods of 20, 40 and 60 minutes, plus the control, with eight replicates. Three months after seeding the percentage of emergence of the seed tubers was evaluated. The final nematode population in the soil, roots and tubers peel, the total nematode population, and the reproduction factor, were evaluated six months after seeding. According to the regression analyses adjusted to linear or quadratic models, there was a reduction in nematode's population as the sodium hypochlorite concentration increased. The percentage of emergence was not affected by the sodium hypochlorite concentration or exposure period. The results observed demonstrate that sodium hypochlorite at 1.0% concentration, for an immersion period of 20 minutes, could be useful for disinfection of yam tubers infected with *S. bradys*. The second experiment was made by two experiments carried out, two times consecutively, in greenhouse conditions where healthy tubers were seeded in pots and infested with 1,000 specimens of *P. coffeae*. The treatments were applied into the soil one month after infestation, and five doses of Lilacel[®] (0.2; 0.4; 0.6; 0.8; 1.0%), plus the controls (carbofuran and water) were tested. The experiments were performed in a randomized block design with seven treatments and five replicates, being each plot formed by two plants. The evaluation was done according to the criteria used in the first step. In both experiments, nematode population densities were reduced with the increase of Lilacel[®] concentrations being the best results observed at of 0.8 and 1.0 %. In the third experiment fields sampling were weed conducted, during 2016 and 2017, in 41 areas, in the major counties with yam growing areas of Alagoas, located in two climatically different regions (called Zona da Mata and Agreste), with history of dry rot disease. Plants were randomly collected at each field and then the aerial part was removed for botanical classification whereas the roots were processed for presence of nematodes. The frequency of occurrence of both weeds and nematodes was determined and also the estimate of population density on roots. Considering the two regions, 43 weed species were found, and of these, 23 were associated with at least one of the etiological agents of the dry rot disease, being *Pratylenchus* spp. the most prevalent in the fields. *Ageratum conyzoides*, *Commelina benghalensis* and *Emilia coccinea* (in Zona da Mata) and *C. benghalensis* (Agreste region) were highlighted due to their high frequency of occurrence, and also to support populations of *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. *Cyperus flavus*, *E. coccinea* and *Spermacoce verticillata* are now registered as new weed species associated with *S. bradys*. The presence of weed species associations should be considered to reduce nematode populations.

Key words: *Dioscorea* spp. *Scutellonema bradys*. *Pratylenchus* spp. alternative control. Alternative hosts.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO GERAL	11
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	14
2.1 Aspectos gerais da cultura do inhame (<i>Dioscorea</i> spp.).....	14
2.2 Casca-preta-do-inhame	17
2.2.1 <i>Scutellonema bradys</i> : o nematoide do inhame	18
2.2.2 <i>Pratylenchus</i> spp.: nematoides-das-lesões-radiculares.....	20
2.3 Manejo da casca-preta-do-inhame	22
2.3.1 Métodos de controle.....	22
2.3.2 Controle alternativo com hipoclorito de sódio	23
2.3.3 Controle biológico com <i>Purpureocillium lilacinum</i>	24
2.4 Hospedabilidade de plantas daninhas aos nematoides parasitas do inhame	26
REFERÊNCIAS	29
ARTIGO 1 - Hipoclorito de sódio no tratamento de rizóforos-semente de inhame infectados por <i>Scutellonema bradys</i>	40
ARTIGO 2 - Biocontrole de <i>Pratylenchus coffeae</i> em inhame com produto à base de <i>Purpureocillium lilacinum</i>	52
ARTIGO 3 - <i>Scutellonema bradys</i> and <i>Pratylenchus</i> spp. associated with weeds in yam fields	65
APÊNDICES	81
APÊNDICE A - Plantas de inhame cultivadas em vasos e mantidas sob condições de telado. (A) Ensaio 1 (2016) e (B) Ensaio 2 (2017), referentes ao experimento do artigo 1	81
APÊNDICE B - Macho (esquerda) e fêmea (direita) de <i>Scutellonema bradys</i> extraídos de amostras da população inicial do experimento do artigo 1	81
APÊNDICE C - Práticas realizadas no experimento do artigo 2. (A) Vasos com rizóforos-semente de inhame plantados; (B) Infestação de <i>Pratylenchus coffeae</i> ; (C) Aplicação dos tratamentos.....	82

APÊNDICE D - (A) Fêmea (esquerda) e macho (direita) de <i>Pratylenchus coffeae</i> extraídos de amostras da população inicial do experimento do artigo 2	82
APÊNDICE E - Plantas de inhame submetidas a diferentes concentrações do bionematicida à base de <i>Purpureocillium lilacinum</i> (Lilacel®). (A) Ensaio I, realizado em 2016; (B) Ensaio II, conduzido em 2017, referentes ao experimento do artigo 2.	83
APÊNDICE F - Efeitos dos tratamentos sobre os rizóforos de inhame, no ensaio II. (A) Controle negativo; Concentrações de Lilacel® (B) 0,2%; (C) 0,4%; (D) 0,6%; (E) 0,8%; (F) 1,0%; (G) Nematicida químico (carbofurano).	83
APÊNDICE G - Municípios alagoanos onde foram realizadas as coletas das plantas daninhas do experimento do artigo 3, suas respectivas coordenadas geográficas e zonas climáticas.	84

1. INTRODUÇÃO GERAL

O inhame (*Dioscorea* spp.) possui como centro de origem o continente africano, sendo uma planta monocotiledônea, herbácea, trepadeira, de ciclo anual ou perene, utilizada na dieta básica das populações de diversos países, em virtude de produzir tubérculos ricos em carboidratos, minerais e vitaminas do complexo B, apresentando também propriedades medicinais e baixos teores de gordura (PINHEIRO, 2017). Pertence à família Dioscoreaceae e gênero *Dioscorea*, que abrange aproximadamente 600 espécies, oriundas da Ásia, África ou da América do Sul, sendo que cerca de 150 a 200 espécies ocorrem no Brasil, porém apenas 10 possuem rizóforos que são utilizados como alimento (NASCIMENTO et al., 2015; COYNE; AFFOKPON, 2018).

Os países africanos são responsáveis por quase a totalidade do inhame produzido no mundo, sendo a Nigéria o maior produtor mundial, com uma produção em 2017 de mais de 47 milhões de toneladas. O Brasil, maior produtor da América Latina, obteve uma produção de aproximadamente 250 mil toneladas, numa área de cerca de 26 mil hectares, alcançando uma produtividade média de 9,7 toneladas por hectare (FAOSTAT, 2019). Representa uma atividade de significativo valor comercial para o País, atuando efetivamente no mercado interno e externo, sendo que mais de 90% da produção se concentra na região Nordeste, principalmente nos estados da Paraíba, Pernambuco, Alagoas e Bahia, onde a principal espécie cultivada é a *D. cayenensis* Lam. (MOURA, 2016).

Problemas fitossanitários acometem a cultura e resultam na redução da produtividade, destacando-se as doenças ocasionadas por fungos, vírus e nematoides, sendo a casca-preta ou podridão-seca a de maior importância, por incidir diretamente sobre os rizóforos, provocando necrose nos tecidos e perdas de até 30% na produção. Pode ser causada por *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew), *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *P. coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven (MOURA, 2016; PINHEIRO, 2017). Em Alagoas, já foi relatada a ocorrência de populações mistas desses fitonematoides e a enfermidade se encontra amplamente distribuída nas principais áreas produtoras de inhame do estado, com valores de incidência de até 85% (MUNIZ et al., 2012).

O manejo da doença baseia-se fundamentalmente em técnicas de exclusão, com o plantio de rizóforos-semente sadios, em solos livres de nematoides (MOURA, 2016). A utilização de nematicidas químicos não é recomendada por não existirem produtos registrados para a cultura do inhame no Brasil (AGROFIT, 2019). O controle cultural, por meio da rotação de culturas, pode contribuir para reduções populacionais dos nematoides em campo, porém este

método muitas vezes não é aceito pelos produtores devido à utilização de culturas de pouco valor comercial. O uso de resistência genética é dificultado pela indisponibilidade de cultivares de inhame resistentes a nematoides. Dessa forma, a realização de estudos voltados a medidas alternativas de controle que atuem eliminando ou reduzindo os efeitos desses nematoides na cultura do inhame são de fundamental importância.

Em trabalhos já publicados, observa-se o potencial de diversas estratégias no manejo da doença. Dentre eles, destacam-se as plantas antagônicas, como a *Crotalaria* spp. (MOURA, 2006; SILVA et al., 2014a), os resíduos vegetais, como a manipueira (ALMEIDA et al., 2007; BARBOSA et al., 2010), os extratos vegetais (OLUWATAYO; ASIEDU; ADESIYAN, 2011), as coberturas vegetais (MORAIS, 2014; CLAUDIUS-COLE; ASIEDU; FAWOLE, 2016), os bionemáticas (LIMA, 2016) e as actinobactérias e fertilizantes orgânicos (SANTOS et al., 2016).

O hipoclorito de sódio já foi avaliado por vários autores no tratamento de material propagativo e resultados positivos foram observados em diversos patossistemas, inclusive no manejo de *P. coffeae* na cultura do inhame (HUTTON, 1998). Entretanto, necessita-se de estudos que tragam mais informações sobre concentrações e formas de aplicação desse produto no manejo da casca-preta. O controle biológico de fitonematoides vem sendo muito estudado, utilizando principalmente fungos e bactérias que apresentam capacidade de parasitar ovos, juvenis e até mesmo adultos de nematoides, surgindo como forma alternativa de controle, pois apresenta baixo custo, fácil aplicabilidade e baixo ou nenhum risco ambiental, pois não contamina e não deixa resíduos no ambiente (NUNES; MONTEIRO; POMELA, 2010; CRAWFORD; CLARDY, 2011).

As plantas daninhas competem por luz, água, espaço e nutrientes, afetando a produção de diversas culturas de interesse econômico (SUNIL; SINGH; KHURMA, 2010). Tais perdas estão relacionadas às espécies presentes, à densidade e à distribuição das plantas daninhas no solo (BARBOSA et al., 2014). Além disso, algumas dessas plantas atuam como hospedeiras alternativas de diversos micro-organismos causadores de doença em plantas, dentre eles, os nematoides fitoparasitas (MEDINA et al., 2013), contribuindo, assim, para o aumento das populações dos nematoides no solo e prejudicando o rendimento dos cultivos agrícolas (BELLÉ et al., 2015). No Brasil, são escassas as informações a respeito da gama de plantas daninhas hospedeiras dos nematoides causadores da casca-preta.

Objetivou-se, no presente trabalho, avaliar o efeito do hipoclorito de sódio e do bionemática à base de *Pupureocillium lilacinum* (Lilacel[®]) no manejo da casca-preta-do-

inham, bem como verificar a associação dos nematoides causadores da doença com plantas daninhas presentes nas áreas de cultivo.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Aspectos gerais da cultura do inhame (*Dioscorea* spp.)

Originário do continente africano, o inhame (*Dioscorea* spp.) também denominado de cará-da-costa ou inhame-da-costa, foi consumido ao longo dos séculos por diversas civilizações, como a Índia e o Egito. Os primeiros relatos de consumo no Brasil datam do período da colonização portuguesa, por meio do transporte de mercadorias entre a costa africana a caminho da Índia (MESQUITA, 2001). Os primeiros inhames foram domesticados no oeste e no centro do continente africano (*D. rotundata* Poir, *D. cayenensis* Lam. e *D. dumetorum* (Knuth) Pax) e no sudeste asiático (*D. alata* L.) (ORKWOR, 1998). Atualmente conhecidas como inhame, essas plantas eram chamadas pelo nome “ká-rá” pelas populações tupi-guarani da América do Sul, podendo ser plantas anuais ou perenes, que produzem rizóforos de diferentes tamanhos, formatos e colorações, apresentam ramos herbáceas, com ou sem espinhos, trepadeiras e possuem caule anguloso ou cilíndrico (PERESSIN; FELTRAN, 2014).

O inhame é uma planta monocotiledônea pertencente a ordem Dioscoerales, família Dioscoreaceae e gênero *Dioscorea*, que detém cerca de 600 espécies, oriundas da Ásia, África ou da América do Sul, sendo que cerca de 150 a 200 espécies ocorrem no Brasil, porém apenas 10 espécies possuem rizóforos utilizados como alimento (LEBOT, 2009; NASCIMENTO et al., 2015; COYNE; AFFOKPON, 2018). Cerca de 95% do inhame produzido no mundo são das espécies *D. cayenensis* (inhame amarelo) e *D. rotundata* (inhame branco) (OBIDIEGWU et al., 2009; CARNEIRO, 2013; SILVA et al., 2014b), embora outras espécies como a *D. alata* e *D. esculenta* (Lour) Burk também sejam cultivadas (PEDRALLI, 2002). Moura (2005) relatou que algumas espécies são utilizadas na obtenção de substâncias naturais, conhecidas como saponinas e esteroides, as quais formam a base para fabricação de produtos utilizados em tratamentos médicos, como hormônios sexuais e anticoncepcionais orais.

No Nordeste, *D. cayenensis* é a principal espécie produzida. Conhecida popularmente como inhame-da-costa, provavelmente por ser originária da Costa do Marfim, a planta é do tipo trepadeira e de caule herbáceo (MOURA, 2005). Segundo Moura (2016), além de *D. cayenensis*, outras espécies comestíveis também são cultivadas no Nordeste brasileiro, tais como, *D. alata*, *D. trifida* L. e *D. esculenta*. Segundo Peressin; Feltran (2014), na região Sudeste é cultivado, principalmente, *D. alata*. Santos et al. (2006) atribuíram a adaptabilidade desta cultura ao fato de sua fenologia se desenvolver satisfatoriamente em regiões de clima tropical quente e úmido, com regimes pluviométricos de 1.000 a 1.600 mm anuais, umidade relativa de 60 a 70% e temperatura entre 24 e 39 °C.

O ciclo do inhame se divide em quatro estádios fenológicos: dormência fisiológica, vegetativo, reprodutivo e maturação fisiológica. A dormência fisiológica corresponde ao período compreendido entre o plantio até a brotação dos rizóforos-semente. Já o estágio vegetativo vai desde a brotação ao início do florescimento (20 - 180 DAP), sendo subdividido em quatro fases morfológicas (brotação, surgimento das primeiras folhas, formação de ramos primários e formação de ramos secundários). Após o aparecimento dos ramos primários, inicia-se o processo de formação de rizóforos, que se estende até o final do ciclo fisiológico da cultura. O terceiro estágio, denominado de estágio reprodutivo, corresponde ao período em que se inicia a floração e se estende até o secamento das flores (180 - 210 DAP). Nesse estágio, ocorre a maturação parcial dos rizóforos, que podem ser colhidos para fins comerciais, auxiliando no processo de formação de rizóforos-semente conhecido como capaço. Por fim, o estágio de maturação vai desde o término da floração à colheita (210 - 270 DAP) (SANTOS, 1996; ANDRADE et al., 2010). Assim, uma planta de inhame, conforme Oliveira et al. (2011a), produz dois tipos de rizóforos: os comerciais, colhidos entre sete e nove meses após o plantio, e os rizóforos-semente, colhidos três meses após os rizóforos comerciais.

Segundo Peressin; Feltran (2014), o cultivo comercial do inhame deve ser realizado, preferencialmente, em solos de textura arenosa, profundos, com altos teores de matéria orgânica e pH de 5,5 a 6,5, boa capacidade de armazenamento de água e não sujeitos ao encharcamento. Deve-se evitar o plantio em solos argilosos por causa da maior possibilidade de comprometimento da formação dos rizóforos, e colheita em períodos secos, pois as operações ficam mais dispendiosas, podendo ocorrer ferimentos nos rizóforos durante o processo de arranque, acarretando em perdas e inviabilizando o armazenamento do produto.

O inhame é a quarta cultura tuberosa mais importante do mundo, ficando atrás apenas da batata (*Solanum tuberosum* L.), mandioca (*Manihot esculenta* Crantz) e batata-doce (*Ipomoea batatas* L.) (SILVA et al., 2016; COYNE; AFFOKPON, 2018). De acordo com estimativas publicadas pela FAO, foram colhidos cerca de 5,5 milhões de hectares de inhame em 2017, sendo a Nigéria o principal produtor mundial, com uma produção de 48 milhões de toneladas (FAOSTAT, 2019). Principal produtor da América do Sul, o Brasil obteve, no ano de 2017, uma produção de aproximadamente 250 mil toneladas, com uma área plantada de cerca de 25 mil hectares, apresentando uma produtividade média de 9,7 toneladas por hectare (FAOSTAT, 2019), sendo que mais de 90% da produção de inhame do País se concentra na região Nordeste, principalmente nos estados da Paraíba, Pernambuco, Alagoas e Bahia (SILVA et al., 2014b; MOURA, 2016).

É uma cultura que apresenta elevada importância econômica e social para o Brasil, constituindo uma excelente commodity para os estados nordestinos, possuindo tubérculos ricos em vitaminas do complexo B (tiamina, riboflavina, niacina, adermana), carboidratos (principalmente amido), minerais, além de propriedades medicinais e baixos teores de gordura (SANTOS et al., 2012; PINHEIRO, 2017). Apesar de a maior parte do inhame produzido no Brasil ser absorvido pelo mercado interno, existe uma parcela que é comercializada para o mercado externo, principalmente para Europa, sendo uma atividade bastante promissora em virtude, principalmente, dos preços oferecidos (MENDES; SILVA; FAVERO, 2013).

Mais de 50% da área produtora de inhame no Estado de Alagoas situa-se no Vale do Paraíba, região correspondente a 8% do território alagoano, abrangendo uma área de 2.167 quilômetros quadrados, onde estão localizados os municípios de Viçosa, Paulo Jacinto, Chã Preta, Quebrangulo, Pindoba, Atalaia e Mar Vermelho. Essa região apresenta condições edafoclimáticas favoráveis para o desenvolvimento da cultura, ou seja, precipitação pluviométrica anual em torno de 1.000 mm, solos profundos, férteis, porosos e bem drenados (NOBRE, 2012).

Santos et al. (2007) informam que apesar da importância, a cultura do inhame apresenta baixa produtividade. Segundo os autores, o problema está relacionado ao reduzido nível tecnológico dos produtores, manejo inadequado da cultura, à indisponibilidade de material propagativo de alta qualidade, baixa fertilidade dos solos, alto índice de infecção por doenças fúngicas e elevada incidência e severidade de fitonematoides, além do uso indiscriminado de pesticidas.

Noronha (2014) afirma que a ocorrência de doenças na cultura do inhame constitui-se um problema sério que afeta significativamente a produtividade, destacando-se os patógenos que infectam a parte aérea da planta (responsáveis por manchas foliares, lesões em hastes e pecíolos, mosaico e bolhosidade) e os que causam danos nos rizóforos (podridões, meloidoginose e principalmente a casca-preta). Pinheiro (2017) salienta que inúmeros são os problemas fitossanitários no inhame, porém os nematoides são os principais responsáveis por perdas na cultura, que podem inclusive ocasionar danos nos rizóforos armazenados, devido ao ataque dos nematoides que continuam se multiplicando.

Dentre os fitonematoides, destacam-se os nematoides formadores de galhas (*Meloidogyne* spp. Goeldi), nematoides das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp. De Man) e o nematoide do inhame [*Scutellonema bradys* (Steiner e Le Hew) Andrassy], sendo os dois últimos responsáveis pela principal doença da cultura, denominada de casca-preta-do-inhame (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

2.2 Casca-preta-do-inhame

Os fitonematoides são considerados vermes microscópicos, parasitas obrigatórios de plantas, que se alimentam de células vivas, principalmente de órgãos subterrâneos, podendo se adaptar e parasitar órgãos aéreos como caules, folhas, frutos e sementes. A maioria das espécies são habitantes do solo, que em altas populações causam alterações nas plantas, resultando em severas perdas na produtividade das culturas. O controle é dificultado por causa da facilidade de disseminação e multiplicação, e por apresentarem ampla gama de hospedeiros (AGRIOS, 2005; SUASSUNA et al., 2008; FABRE, 2011).

A casca-preta ou podridão-seca foi identificada pela primeira vez na América Central, mais precisamente na Jamaica, por Steiner (1931), que atribuiu o nematoide *Hoplolaimus* sp. como sendo o agente etiológico responsável pela doença. Dois anos depois, Steiner; LeHew (1933) nomearam o agente causal como *H. bradys*. Posteriormente, Andrassy (1958) transferiu essa espécie para o gênero *Scutellonema*. Porém, já existiam relatos realizados por West (1934) *apud* Acosta; Ayala (1975) sobre *S. bradys* na Nigéria, onde foram descritos os sintomas e a doença foi caracterizada como podridão-seca.

Todavia, Jenkis; Bird (1962) e Román; Sosa-Moss (1977) verificaram a ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* em *D. floribunda*, na Guatemala e no México, respectivamente. Já Ayala; Acosta (1971) observaram a presença de *P. coffeae* em *D. alata* em Porto Rico. A doença foi descrita pela primeira vez no Brasil por Lordello (1959), utilizando material proveniente do Estado de Pernambuco. Inicialmente, a doença era atribuída unicamente ao *S. bradys*, entretanto, Moura; Moura (1989) e Moura; Monteiro (1995) descreveram, respectivamente, *P. brachyurus* e *P. coffeae* em rizóforos de inhame ocasionado sintomas característicos de casca-preta. A ocorrência dos dois gêneros causando a mesma doença já foi comprovado na África por Acosta; Ayala (1975) e na região Nordeste do Brasil por Moura; Pedrosa; Guimarães (2001). Estes autores verificaram predominância de *P. coffeae*, fato também confirmado por Muniz et al. (2012) no Estado de Alagoas.

Moura (2005) cita que a sintomatologia da casca-preta se caracteriza pela presença de podridão seca, preta ou marrom, que pode ser visualizada na superfície dos rizóforos, acarretando, conseqüentemente, em prejuízos advindos da perda da qualidade do produto. Já Silva et al. (2014b) descreveram que o nematoide geralmente é encontrado na epiderme e dificilmente penetra além de 1 - 2 cm nos rizóforos. Porém, durante o armazenamento dos rizóforos, esses nematoides podem penetrar mais agressivamente e ocasionar o desenvolvimento de pequenas lesões, que podem ser facilmente visualizadas quando a casca do rizóforo é removida. Posteriormente, as lesões tornam-se enegrecidas e evoluem para uma

podridão seca que pode prejudicar todo o rizóforo. Os sintomas ocasionados por *P. brachyurus* e *P. coffeae* são semelhantes àqueles observados por *S. bradys*. Sintomas foliares não vêm sendo observados em plantas infectadas por esses nematoides (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005).

Nos quatro primeiros meses de desenvolvimento do inhame, os sintomas da casca-preta são praticamente imperceptíveis; notam-se apenas pequenos pontos de coloração amarelada, localizados internamente, representando os nematoides em todos os estádios evolutivos, porém sem ocorrência de necrose dos tecidos (MOURA, 2005). Neste período, os produtores colhem prematuramente os rizóforos comerciais, os quais apresentam sabor amargo. Do quinto mês em diante, quando se inicia efetivamente o período de maturação, os rizóforos passam a apresentar sintomas com áreas enegrecidas e secas. Observando-se essas áreas necrosadas com auxílio de uma lupa ou microscópio, nota-se a presença, além dos nematoides causadores da casca-preta, de organismos secundários (ácaros micófagos, fungos saprófitos e nematoides de vida livre) (OLIVEIRA; MOURA; MAIA, 2005; MOURA, 2005).

Dentre os fatores que contribuem para o êxito da casca-preta, principalmente na região Nordeste, destacam-se a disseminação do patógeno por meio de rizóforos-sementes contaminados, baixa resistência de rizóforos contaminados durante o transporte e armazenamento, e dificuldades encontradas para se manejar a doença. Além disso, existem a ocorrência de altos índices populacionais dos nematoides no solo, que aumentam consideravelmente a cada três anos consecutivos de cultivo na mesma área, obrigando os produtores a migrarem para outras áreas (MOURA, 2006).

Ferraz; Brown (2016) relatam dois aspectos relativos à casca-preta-do-inhame no Brasil que devem ser destacados. Primeiro, que a ocorrência de lesões escuras nos rizóforos, provocadas pelos nematoides, inviabiliza o produto para fins de exportação, e segundo, durante o período de estocagem dos rizóforos nos galpões, além dos sintomas superficiais oriundos dos nematoides, pode ocorrer podridão extensiva dos tecidos mais profundos, causada pelo fungo *Penicillium sclerotigenum* Yamamoto, resultando na doença denominada de podridão úmida e na perda total do produto em termos comerciais.

2.2.1 *Scutellonema bradys*: o nematoide do inhame

Conhecido como nematoide do inhame, *S. bradys* pertence à classe Chromadorea e família Hoplolaimidae, sendo nativo do oeste da África, onde já foi identificado em diversos países como Nigéria, Costa do Marfim, Gana, Camarões, Togo, Gâmbia, dentre outros. Além

do mais, já foi encontrado nos Estados Unidos, Cuba, Guatemala, Jamaica, Haiti, Índia, Coreia do Sul e no Brasil (BRIDGE; STARR, 2007; COYNE et al., 2012).

Embora atue eventualmente como ectoparasita, especialmente quando se alimenta de raízes, *S. bradys* se comporta como endoparasita ao atacar o inhame. É um nematoide vermiforme, em que fêmeas e machos medem aproximadamente, 1,2 e 0,9 mm, respectivamente. As fêmeas possuem cauda arredondada, vulva na parte central do corpo, estilete robusto e bem desenvolvido. Caracteriza-se pela presença de escutelos ou fasmídeos alargados, os quais são opostos e situados próximo ao ânus, além de possuírem sobreposição dorsal e ventral do intestino pelo esôfago. Existe dimorfismo sexual, em que o formato do disco labial das fêmeas é oval, enquanto que nos machos é quadrado ou ligeiramente hexagonal (MOURA; TEIXEIRA, 1980; GERMANI et al., 1985; KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002; BRIDGE; STARR, 2007; FERRAZ; BROWN, 2016; COYNE; AFFOKPON, 2018).

O ciclo de vida de *S. bradys* é constituído de ovo, quatro estádios juvenis e a forma adulta, sendo concluído em aproximadamente 21 dias, podendo aumentar a população de forma considerável se as condições ambientais forem favoráveis. A reprodução é realizada por anfimixia, ocorrendo, dessa forma, a presença de machos nas populações. O estádio de sobrevivência não é conhecido, porém eles são capazes de se manter mesmo na ausência do inhame, provavelmente em outras plantas hospedeiras (FERRAZ, 1995; KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002). Segundo Ferraz; Brown (2016), a temperatura mínima para a sobrevivência da espécie situa-se entre 5 – 10 °C, sendo o valor ótimo para o exercício normal de suas atividades metabólicas de 24 a 30 °C. Acima de 33 °C ocorre limitação das atividades metabólicas e 40 °C é o limite máximo para sobrevivência.

No inhame, *S. bradys* migra para os rizóforos em formação e parasita os tecidos subepidérmicos, ocasionando lesões necróticas de formato e dimensões variáveis. Esses danos são percebidos ainda no campo, levando os produtores a anteciparem a colheita dos rizóforos, ainda sem terem atingido o tamanho ideal e as características organolépticas adequadas para a comercialização (FERRAZ; BROWN, 2016; COYNE; AFFOKPON, 2018). Durante o armazenamento, a população de *S. bradys* pode aumentar de cinco a oito vezes em rizóforos infectados, uma vez que os nematoides continuam se alimentando e se reproduzindo. Nesse momento, invadem rapidamente os tecidos, as manchas inicialmente amareladas tornam-se marrons, progredindo para uma necrose superficial de coloração enegrecida, que se aprofunda de um a dois centímetros ao longo da circunferência periférica do rizóforo, podendo ser verificada com a remoção da casca por via mecânica (KWOSEH; PLOWRIGHT; BRIDGE, 2002).

Segundo Pinheiro; Pereira; Madeira (2016), além do inhame, *S. bradys* pode causar danos na mandioquinha-salsa, abóbora, caupi, batata-doce, gergelim, guandu, quiabo, tomate, sorgo, batata e melão, sendo que sua principal forma de disseminação, na cultura do inhame, é por meio de rizóforos-semente contaminados.

2.2.2 *Pratylenchus* spp.: nematoides-das-lesões-radiculares

As espécies pertencentes ao gênero *Pratylenchus* são conhecidos na literatura como nematoides-das-lesões-radiculares por causa dos sintomas em forma de lesões necróticas nas raízes de seus hospedeiros, sendo considerados relevantes em decorrência dos prejuízos causados em culturas de importância econômica, perdendo em importância apenas para os nematoides causadores de galhas, pertencentes ao gênero *Meloidogyne* (CASTILLO et al., 2012). Situado dentro da família Pratylenchidae, o gênero engloba 104 espécies, sendo que 12 espécies apresentam ampla distribuição geográfica, tanto em países tropicais quanto em países temperados, além de serem responsáveis por danos econômicos em culturas tais como algodão, arroz, batata, café, cana-de-açúcar, milho, soja, sorgo, trigo, diversas plantas ornamentais, forrageiras e frutíferas (GONZAGA et al., 2016).

Segundo Mai; Mullin (1996), a identificação do gênero é relativamente simples, com todas as espécies apresentando formato vermiforme, região labial baixa e esclerotizada, campo lateral geralmente com quatro linhas, sobreposição ventral das glândulas esofagianas sobre o intestino, com fêmeas monodelfas, com a vulva situada no terço posterior do corpo. Castillo; Vovlas (2007) citam algumas características morfológicas e morfométricas que são utilizadas para diagnosticar e diferenciar as espécies desse gênero, tais como: presença ou ausência de macho; formato da espermateca e do término da cauda; forma dos nódulos basais do estilete; comprimento do corpo e do estilete; posição da vulva; e número de anéis na região labial.

As espécies pertencentes ao gênero *Pratylenchus* são endoparasitas migradoras, de corpo fusiforme, cujo comprimento dos adultos varia de 0,3 a 0,9 mm. Além disso, todos os estádios do ciclo de vida são infectantes e movem-se dentro das raízes e no solo. Tais nematoides se movem ao longo do tecido cortical das raízes ou outros órgãos subterrâneos invadidos, provocando morte de células pela remoção de seu conteúdo citoplasmático durante a alimentação e pela destruição mecânica resultante de sua intensa movimentação. Assim, o parasitismo por estes nematoides resulta na redução do crescimento da planta, amarelecimento de folhas, aumento da suscetibilidade ao estresse hídrico e consequentemente perdas na produtividade (JONES et al., 2013; FERRAZ; BROWN, 2016).

Os ovos são depositados pelas fêmeas, isoladamente, no interior das raízes ou no solo, dificultando a mensuração da quantidade de ovos produzidos. Os juvenis passam por quatro ecdises durante o ciclo de vida, que dura de três a seis semanas, sendo que a primeira ocorre ainda dentro do ovo. Quando as condições do meio não são favoráveis, os nematoides podem sobreviver por um período mais longo na forma de ovo, ou por meio do processo de anidrobiose, permanecendo no solo por um período superior a um ano. Algumas espécies se reproduzem por anfimixia, requerendo a presença de machos e fêmeas para que ocorra o processo, porém, noutras espécies, o processo de reprodução é realizado por partenogênese, em que a presença do macho não é necessária, não havendo fertilização (JONES et al., 2013; GONZAGA et al., 2016).

No Brasil, segundo Gonzaga et al. (2016), seis espécies são relatadas com maior frequência, associadas às principais culturas de importância econômica: *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven; *P. coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven; *P. zaeae* Graham; *P. penetrans* Chitwood & Oteifa; *P. jaehbni* Inserra, Duncan, Troccoli, Dunn, dos Santos, Kaplan & Vovlas; e *P. vulnus* Allen & Jensen.

A espécie *P. brachyurus* possui região labial angulosa, anel da base mais estreito que o primeiro anel do corpo, nódulos basais do estilete massivos e arredondados, além de posição da vulva mais posterior, sendo características suficientes para reconhecimento da espécie. A reprodução é realizada por partenogênese, pois os machos são muito raros na população e a gônada não exibe espermateca funcional, ou seja, contendo espermatozoides. É uma espécie polífaga, de ocorrência já registrada nas culturas do abacaxi, algodão, amendoim, batata, cana-de-açúcar, inhame e soja. Já em *P. coffeae*, os dois anéis na região labial e a placa labial indivisa são conspícuos, cuja vulva é ligeiramente mais anterior que em *P. brachyurus*, além de ser uma espécie anfimítica, havendo, portanto, a ocorrência de machos, que possuem bursa envolvendo toda a cauda. A forma da cauda é predominantemente truncada, embora ocorram variações. Ocorre com frequência em banana, batata, citros, café e inhame (LOOF, 1991; FERRAZ; BROWN, 2016; GONZAGA et al., 2016).

A temperatura ótima para sobrevivência de *P. brachyurus* e *P. coffeae* está situada entre 24 e 30 °C, sendo que, acima de 33 °C, ocorre comprometimento das atividades metabólicas, e os limites mínimo e máximo de sobrevivência são de 5 e 40 °C, respectivamente. A textura do solo influencia a distribuição e a densidade populacional dos pratilenquídeos, sendo que a maioria das espécies apresentam preferência por solos arenosos (FERRAZ; BROWN, 2016).

2.3 Manejo da casca-preta-do-inhame

2.3.1 Métodos de controle

O manejo da casca-preta se baseia principalmente em técnicas de exclusão, sendo que uma das formas mais eficazes para prevenir os danos ocasionados por nematoides em inhame é por meio de material propagativo e uso de áreas livres do patógeno. Todavia, essa prática vem se tornando cada vez mais difícil em virtude dos obstáculos encontrados para se obter material propagativo isento dos patógenos (BRIDGE; STARR, 2007; ANDRADE et al, 2010).

Devido à importância dos fitonematoides para a cultura do inhame e da preocupação cada vez mais acentuada com a saúde humana e animal devido a utilização de nematicidas, em decorrência de sua toxicidade, efeitos residuais, espectro de ação e resistência pelo patógeno, várias formas alternativas de controle têm sido estudadas e desenvolvidas, tais como a utilização de bionematicidas, extratos vegetais, tortas e óleos essenciais (BARBOSA et al., 2010). Apesar de ser comum o uso de produtos químicos no manejo de fitonematoides, os nematicidas químicos vêm cada vez mais perdendo espaço para outras formas de controle, principalmente devido à sua alta toxicidade, contaminação do ambiente, alto custo, eficiência reduzida após repetidas aplicações e muitas vezes ser indisponível, mais notadamente em países em desenvolvimento (DONG; ZHANG, 2006). Além disso, não existem, no Brasil, nematicidas registrados para a cultura do inhame (AGROFIT, 2019).

Dentre as práticas de manejo de fitonematoides na cultura do inhame, o emprego de métodos culturais, como rotação de culturas, pousio, destruição de restos culturais e utilização de material não contaminado pelo nematoide pode ser recomendado (AMUSA et al., 2003; BAIMEY, 2005). O uso de plantas antagônicas, como a *Crotalaria juncea* L. é recomendado em áreas que possuem o solo infestado (MOURA, 2006). Além disso, outras estratégias podem ser usadas para o manejo desses nematoides, como o tratamento térmico, utilização de produtos químicos, adubos minerais e matéria orgânica, além do uso de adubos verdes como *Crotalaria* spp. (MORAIS, 2014).

Barbosa et al. (2010), utilizando resíduos vegetais no controle da casca-preta-do-inhame, observaram efeito satisfatório sobre o controle de *S. bradys* por meio da utilização de manipueira (60%) e extrato de nim (2%), aplicados 15 dias após o plantio de rizóforos de inhame em substrato infestado. Morais (2014) avaliou a ação de diferentes materiais vegetais incorporados ao solo (*C. juncea*, *C. spectabilis*, *C. ochroleuca*, *T. erecta* e *T. patula*) sobre população mista de *S. bradys* e *P. coffeae* e verificou que não houve efeito significativo sobre a casca-preta-do-inhame. O mesmo estudo também não apresentou resultados satisfatórios sobre o efeito do pó de coco, torta de mamona, esterco bovino e esterco de galinha em solo

naturalmente infestado com população mista de *S. bradys* e *P. coffeae*. Tavares-Silva et al. (2015) observaram efeito nematicida sobre *P. brachyurus* utilizando um óleo obtido das sementes de uma planta rústica chamada de crambe (*Crambe abyssinica*).

Santos et al. (2016), verificaram que cepas de actinobactérias, adubos verdes como a crotalária, guandu e gliricídia, além de resíduos líquidos de sisal e de mandioca em concentrações superiores a 20% possuem poder nematicida sobre o *S. bradys*. Claudius-Cole; Asiedu; Fawole (2016) avaliaram o uso de diferentes coberturas vegetais no manejo de *S. bradys* e observaram que as espécies *Aeschynomene histrix*, *Tagetes erecta*, *Stylosanthes guianensis*, *Mucuna pruriens* e *Pueraria phaseoloides* apresentaram potencial de controle do nematoide. Rahayu; Sari (2017) realizaram experimento com a utilização de biochar no manejo de *P. coffeae* em mudas de cafeeiro, em condições de laboratório e em casa de vegetação, concluíram que o biochar age eficientemente contra o nematoide, principalmente em concentrações superiores a 4%.

Outra prática de manejo da doença seria a eliminação das plantas daninhas, pois elas são excelentes formas de dispersão e sobrevivência dos fitoparasitas (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016). A utilização de várias práticas de controle concomitantemente, ou seja, a implementação do MIN (Manejo Integrado de Nematoides) é de grande importância na redução das densidades populacionais desses patógenos, devendo ser adotada sempre que possível (BARKER; KOENNING, 1998).

2.3.2 Controle alternativo com hipoclorito de sódio

O hipoclorito de sódio (NaClO) é o resultado do borbulhamento de cloro em solução de hidróxido de sódio, formando um produto com propriedades oxidante, branqueadora e desinfetante, além de ser utilizado na desinfecção de água potável, no tratamento de efluentes industriais e de piscinas, na sanitização hospitalar, produção de água sanitária, lavagem de frutas e legumes, podendo também atuar como intermediário na produção de vários produtos químicos (SILVA, 2007). Para Barbin (1999), o hipoclorito de sódio também pode ser usado no combate e eliminação de patógenos na agricultura.

Wood; Foot (1977) analisaram a influência de diferentes concentrações de hipoclorito de sódio e de hipoclorito de cálcio no controle do nematoide-do-cisto da batata (*Globodera* spp.) e concluíram que o hipoclorito de sódio na concentração de 1% foi o composto mais eficaz, destruindo os cistos em 30 - 45 minutos. Hutton (1998), avaliando a eficiência do hipoclorito de sódio e de outros produtos químicos na supressividade de *P. coffeae* em inhame amarelo (*D. cayenensis*), verificou que o tratamento com imersão por 40 minutos em hipoclorito

de sódio a 0,12% suprimiu, de forma significativa, a população de *P. coffeae* presente na casca dos rizóforos, apresentando melhores resultados que outros produtos testados, como por exemplo, etanol a 10%. Além disso, o autor verificou que o hipoclorito de sódio não interferiu na brotação dos rizóforos de inhame em campo.

Garcia; Tenente (2001), estudando a ação do hipoclorito de sódio no tratamento de sementes de capim-colonião (*Panicum maximum*) na tentativa de controlar *Aphelenchoides besseyi*, verificaram eficiência na redução da população do nematoide quando aplicaram hipoclorito de sódio a 1% por 20 minutos, hipoclorito de sódio a 1% combinado com formaldeído a 0,5% por 20 minutos e álcool 70% por 1 minuto seguido de hipoclorito de sódio a 1% por 20 minutos. Além disso, os tratamentos não ocasionaram danos na germinação e vigor das sementes.

O tratamento com hipoclorito de sódio a 1% por 5 minutos foi eficaz no manejo de *Radopholus similis* em mudas de bananeira (LORDELLO; MOREIRA; LORDELLO, 1994). Silva; Wilcken; Câmara (2003) verificaram a ação do tratamento térmico (40, 42, 44, 46, 48 e 50 °C) e do hipoclorito de sódio (0,5%), avaliados em três tempos (15, 30 e 45 minutos), sobre a ação de *Meloidogyne* sp. em propágulos de yacon. Os autores concluíram que o tempo de exposição não afetou a taxa de controle alcançada com os tratamentos e que, além disso, o hipoclorito (0,5%) não diferiu estatisticamente da testemunha, não apresentando, dessa forma, eficiência no manejo da doença. Wang; Hooks (2009) relatam que alguns produtores de banana no Hawai'i imergem as mudas em uma solução preparada com uma parte de hipoclorito de sódio (6,0%) para nove partes de água, por 10 minutos, verificando uma diminuição de 85% dos nematoides espiralados (*Helicotylenchus multicinctus*) nas raízes, se comparadas com as não tratadas.

2.3.3 Controle biológico com *Purpureocillium lilacinum*

O controle biológico de fitonematoides tem sido cada vez mais estudado por pesquisadores que utilizam, principalmente, micro-organismos presentes na biota do solo, predominantemente fungos e bactérias, que apresentam capacidade de parasitar ovos, juvenis e até mesmo adultos de algumas espécies de nematoides parasitas de plantas (CRAWFORD; CLARDY, 2011). Dessa forma, o controle biológico surge como uma alternativa ao controle químico de fitonematoides em virtude de apresentar diversas vantagens, tais como menor custo, fácil aplicabilidade, baixo ou nenhum risco ambiental, pois não contamina e não deixa resíduos no ambiente (NUNES; MONTEIRO; POMELA, 2010).

Bactérias podem ser utilizadas no controle biológico de nematoides que causam doenças em plantas. Hallmann et al. (2004) afirmam que as bactérias endofíticas, principalmente as endoparasitas, apresentam grande potencial no controle de fitonematoides. Em estudo realizado por Sikora; Padgham (2007) com a inoculação de *Bacillus megaterium* em raízes de arroz, visando o controle de *M. graminicola*, obtiveram redução de 40% na penetração e formação de galhas, redução de 60% na eclosão de ovos do nematoide e de 60% na migração do patógeno para a rizosfera.

Os fungos também possuem potencial promissor no manejo de fitonematoides. Segundo Nunes; Monteiro; Pomela (2010), dentre os inúmeros fungos nematófagos, os ovidas ou oportunistas possuem maior habilidade no controle de nematoides fitoparasitas, explicado pela maior capacidade saprofítica e fácil crescimento *in vitro*. Segundo Atkins et al. (2003), existem diversas espécies de fungos parasitas de ovos de nematoides, entretanto, *Pochonia chlamydosporia* e *Purpureocillium lilacinum* (= *Paecilomyces lilacinus*) são os que vêm sendo mais estudados.

Segundo Dallemole-Giaretta et al. (2014), *Trichoderma longibrachiatum*, *P. lilacinum* e *P. chlamydosporia* formam a base de muitos produtos comerciais disponíveis para o controle de fitonematoides, justificado pelo fato de esses fungos atuarem no comportamento parasitário, principalmente de ovos, revelando resultados promissores no controle biológico de fitonematoides. Além disso, eles podem liberar metabólitos tóxicos que impedem a penetração e a multiplicação do nematoide, parasitando algumas fases do nematoide sempre que entram em contato com eles (ANASTASIADIS et al., 2008).

Purpureocillium lilacinum é um fungo parasita de ovos e cistos, oportunista e com pouca especificidade de hospedeiros, cresce numa ampla variedade de substratos, além de se adaptar a uma grande faixa de pH do solo e de apresentar alta competitividade em campo (GOETTEL et al., 2001; JACOBS; GRAY; CRUMP, 2003). Mukhtar; Hussain; Kayani (2013) reiteram que o principal mecanismo de ação do *P. lilacinum* está na produção de enzimas, como proteases e quitinases, pois, de acordo com estes autores, estas enzimas dissolvem a camada vitelina da casca do ovo, fazendo com que as hifas fúngicas penetrem nos ovos e destruam os estádios embrionários desses nematoides.

Nunes; Monteiro; Pomela (2010), estudando a influência de agentes microbianos e químico no controle de *M. incognita* em soja, comprovaram que *P. lilacinum* foi eficiente no manejo do fitopatógeno, ocasionando uma redução do número de ovos e favorecendo a manutenção da quantidade de matéria seca das raízes de soja. Machado et al. (2011) avaliaram o controle de *M. incognita* em tomateiro e alface com *P. lilacinum* e esterco bovino e

verificaram que o número de ovos do nematoide foi reduzido em 85% após a incorporação, ao solo, de 70 g de esterco bovino combinados com 20 g de grãos de arroz colonizados com *P. lilacinum*.

Oliveira et al. (2011) avaliaram o controle biológico de fitonematoides do gênero *Pratylenchus* na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) com inoculantes naturais e observaram que o produto à base de *P. lilacinum* (Nemout[®]) diminuiu a densidade populacional de *Pratylenchus* spp., apresentando fator de reprodução (0,7) que diferiu significativamente dos demais tratamentos utilizados, exceto do controle químico com Furadan[®] (Carbofurano), que apresentou fator de reprodução igual a zero. Bortolini et al. (2013), avaliando o efeito de diferentes nematicidas químicos e biológicos no tratamento de sementes de soja (*Glycine max* L.) na tentativa de controlar *P. brachyurus*, verificaram, com o nematicida biológico Nemat (*P. lilacinum* + *Arthrobotrys* spp.), que o fator de reprodução foi de 2,63, diferindo significativamente da testemunha, evidenciando um potencial no uso desse nematicida biológico.

Silva et al. (2017a) avaliando a eficiência de produtos biológicos na redução de populações de *M. incognita* na cultura do tomateiro e verificaram que *P. chlamydosporia* foi o agente mais eficiente no controle do nematoide. Já *P. lilacinum* não apresentou diferença significativa da testemunha, embora tenha mostrado densidade populacional e fator de reprodução inferiores. Silva et al. (2017b), estudando o efeito de *P. chlamydosporia* e *P. lilacinum* na supressão de *M. enterolobii* em tomateiro e bananeira, observaram que não houve efeito positivo dos fungos sobre o fitonematoide, não ocorrendo diferença entre os tratamentos e a testemunha. Os autores afirmam que esses resultados podem ter ocorrido devido à infestação alta (5.000 ovos / planta) que eles utilizaram no estudo, indicando esse método apenas em manejo integrado da doença em conjunto com outras formas de controle.

A eficiência de três isolados de *Trichoderma* spp. e de dois isolados de *P. lilacinum* para controle de *M. javanica* na cultura do abacaxizeiro (*Ananas comosus*), em casa de vegetação (KIRIGA et al., 2018). Os autores observaram que houve redução da produção de massas de ovos, número de ovos e de galhas do nematoide, sendo que *P. lilacinum* foi responsável por 71,6, 73,9 e 82,6% de redução dessas variáveis analisadas.

2.4 Hospedabilidade de plantas daninhas aos nematoides parasitas do inhame

As plantas daninhas afetam a produção de diversas culturas de interesse econômico, pois competem por luz, água, espaço e nutrientes, sendo que os prejuízos estão relacionados às espécies presentes, à densidade e à distribuição das plantas daninhas no solo (SUNIL; SINGH;

KHURMA, 2010; BARBOSA et al., 2014). Além disso, podem atuar como hospedeiras alternativas de diversos micro-organismos causadores de doença em plantas, dentre eles, os nematoides fitoparasitas, contribuindo para o aumento das populações desses patógenos no solo e prejudicando o rendimento dos cultivos agrícolas (MEDINA et al., 2013; BELLÉ et al., 2015).

Giraldeli et al. (2017) acrescentam que, na ausência de espécies cultivadas, as plantas daninhas se transformam em um abrigo para nematoides, que se multiplicam livremente, sendo necessária a realização de pesquisas sobre as principais espécies de plantas daninhas que hospedam esses patógenos como forma de aumentar a eficiência das medidas de controle. Além disso, as plantas daninhas podem se comportar de maneira distinta com relação à hospedabilidade dos nematoides, podendo esta ser mensurada pelo cálculo do fator de reprodução (FR).

As plantas daninhas podem se comportar como más hospedeiras dos fitonematoides, contribuindo para a diminuição da densidade populacional, como foi comprovado por Mello; Machado; Inomoto (2006) que, avaliando o efeito de erva-de-santa-maria (*Chenopodium ambrosioides*) no controle de *P. brachyurus*, *in vitro* e em casa de vegetação, verificaram ação nematicida da planta daninha sobre o nematoide, ocorrendo maior mortalidade de juvenis, mesmo quando comparado com a aplicação de Aldicarb. Além disso, as plantas daninhas podem contribuir para a redução da população dos nematoides em razão de causarem estresse na cultura principal (MACEDO, 2012). Alston et al. (1993) verificaram que plantas de soja estressadas por plantas daninhas hospedam menos nematoides do que aquelas livres da competição com as invasoras.

O conhecimento sobre a gama de plantas hospedeiras de *S. bradys* ainda é escasso, principalmente por plantas daninhas encontradas em áreas com cultivo de inhame. Manso et al. (1994) relataram que plantas dos gêneros *Eupatorium* e *Chromolaena*, além de folha-de-feiticeira (*Synedrella Gaertn*) são excelentes hospedeiras de *S. bradys*. Além disso, os autores mencionaram outras plantas daninhas com capacidade hospedeira ao nematoide, como bucha (*Luffa aegyptiaca*), melão-de-são-caetano (*Momordica charantia*), crista-de-galo (*Heliotropium indicum*) e melão-caroá (*Sicana odorifera*). Na Nigéria, Adesiyan (1976) comprovou, em casa de vegetação, que algumas plantas espontâneas são hospedeiras de *S. bradys*, dentre elas, a vassourinha (*Synedrella nodiflora*), malva-roxa (*Urena lobata*), kenaf (*Hibiscus cannabinus*), kudzu-tropical (*Pueraria phaseoloides*) e juta-de-fruto-comprido (*Corchorus olitorius*).

Carmo (2009), em trabalho realizado no Brasil, constatou, em casa de vegetação, que algumas espécies de plantas daninhas comuns em áreas com inhame, como o mentrasto

(*Agerantum conyzoides*), maria-pretinha (*Solanum americanum*), guanxuma-branca (*Sida spinosa*), bredo (*Amaranthus retroflexus*), picão-preto (*Bidens pilosa*), perpétua-roxa (*Centratherum punctatum*), hortelã-do-campo (*Marsypianthes chamaedrys*), casadinha (*Eupatorium squalidum*), caruru-da-bahia (*Corchorus oleraceus*), beldroega (*Portulaca oleracea*), carrapicho-rasteiro (*Acanthospermum hispidum*), erva-de-santa-luzia (*Chamaesyce hysopifolia*), vassourinha (*Sida cordifolia*), pega-pinto (*Boerhavia diffusa*), pega-pega (*Priva bahiensis*), marianinha (*Commelina diffusa*), capim-tapete (*Mollugo verticillata*), poaia-branca (*Richardia brasiliensis*), café-bravo (*Croton lobatus*) e perpétua-do-campo (*Alternanthera tenella*) foram classificadas como não hospedeiras de *S. bradys*, enquanto que outras espécies foram hospedeiras, tais como, bucha (*Luffa algyptiaca*), melão-de-são-caetano (*Momordica charantia*), crista-de-galo (*Heliotropium indicum*) e melão-caróá (*Sicana odorifera*).

Pesquisas que envolvem a capacidade hospedeira de plantas daninhas aos nematoides do gênero *Pratylenchus* são mais comuns. Manso et al. (1994) mencionaram espécies de plantas daninhas que são hospedeiras de *P. brachyurus*, tais como: carrapicho-rasteiro (*Acanthospermum australe*); picão-preto; capim-marmelada (*Brachiaria plantaginea*); capim-carrapicho (*Cenchrus echinatus*); corda-de-viola (*Ipomoea triloba*); capim-gordura (*Melins minutiflora*) e beldroega. Queiróz et al. (2014) verificaram hospedabilidade de *Brachiaria* spp. ao nematoide *P. brachyurus*. *Amaranthus retroflexus* foi capaz de hospedar os nematoides *P. neglectus* e *P. thornei* (SMILEY; YAN; GOURLIE, 2014).

Bellé et al. (2015) avaliaram a capacidade hospedeira de plantas daninhas a *P. brachyurus* em casa de vegetação e verificaram que várias espécies foram favoráveis ao parasitismo, dentre elas, *A. deflexus*, *A. spinosus*, *Brachiaria* spp., *Digitaria* spp. e *E. indica*. Braz et al. (2016), em casa de vegetação, constataram que *P. oleracea*, *Sida rhombifolia*, *E. indica* e *Amaranthus viridis* foram boas hospedeiras de *P. brachyurus*. Porém, os mesmos autores mostraram que *C. benghalensis* e *Brachiaria* spp. não foram capazes de hospedar o nematoide.

REFERÊNCIAS

ACOSTA, N.; AYALA, A. Pathogenicity of *Pratylenchus coffeae*, *Scutellonema bradys*, *Meloidogyne incognita* and *Rotylenchulus reniformis* on *Dioscorea rotundata*. **Journal of Nematology**, Flórida, v. 7, n.1, p. 1 - 6, 1975.

ADESIYAN, S. O. Host range studies of the yam nematode, *Scutellonema bradys* (Investigaciones sobre la gama de hospederos del nematodo del ñame, *Scutellonema bradys*). **Nematropica**, Flórida, v. 6, n. 2, p. 60 - 63, 1976.

AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 5 ed. Burlington: Elsevier Academic Press, 2005.

AGROFIT. Disponível em: <<http://www.agrofit.com.br/novoportal>>. Acesso em: 29 de janeiro de 2019.

ALMEIDA, N. S. et al. Efeito da manipueira no controle de *Scutellonema bradys* e na germinação de túberas de inhame. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, p. 234, 2007.

ALSTON, D. G. et al. Multiple pest interactions in soybean: effects on *Heterodera glycines* egg populations and crop yield. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 25, n. 1, p. 42 - 49, 1993.

AMUSA, N. A. et al. Yam diseases and its management in Nigeria. **African Journal of Biotechnology**, v. 2, p. 497 - 502, 2003.

ANASTASIADIS, I. A. et al. The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyces lilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. **Crop Protection**, Guildford, v. 27, p. 352 - 361, 2008.

ANDRADE, D. E. G. T. et al. Manejo alternativo da casca-preta e da queima das folhas do inhame. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agronômica**, Recife, v. 7, p. 209-223, 2010.

ANDRÁSSY, I. *Hoplolaimus tylenchiformis* Daday, 1905 (syn. *H. coronatus* Cobb, 1923) und die gattungen der unterfamilie Hoplolaiminae Filipjev, 1936. **Nematologica**, v. 3, p. 44 - 46, 1958.

ATKINS, S. D. et al. Development of a new management strategy for the control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in organic vegetable production. **Pest Management Science**, v. 59, n. 2, p. 183 - 189, 2003.

AYALA, A.; ACOSTA, N. Observations on yam (*Dioscorea alata*) nematodes. **Nematropica**, v. 1, p. 39 - 40, 1971.

BAIMEY, H. K. *Scutellonema bradys* as a pathogen of yam in Benin. Faculty of Natural and Agricultural Science, University of Pretoria, Pretoria, 146 p., 2005.

BARBOSA, K. A. G. et al. Interação entre herbicidas e cultivares de soja sobre o nematoide de cisto *Heterodera glycines*. **Bioscience Journal**, v. 30, p. 154 - 163, 2014.

BARBOSA, L. F. et al. Uso de produtos alternativos no controle de nematoides na cultura do inhame (*Dioscorea* sp.). **Revista Raízes e Amidos Tropicais**, v. 6, p. 241 - 247, 2010.

BARBIN, E. L. **Estudo in vitro do efeito da adição de laurel dietilenoglicol éter sulfato de sódio nas soluções de hipoclorito de sódio sobre suas propriedades físico-químicas anteriores e posteriores à dissolução do tecido pulpar bovino**. 1999. 142 f. Dissertação (Mestrado em Odontologia) - Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto, Ribeirão Preto, 1999.

BARKER, K. R.; KOENNING, S. R. Developing sustainable systems for nematode management. **Annual Review of Phytopathology**, n. 36, p. 165 - 205, 1998.

BELLÉ, C. et al. Capacidad hospedadora de plantas adventicias a *Pratylenchus brachyurus* en el noroeste de Rio Grande del Sur, Brasil. **Nematropica**, v. 45, n. 2, p. 144 - 149, 2015.

BORTOLINI, G. L. et al. Controle de *Pratylenchus brachyurus* via tratamento de semente de soja. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer – Goiânia, v. 9, n. 17, p. 818 - 830. 2013.

BRAZ, G. B. P. et al. Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Pratylenchus brachyurus*. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 42, n. 3, p. 233 - 238, 2016.

BRIDGE, J.; COYNE, D. L.; KWOSEH, C. K. Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). p. 221 - 258, 2005.

BRIDGE, J.; STARR, J. L. Plant nematodes of agricultural importance – a color handbook. In: BRIDGE, J.; STARR, J. L. **Yams (*Dioscorea* spp.)**. London: Academic Press, p. 79 - 83, 2007.

CARMO, D. O. **Gama de hospedeiras e controle do nematoide do inhame, *Scutellonema bradys***. Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, BA. 63 f., 2009.

CARNEIRO, J. P. S. **Caracterização morfológica e molecular de germoplasma de inhame**. Dissertação (Mestrado em recursos genéticos) - Universidade Federal do Recôncavo da Bahia, Cruz das Almas, BA, 115 f, 2013.

CASTILLO, P. et al. Pratylenchidae – the lesion nematodes. In: MANZANILLA-LÓPES, R. H.; MARBÁN-MENDOZA, N. **Practical Plant Nematology**. Montecillo, Colegio de Postgraduados, p. 411 - 478, 2012.

CASTILLO, P.; VOVLAS, N. *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management. **Nematology monographs and perspectives**. Leiden-Boston: Brill Academic Publishers, v. 6, p. 529, 2007.

CLAUDIUS-COLE, A. O.; ASIEDU, R.; FAWOLE, B. Tropical cover crops for the management of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **International Journal of Pest Management**, v. 62, n. 1, p. 85 - 91, 2016.

CRAWFORD, J. M.; CLARDY, J. Bacterial symbionts and natural products. **Chemical Communications**, Cambridge, v. 47, n. 27, p. 7559 - 7566, 2011.

COYNE, D.; AFFOKPON, A. Nematodes parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: Sikora, R. A., Coyne, D., Hallmann J.; Timper, P. (Eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 3rd ed., Wallingford, UK, CAB International, p. 252 - 289, 2018.

COYNE, D. et al. Comparison of pathogenicity of geographically separate populations of *Scutellonema bradys* on yam (*Dioscorea* spp.) in west Africa. **Nematropica**, v. 42, p. 181 - 190, 2012.

DALLEMOLE-GIARETTA, R. et al. Soil amendment with substrate containing mycelium and conidia of *Pochonia chlamydosporia* for the management of *Meloidogyne javanica*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 44, n. 4, p. 629 - 633, 2014.

DONG, L. Q.; ZHANG, K. Q. Microbial control of plant-parasitic nematodes: a five-party interaction. **Plant Soil**, v. 288, n. 1, p. 31 - 45, 2006.

FABRE, M. Manejo permite convivência com nematoides. Folha de Londrina/Agrolink, 24 jan. 2011. On-line. Disponível em: <<http://www.cisoja.com.br/index.php?p=noticia&idN=8936>>. Acesso em: 22 de fevereiro de 2018.

FAOSTAT (2019). Food and agriculture organisation of the United Nation. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Acesso em: 20 de janeiro de 2019.

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

FERRAZ, L. C. C. B. Doenças causadas por nematóides em batata-doce, beterraba, gengibre e inhame. **Informe Agropecuário**, v. 17, p. 31 - 38, 1995.

GARCIA, J. W.; TENENTE, R. C. V. Controle químico de *Aphelenchoides besseyi* Christie em sementes de *Panicum maximum*. **Nematologia Brasileira**, v. 25, n. 1, 95 - 98, 2001.

GERMANI, G. et al. Revision of the genus *Scutellonema bradys* Andrassy, 1958 (Nematoda: Tylenchida). **Revue de Nématologie**, v. 8, p. 289 - 320, 1985.

GIRALDELI, A. L. et al. Weeds hosts of nematodes in Sugarcane culture. **Planta Daninha**, Viçosa, v. 35, p. 1 - 7, 2017.

GOETTEL, M. S. et al. Safety of fungal biocontrol agents. In: BUTT, T. M.; JACKSON, C.; MAGAN, N. (Ed.). **Fungal as biocontrol agents: problems, progress and potential**. Wallingford: Cabi, p. 347 - 376, 2001.

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.

HALLMANN, J. et al. Endophytic bacteria and biological control of nematodes. **Bulletin OILB/SROP**, v. 27, n. 1, p. 83 - 94, 2004.

HUTTON, D. G. Use of household disinfectants to suppress *Pratylenchus coffeae* and dry rot of yellow yam (*Dioscorea cayenensis*). **Tropical Agriculture**, v. 75, p. 49 - 52, 1998.

JACOBS, H.; GRAY, S. N.; CRUMP, D. H. Interactions between nematophagous fungi and consequences for their potential as biological agents for the control of potato cyst nematodes. **Mycological Research**, v. 107, n. 1, p. 47 - 56, 2003.

JENKINS, W. R.; BIRD, C.W. Nematodes associated with wild yam, *Dioscorea* sp., with special reference to the pathogenicity of *Meloidogyne incognita incognita*. **Plant Disease Reporter**, v. 46, p. 858 - 860, 1962.

JONES, J. T. et al. Top ten plant-parasitic nematodes in molecular plant pathology. **Molecular Plant Pathology**, v. 14, p. 946 - 961, 2013.

KIRIGA, A. W. et al. Effect of *Trichoderma* spp. and *Purpureocillium lilacinum* on *Meloidogyne javanica* in commercial pineapple production in Kenya. **Biological Control**, v. 119, p. 27 - 32, 2018.

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

LEBOT, V. Tropical root and tuber crops: cassava, sweet potato, yams and aroids. Wallingford: CABI. **Crop Production Science Horticultural**, v. 17, p. 413, 2009.

LIMA, R. S. **Manejo da casca-preta-do-inhame com produtos vegetais e bionematicidas**. Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo – AL, 89 f., 2016.

LOOF, P. A. A. The family Pratylenchidae Thorne, 1949. In: NICKLE, W. R. (ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, Inc., p. 363 - 421, 1991.

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, p. 35 - 41, 1959.

LORDELLO, R. R. A.; MOREIRA, R. S.; LORDELLO, A. I. L. Hipoclorito de sódio: nova alternativa para o controle do nematóide *Radopholus similis* em mudas de bananeira. **O Agrônomo**, Campinas, v. 46, n. 3, p. 35 - 39, 1994.

MACEDO, L. B. **Efeito de herbicidas sobre a densidade populacional de *Pratylenchus brachyurus* em cultivares de soja**. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Goiás. 51 f., 2012.

MACHADO, J. C. et al. *Paecilomyces lilacinus* e esterco bovino para o controle de *Meloidogyne incognita* em tomateiro e alface. **Nematologia Brasileira**, v. 34, n. 4, p. 231-235, 2011.

MAI, W. F.; MULLIN, P. G. **Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera**. 5th 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*) e plantas infestantes. **Nematropica**, v. 43, p. 56 - 62, 2013.

MELLO, A. F. S.; MACHADO, A. C. Z.; INOMOTO, M. M. Potential control of *Pratylenchus brachyurus* by *Chenopodium ambrosioides*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 5, p. 513 - 516, 2006.

MENDES, L. N.; SILVA, J. A.; FAVERO, L. A. Panorama da produção e comercialização do inhame no mundo e no Brasil e sua importância para o mercado pernambucano: uma análise das cinco forças competitivas. In: CONGRESSO ONLINE DE ADMINISTRAÇÃO. **Anais...** p. 1 - 15, 2013.

MESQUITA, A. S. Inhame na Bahia: a produção no caminho da competitividade. **Bahia Agrícola**, Salvador, v. 4, n. 2, p. 39 - 48, 2001.

MORAIS, A. C. M. **Utilização de materiais orgânicos como estratégia para o manejo da casca preta do inhame**. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo – AL, 50 f., 2014.

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, 2016. v. 2, p. 477 - 483, 2016.

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

MOURA, R. M. Doenças do inhame-da-costa (*Dioscorea cayenensis*). In: KIMATI, H.; AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIN FILHO, L.; CAMARGO, L. E. A.;

Manual de Fitopatologia – doenças das plantas cultivadas. 4 ed. São Paulo: Ceres, p. 415 - 419, 2005.

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, p. 235 - 237, 2001.

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

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

MUKHTAR, T.; HUSSAIN, M. A.; KAYANI, M. Z. Biocontrol potential of *Pasteuria penetrans*, *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus* and *Trichoderma harzianum* against *Meloidogyne incognita* in okra. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 52, p. 66 - 76. 2013.

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

NASCIMENTO, W. F. et al. Distribution, management and diversity of the endangered Ameridian yam (*Dioscorea trifida* L.). **Brazilian Journal of Biology**, v. 75, p. 104 - 113, 2015.

NOBRE, S. A força da cultura do inhame em Alagoas. 2012. Disponível em: <http://www.sebrae.com.br/uf/alagoas/areas-de-atuacao/agronegocios/cultura-doinhame/integra_bia/ident_unico/4140>. Acessado em 15 de fevereiro de 2018.

NORONHA, M. A. Principais doenças do inhame (*Dioscorea cayenensis*) nos Tabuleiros Costeiros do Nordeste. **Comunicado Técnico**, Embrapa Tabuleiros Costeiros, Aracaju, SE. 2014.

NUNES, H. T.; MONTEIRO, A. C.; POMELA, A. W. V. Uso de agentes microbianos e químico para o controle de *Meloidogyne incognita* em soja. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 32, n. 3, p. 403 - 409, 2010.

OBIDIEGWU, J. et al. Ploidy level studies on the *Dioscorea cayenensis* / *Dioscorea rotundata* complex core. **Euphytica**, v. 169, p. 319 - 326, 2009.

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

OLIVEIRA, A. N. P. et al. Adubação fosfatada em inhame em duas épocas de colheita. **Horticultura Brasileira**, v. 29, p. 456 - 460, 2011a.

OLIVEIRA, M. K. R. S. et al. Controle biológico de fitonematoides do gênero *Pratylenchus* através de inoculante natural em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 6, n. 2, p. 203 - 207, 2011.

OLIVEIRA, I. S.; MOURA, R. M.; MAIA, L. C. Considerações sobre a cultura do inhame da costa e podridão-verde, principal causa de perdas durante o armazenamento. **Anais da Academia Pernambucana de Ciência Agrônômica**. v. 2, p. 90 - 106, 2005.

ORKWOR, G. C. (1998) The importance of yams. In: ORKWOR, G. C.; ASIEDU, R.; EKANAYAKE, I. J. **Food yams: advances in research**. International Institute of Tropical Agriculture (IITA) and National Root Crops Research Institute, Nigeria, p. 249, 1988.

PINHEIRO, J. B. **Nematoides em hortaliças**. Embrapa, Brasília – DF, 194 p. 2017.

PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; MADEIRA, N. R. Manejo de nematoides na cultura do inhame-cará (*Dioscorea* spp.). **Circular Técnica**, Embrapa, Brasília, DF. 2016.

PEDRALLI, G. Dioscoreaceae e Araceae: aspectos taxonômicos, etnobotânicos e espécies nativas com potencial para melhoramento genético. Anais, **2º Simpósio Nacional sobre as culturas do Inhame e do taro**, João Pessoa, PB. v. 2, 2002.

PERESSIN, V. A.; FELTRAN, J. C. Inhame. In: AGUIAR, A. T.E.; GONÇALVES, C.; PATERNIANI, M. E. A. G. Z.; TUCCI, M. L. S. A.; CASTRO, C. E. F. **Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas**. 7 ed. Campinas: Instituto Agrônomo, 452 p, 2014.

QUEIRÓZ, C. A. et al. Reação de acessos e cultivares de *Brachiaria* spp. e *Panicum maximum* a *Pratylenchus brachyurus*. **Summa phytopathologica**, Botucatu, v. 40, p. 226 - 230, 2014.

RAHAYU, D. S.; SARI, N. P. Development of *Pratylenchus coffeae* in biochar applied soil, coffee roots and its effect on plant growth. **Pelita Perkebunan**, v. 33, n.1, p. 24 - 32, 2017.

ROMÁN, J.; SOSA-MOSS, C. Observaciones sobre la asociación de *Pratylenchus brachyurus* con la pudrición seca del barbasco, *Dioscorea floribunda*, em la region tropical de Mexico. **Nematropica**, v. 7, p. 25 - 26, 1977.

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

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

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

SANTOS, E. S. et al. **Inhame e preservação ambiental**. João Pessoa – PB, Embrapa, Emepa. 2006.

SANTOS, E. S. **Inhame (*Dioscorea* spp.): aspectos básicos da cultura**. João Pessoa. EMEPA– PB / SEBRAE. 1996.

SIKORA, R. A.; PADGHAM, J. L. Biological control potential and modes of action of *Bacillus megaterium* against *Meloidogyne graminicola* on rice. **Crop Protection**, v. 26, n. 7, p. 971-977, 2007.

SILVA, J. O. et al. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 47, p. 10, 2017a.

SILVA, S. D. et al. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for suppression of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and banana. **Journal of Nematology**, v. 49, n. 1, p. 77 - 85, 2017b.

SILVA, L. R. G. et al. Spatially structured morphological and molecular diversity among *Dioscorea cayenensis* and *D. rotundata* yam accessions. **Plant Genetics**, v. 13, p. 2766 - 2771, 2016.

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

SILVA, L. R. G. et al. Isolation and characterization of microsatellites for the yam *Dioscorea cayenensis* (Dioscoreaceae) and cross-amplification in *D. rotundata*. **Genetics and Molecular Research**, v. 13, p. 2766 - 2771, 2014b.

SILVA, J. C. C. **Aplicação do hipoclorito de sódio na nutrição da soja e do feijão**. 2007. 52 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Ciências Agrárias da UNESP, Botucatu, 2007.

SILVA, M. P. P.; WILCKEN, S. R. S.; CÂMARA, F. L. A. Tratamentos aplicados em propágulos de yacon (*Polymnia sonchifolia* Poep Endl) para controle de *Meloidogyne* sp. **Nematologia Brasileira**, v. 27, p. 97 - 99, 2003.

SMILEY, R. W.; YAN, G.; GOURLIE, J. A. Selected Pacific Northwest Rangeland and weed plants as hosts of *Pratylenchus neglectus* and *P. thornei*. **Plant Disease**, v. 98, p. 1333 - 1340, 2014.

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

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.

SUASSUNA, N. D. et al. Manejo de doenças do algodoeiro. In: BELTRÃO, N. E. M.; AZEVEDO, D. M. P. (Ed.). **O Agronegócio do Algodão no Brasil**. 2. ed. Campina Grande: Embrapa Algodão, v. 2, p. 983 - 1032, 2008.

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

TAVARES-SILVA, C. A. et al. Control of *Meloidogyne javanica* and *Pratylenchus brachyurus* with crambe presscake. **Nematropica**, v. 45, p. 215 - 221, 2015.

WANG, K. H.; HOOKS, C. R. R. Survey of nematodes on banana in Hawai'i, and methods used for their control. University of Hawai'i at Mānoa. **Plant Disease**, p. 69, 2009.

WOOD, F. H.; FOOT, M. A. Decontamination of potato tubers grown in soil infested with potato cyst nematodes. **New Zealand Journal of Experimental Agriculture**, v. 5, p. 315, 1977.

ARTIGO 1**Hipoclorito de sódio no tratamento de rizóforos-semente de inhame infectados por
*Scutellonema bradys*¹**

¹Trabalho elaborado conforme as normas da revista Horticultura Brasileira

Hipoclorito de sódio no tratamento de rizóforos-semente de inhame infectados por
Scutellonema bradys

Alison VDL Almeida¹; Maria de Fátima S Muniz¹; Marissônia A Noronha²; Sara P Farias¹; Valdeir N Carvalho¹

¹Universidade Federal de Alagoas (UFAL), Centro de Ciências Agrárias (CECA), Rio Largo-AL, Brasil; alisonvander11@hotmail.com;mf.muniz@uol.com.br; sarapadilha.farias@outlook.com; valdeirnunes4@gmail.com; ²Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo-AL, Brasil; marissonia.noronha@embrapa.br

RESUMO

Dentre os problemas fitossanitários da cultura do inhame (*Dioscorea* spp.) no Brasil, a casca-preta, causada pelos nematoides *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* e *P. brachyurus*, destaca-se como o mais importante. O objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito do hipoclorito de sódio no tratamento de rizóforos-semente naturalmente infectados com *S. bradys*. Os experimentos foram conduzidos em telado, em dois anos consecutivos. O delineamento foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial (3 x 2 + 1), sendo duas concentrações de hipoclorito de sódio (0,5 e 1,0%) e três tempos de imersão dos rizóforos (20, 40 e 60 minutos), com oito repetições, além da testemunha (sem uso do hipoclorito). Aos três meses após o plantio, foi avaliado o percentual de emergência dos rizóforos-semente, e aos seis meses foram avaliadas as seguintes variáveis: população final do nematoide no solo, na raiz e na casca dos rizóforos, população final total e fator de reprodução. Nos dois ensaios, não houve significância ($P \leq 0,05$) para a interação entre as concentrações de hipoclorito de sódio e os tempos de imersão para as variáveis avaliadas. Entretanto, constatou-se diferença estatística para os fatores analisados separadamente. De acordo com as análises de regressão, ajustadas para os modelos linear ou quadrático, houve uma redução nas populações do nematoide com o aumento da concentração do produto. O percentual de emergência não foi afetado pelas concentrações ou tempos de exposição. Os resultados apresentados indicam que a concentração de 1,0% de hipoclorito de sódio e o tempo de imersão de 20 minutos podem ser empregados para o tratamento de rizóforos-semente de inhame infectados com *S. bradys*.

Palavras-chave: *Dioscorea* spp., casca-preta, controle alternativo, nematoide-do-inhame.

ABSTRACT

Sodium hypochlorite in the treatment of yam tubers infected by *Scutellonema bradys*

Among the constraints to yam crops (*Dioscorea* spp.) in Brazil, the dry rot disease, caused by the plant-parasitic nematodes *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus*, is considered the most important. The aim of this work was to evaluate the effect of sodium hypochlorite in the treatment of yam tubers naturally infected by *S. bradys*. Greenhouse experiments were performed two times consecutively, in a completely randomized design and factorial scheme, with sodium hypochlorite concentrations at 0.5 and 1.0 % and immersion periods of 20, 40 and 60 minutes, plus the control, with eight replicates. Three months after seeding, the percentage of emergence of the seed tubers was evaluated. The final nematode population in the soil, roots and tubers peel, the total nematode population, and the reproduction factor, were evaluated six months after seeding. In both assays, a significant interaction ($P \leq 0.05$) between different concentrations of sodium hypochlorite and immersion periods was not detected. However, when analyzing factors separately, differences were observed for *S. bradys* populations. According to the regression analyses adjusted to linear or quadratic models, there was a reduction in nematode's population as the sodium hypochlorite concentration increased. The percentage of emergence was not affected by the sodium hypochlorite concentration or exposure period. The results observed demonstrate that sodium hypochlorite at 1% concentration for an immersion period of 20 min could be useful for disinfection of yam tubers infected with *S. bradys*.

Keywords: *Dioscorea* spp., dry rot disease, alternative control, yam nematode.

O inhame (*Dioscorea* spp.) é uma cultura de grande importância, pois se constitui em um alimento básico das populações de muitos países, principalmente aqueles localizados no continente africano. É uma hortaliça rica em carboidratos e vitaminas do complexo B. No Brasil, o produto possui significativo valor comercial para o mercado interno e externo, com produção de aproximadamente 250 mil toneladas em 25.889 hectares plantados (Faostat, 2017). Mais de 90% da produção de inhame do País se concentra na região Nordeste, principalmente nos estados da Bahia, Paraíba, Pernambuco e Alagoas (Moura, 2016).

Dentre os problemas fitossanitários encontrados na cultura do inhame e que resultam na redução da produtividade, estão as doenças ocasionadas por fungos, vírus e nematoides, destacando-se a casca-preta, cuja etiologia corresponde aos nematoides *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* e *P. brachyurus* que incidem sobre os rizóforos, provocando necrose nos tecidos e causando perdas significativas aos produtores. *Scutellonema bradys* é considerado o mais importante, devido, principalmente, à sua ampla disseminação e às perdas provocadas à cultura, que podem variar de 20 a 30% (Ferraz & Brown, 2016; Pinheiro, 2017).

O controle da doença se baseia fundamentalmente em técnicas de exclusão, com o plantio de rizóforos-semente sadios, em solos livres de nematoides (Moura, 2016). Atualmente, não existem nematicidas registrados para a cultura do inhame no Brasil (Agrofit, 2018). Assim, na busca por medidas alternativas, produtos tais como o hipoclorito de sódio vêm sendo avaliados.

Em estudo realizado na Jamaica, constatou-se que o hipoclorito de sódio empregado no tratamento de rizóforos de inhame minimizou o desenvolvimento da casca-preta causada por *P. coffeae* (Hutton, 1998). No Brasil, alguns autores já testaram o referido produto no tratamento de outros materiais propagativos, com resultados positivos em alguns patossistemas (Lordello *et al.*, 1994; Garcia & Tenente, 2001).

Considerando que rizóforos-semente infectados representam o principal veículo de disseminação dos agentes causais da casca-preta, o tratamento desse material reduzirá a introdução dos patógenos em novas áreas de cultivo. Neste contexto, o presente trabalho teve como objetivo avaliar o efeito do hipoclorito de sódio na redução de populações de nematoides causadores da casca-preta em rizóforos-semente naturalmente infectados.

MATERIAL E MÉTODOS

O trabalho foi conduzido em telado, localizado no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas – CECA / UFAL (09°28'02" S; 35°49'43"W, altitude 127 m), em Rio Largo, AL. Foram realizados dois ensaios, o primeiro durante os meses de março e setembro de 2016 e, o segundo, entre março e setembro de 2017.

Nos dois ensaios, foram utilizados rizóforos-semente de inhame naturalmente infectados, com massa variando de 320,4 a 430,7 g, apresentando sintomas típicos de casca-preta, provenientes dos municípios de Quebrangulo e Taquarana, AL. Para determinação da população inicial dos nematoides, foi retirado 1 g de casca de cada rizóforo-semente e

processado em liquidificador, seguido de centrifugação em solução de sacarose e caulim (Coolen & D'Herde, 1972). Após a extração, os nematoides foram mortos e fixados em formaldeído a 4%, aquecido.

A identificação dos nematoides foi realizada em microscópio de luz com objetiva invertida, baseada em caracteres morfológicos conforme as descrições de Mekete *et al.* (2012). A estimativa populacional foi obtida por meio de duas contagens dos espécimes em 1 mL em lâmina de Peters. As observações microscópicas confirmaram unicamente a presença, em ambos os ensaios, de *S. bradys*.

Os rizóforos-semente naturalmente infectados com *S. bradys* e em início de brotação foram colocados em redes de polietileno utilizadas para embalagem, separados conforme cada tratamento e imersos em duas concentrações de hipoclorito de sódio (0,5 e 1,0%) em três tempos distintos (20, 40 e 60 minutos). Em seguida, os rizóforos-semente foram plantados em vasos com capacidade para oito litros, contendo solo previamente esterilizado em estufa (100 °C / 24 h) e mantidos em casa de vegetação até o momento da avaliação. Os ensaios foram instalados em delineamento inteiramente casualizado (DIC), em esquema fatorial (3 x 2 + 1) com oito repetições, cada uma representada por um rizóforo-semente.

Aos três meses após o plantio do inhame, observou-se o percentual de brotação dos rizóforos e, aos seis meses, foram avaliadas as populações finais de *S. bradys*. A parte aérea das plantas foi eliminada e o sistema radicular e a casca dos rizóforos foram lavados em água corrente, pesados e processados segundo Coolen & D'Herde (1972), enquanto as amostras de solo (100 cm³) seguiram o procedimento de Jenkins (1964). Após a extração, os nematoides foram mortos e fixados em formaldeído aquecido na concentração de 4%. A identificação e quantificação da população final de *S. bradys* no solo, na casca dos rizóforos e nas raízes foram realizadas conforme citado anteriormente. O cálculo do fator de reprodução (FR) do nematoide [FR = População final (raízes + rizóforos + solo) / População inicial] foi efetuado para cada repetição.

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância (teste F), sendo que para as populações dos nematoides os dados foram transformados para $\sqrt{x + 1}$. O efeito das doses de hipoclorito de sódio e dos tempos de imersão foi avaliado por meio de análises de regressão e o percentual de brotação pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, com auxílio do programa estatístico SISVAR, versão 5.6 (Ferreira, 2011).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Em ambos os ensaios, a análise de variância não revelou significância ($P \leq 0,05$) na interação entre as concentrações de hipoclorito de sódio e tempos de imersão, para as variáveis avaliadas. No entanto, diferenças significativas foram constatadas quando os fatores foram analisados separadamente.

Não ocorreu diferença significativa ($P \leq 0,05$) entre os tratamentos para a população inicial de *S. bradys*, indicando a uniformidade da população no material propagativo testado, assim como para a população final do nematoide no solo. Os tratamentos testados não interferiram no percentual de emergência dos rizóforos-semente (Tabela 1). Entretanto, as análises de regressão apresentaram significância ($P \leq 0,05$) para os efeitos das concentrações e tempos de imersão do hipoclorito de sódio. Para a avaliação do efeito das concentrações do hipoclorito de sódio sobre as variáveis população na raiz e na casca dos rizóforos, população final total e fator de reprodução, demonstrado pelo modelo linear, houve uma redução na densidade populacional do nematoide (Figuras 1A e 1B; 2A e 2B). O efeito dos tempos de imersão foi explicado pelo modelo quadrático, onde se observa uma diminuição da população de *S. bradys* apenas em relação à testemunha (Figuras 1C e 2C; 1D e 2D), ou seja, o aumento do tempo de exposição do material propagativo ao hipoclorito de sódio não interferiu na reprodução do nematoide.

O hipoclorito de sódio (NaClO) proporcionou uma diminuição da população final do nematoide na raiz quando comparado à testemunha, sendo esta mais acentuada na concentração de 0,5%, com reduções de 54,9 e 50,0%, nos dois ensaios, respectivamente. Já na concentração de 1,0%, embora a redução tenha sido de 76,1% e 63,0%, respectivamente, para ambos os ensaios, verifica-se que foi menor do que o efeito observado na concentração de 0,5%. Essa resposta também foi constatada em relação às populações de *S. bradys* (final total e na casca dos rizóforos), em que se observou uma redução de 49,2 e 63,8% na concentração de 0,5% e de 72,0 e 84,0%, a 1,0% de NaClO, nos dois ensaios, respectivamente (Figuras 1A e 2A). Para o fator de reprodução, o tratamento dos rizóforos com o referido produto na concentração de 0,5% provocou uma redução de 60,8 e 58,2%, enquanto a 1,0% esses valores atingiram 77,2 e 80,5%, nos ensaios (Figuras 1B e 2B).

Nos dois ensaios, o efeito dos tempos de imersão dos rizóforos no hipoclorito de sódio sobre as populações e o fator de reprodução de *S. bradys* foi evidenciado a partir de 20 min

para as três variáveis avaliadas (PFR, PFC e PFT), com reduções de aproximadamente 60% (Figuras 1C e 2C). Contudo, tempos de imersão acima de 20 min não influenciaram nas densidades populacionais nem no fator de reprodução (Figuras 1D e 2D).

Hutton (1988) avaliou a eficiência do hipoclorito de sódio a 0,12%, durante 40 minutos, na supressão de *P. coffeae* em rizóforos de inhame (*D. cayenensis*). Foi observado uma redução significativa da população do nematoide na casca dos rizóforos, sem interferência em sua brotação.

A eficácia do hipoclorito de sódio também foi comprovada em outros patossistemas, tais como *Globodera* spp. em batata (*Solanum tuberosum* L.) (Wood & Foot, 1977); *Radopholus similis* em bananeira (Lordello *et al.*, 1994) e *A. besseyi* em capim-colonião (Garcia & Tenente, 2001). Nos dois últimos estudos, o produto não afetou a brotação dos rizomas nem a germinação e o vigor das sementes. Por outro lado, Silva *et al.* (2003) obtiveram resultado negativo ao testar o efeito do hipoclorito de sódio a 0,5% nos tempos de exposição de 15, 30 e 45 minutos sobre *Meloidogyne* sp. em propágulos de yacon.

O hipoclorito de sódio é um efetivo agente oxidante e seu modo de ação sobre fitonematoides tem sido atribuído à destruição de estruturas de sobrevivência, como cistos (Wood & Foot, 1977); interferência na atração do patógeno (Forrest *et al.*, 1988) e redução da eclosão, motilidade e infectividade dos juvenis (Stanton & O'Donnell, 1994).

O efeito supressor do hipoclorito de sódio sobre a população do nematoide nos rizóforos de inhame é de fundamental importância, já que este material se constitui na principal forma de disseminação do patógeno. Com base nos resultados obtidos, recomenda-se a concentração de 1,0% de hipoclorito de sódio, no tempo de imersão de 20 minutos, para o tratamento do material propagativo de inhame infectado com *S. bradys*.

AGRADECIMENTOS

O primeiro autor agradece pela concessão da bolsa de doutorado disponibilizada pela CAPES.

REFERÊNCIAS

-AGROFIT. 2018, 5 de janeiro. Disponível em <http://www.agrofit.com.br/novoportal>

- COOLEN, WA; D'HERDE CJ. 1972. *A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue*. Ghent: State Agricultural Research Center. 77p.
- FAOSTAT. 2017, 8 de dezembro. Food and agriculture organization of the United Nation. Disponível em <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>
- FERRAZ, LCCB; BROWN, DJF. 2016. *Nematologia em plantas: fundamentos e importância*. Manaus: Norma Editora. 251 p.
- FERREIRA, DF. 2011. Sisvar: a computer statistical analysis system. *Ciência e Agrotecnologia* 35: 1039-1042.
- FORREST, IMS; SPIEGEL, Y.; ROBERTSON, WM. 1988. A possible role of the aphids of the potato cyst nematode *Globodera rostochiensis* in host finding. *Nematologica* 34: 173-181.
- GARCIA, JW; TENENTE, RCV. 2001. Controle químico de *Aphelenchoides besseyi* Christie em sementes de *Panicum maximum*. *Nematologia Brasileira* 25: 95-98.
- HUTTON, DG. 1998. Use of household disinfectants to suppress *Pratylenchus coffeae* and dry rot of yellow yam (*Dioscorea cayenensis*). *Tropical Agriculture* 75: 49-52.
- JENKINS, WR. 1964. A rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Report* 48: 692.
- LORDELLO, RRA; MOREIRA, RS; LORDELLO, AIL. 1994. Hipoclorito de sódio: nova alternativa para o controle do nematoide *Radopholus similis* em mudas de bananeira. *O Agrônomo* 46: 35-39.
- MEKETE T; DABABAT A; SEKORA N; AKYAZI F; ABEBE E. 2012. *Identification key for agriculturally important plant-parasitic nematodes: a manual for nematology*. Mexico: CIMMYT. 22p. Disponível em <http://nematologia.com.br/wp-content/uploads/2013/07/nemkeymex.pdf>. Acessado em 20 de março de 2014.
- MOURA, RM. 2016. Doenças do inhame-da-costa. In: AMORIM, L; REZENDE JAM; BERGAMIN FILHO A; CAMARGO LEA (eds). *Manual de Fitopatologia: doenças das plantas cultivadas*. 5 ed. Ouro Fino - MG: Agronômica Ceres, v. 2. p. 477-483.
- PINHEIRO, JB. 2017. *Nematoides em hortaliças*. Brasília, DF: Embrapa. 194 p.
- SILVA, MPP; WILCKEN, SRS; CÂMARA, FLA. 2003. Tratamentos aplicados em propágulos de yacon (*Polymnia sonchifolia* Poep Endl) para controle de *Meloidogyne* sp. *Nematologia Brasileira* 27: 97-99.

- STANTON, JM.; O'DONNELL, WE. 1994. Hatching, motility, and infectivity of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) following exposure to sodium hypochlorite. *Australian Journal of Experimental Agriculture* 34: 105-108.
- WOOD, FH; FOOT, MA. 1977. Decontamination of potato tubers grown in soil infested with potato cyst nematodes. *New Zealand Journal of Experimental Agriculture* 5: 315-329.

Tabela 1. Percentual de emergência de rizóforos-semente de inhame aos três meses do plantio, tratados com diferentes concentrações de hipoclorito de sódio e tempos de imersão. Rio Largo, UFAL/CECA, 2016/2017).

	Tratamento	% de emergência	
		Ensaio I	Ensaio II
T0	Testemunha	100 a	100 a
T1	0,5%; 20 minutos	100 a	100 a
T2	0,5%; 40 minutos	90 a	100 a
T3	0,5%; 60 minutos	90 a	90 a
T4	1,0%; 20 minutos	80 a	80 a
T5	1,0%; 40 minutos	80 a	80 a
T6	1,0%; 60 minutos	60 a	70 a

Médias de oito repetições. Valores seguidos da mesma letra, na coluna, não diferem entre si, pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade (average of eight replications. Average values followed by the same letter do not differ by Tukey test at 5% probability).

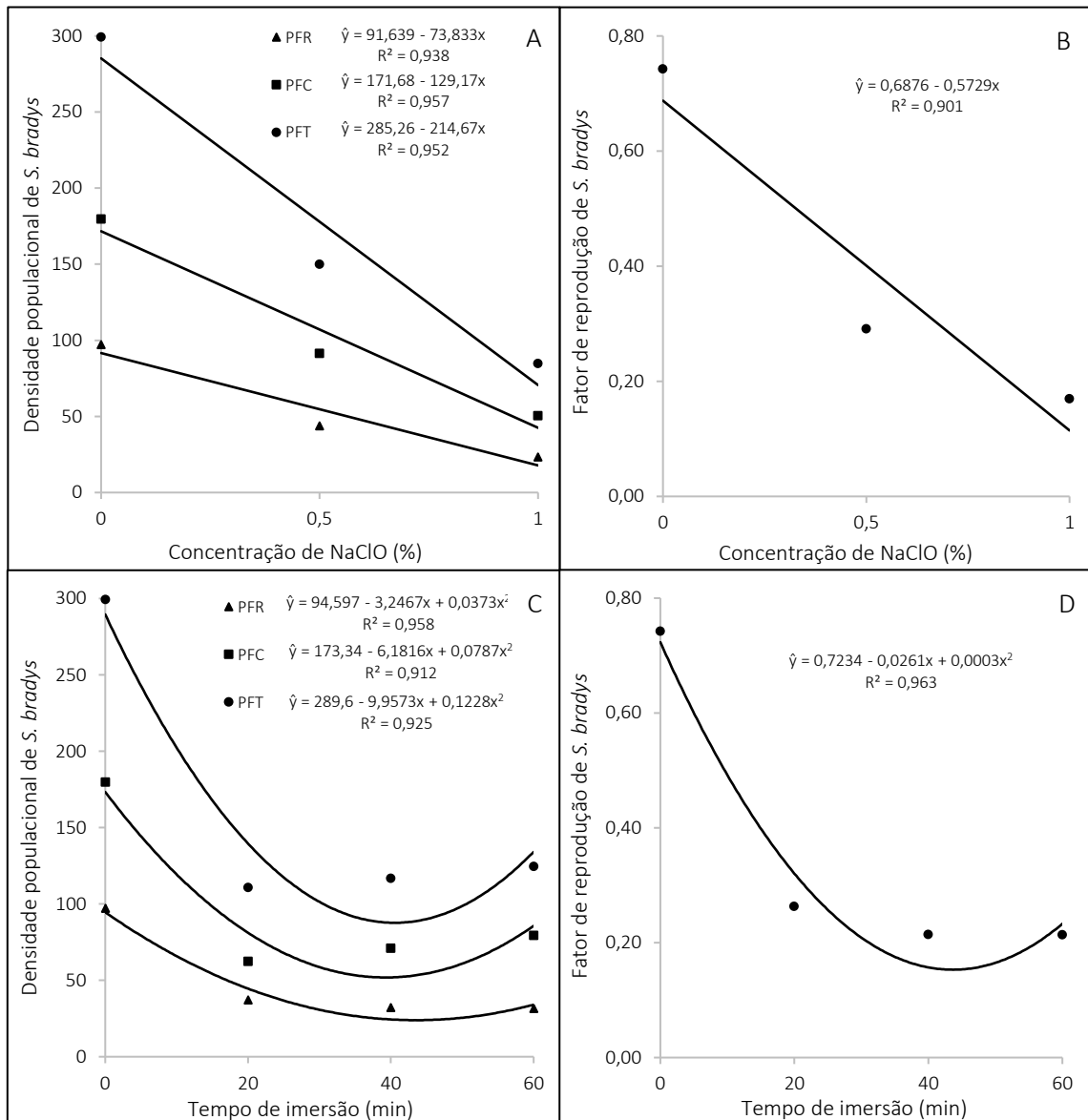


Figura 1. Efeito do hipoclorito de sódio (A) e do tempo de imersão (C) sobre a densidade populacional e o fator de reprodução (B, D) de *Scutellonema bradys*, no ensaio I. PFR: população final na raiz; PFC: população final na casca; PFT: população final total. Rio Largo, UFAL, 2016.

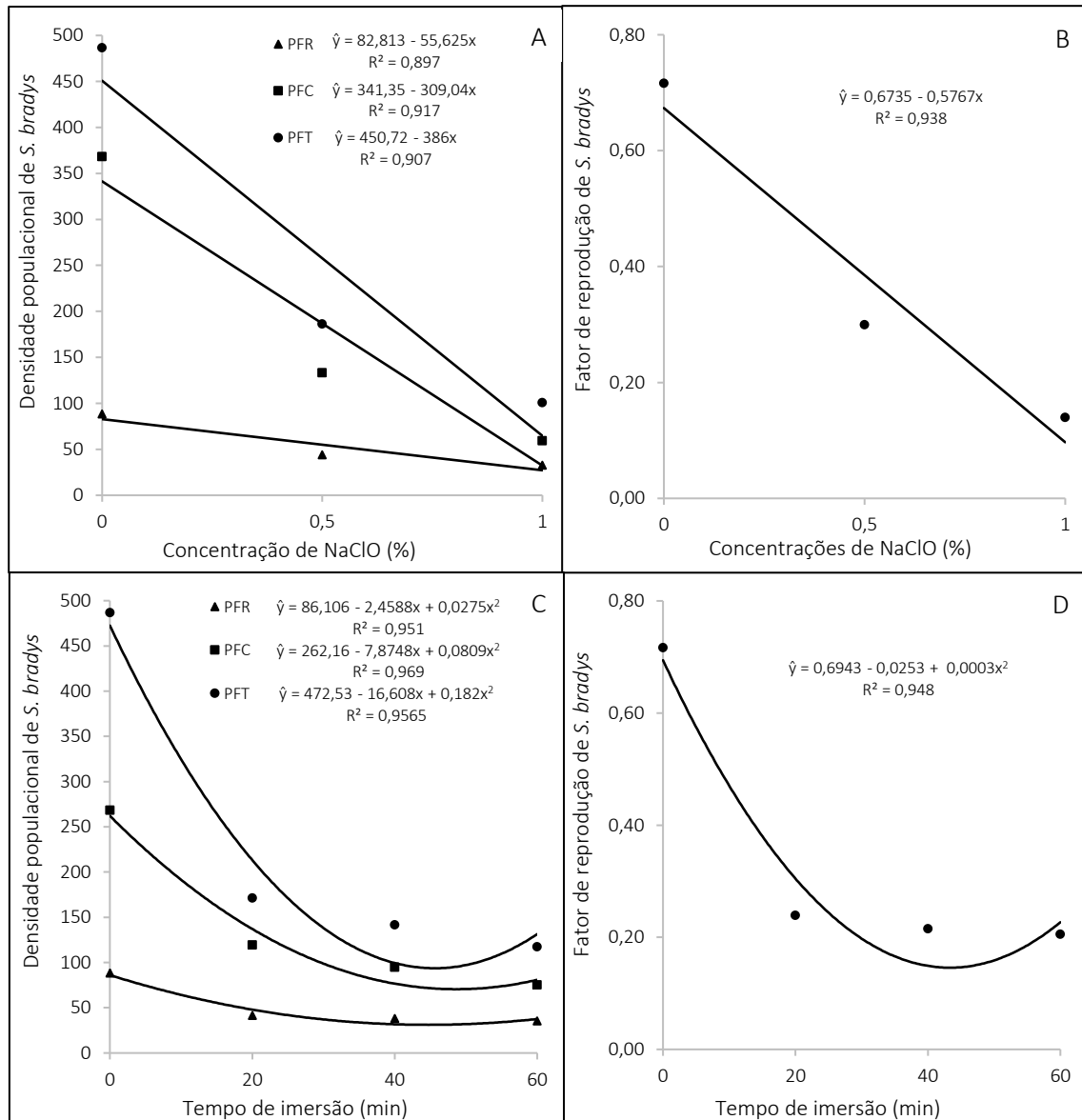


Figura 2. Efeito do hipoclorito de sódio (A) e do tempo de imersão (C) sobre a densidade populacional e o fator de reprodução (B, D) de *Scutellonema bradys*, no ensaio II. PFR: população final na raiz; PFC: população final na casca; PFT: população final total. Rio Largo, UFAL, 2017.

ARTIGO 2

Biocontrole de *Pratylenchus coffeae* em inhame com produto à base de *Purpureocillium lilacinum*¹

¹Trabalho elaborado conforme as normas da revista Journal of Nematology

Biocontrole de *Pratylenchus coffeae* em inhame com produto à base de *Purpureocillium lilacinum*

ALISON VAN DER LINDEN DE ALMEIDA¹, MARIA DE FÁTIMA SILVA MUNIZ¹,
MARISSÔNIA DE ARAÚJO NORONHA², GILSON MOURA FILHO¹, EVERTON
SEBASTIÃO DO NASCIMENTO¹, SAMÁRIO LINO DOS SANTOS¹

¹Universidade Federal de Alagoas (UFAL), Centro de Ciências Agrárias (CECA), Rio Largo-AL, Brasil; alisonvander11@hotmail.com; mf.muniz@uol.com.br; gmf.ufal@yahoo.com.br; evertohn@hotmail.com; samariolino@gmail.com

²Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo-AL, Brasil; marissonia.noronha@embrapa.br

RESUMO

O inhame (*Dioscorea* spp.) representa elevada importância socioeconômica para o Brasil, particularmente para região Nordeste. No entanto, a casca-preta causada por *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* e *P. brachyurus* contribui para as perdas de rendimento. O uso de produtos biológicos no manejo da doença tem aumentado recentemente como uma alternativa aos nematicidas químicos. O objetivo deste estudo foi avaliar o efeito do *Purpureocillium lilacinum* (Lilacel[®]) no manejo da doença. Dois experimentos foram conduzidos em casa de vegetação por duas vezes consecutivas, em que rizóforos saudáveis foram plantados em vasos e após 30 dias foram infestados com 1.000 espécimes de *P. coffeae*. Os tratamentos foram aplicados um mês após a infestação e cinco doses de Lilacel[®] (0,2; 0,4; 0,6; 0,8 e 1,0%), além dos controles (carbofurano e água) foram testados. Os experimentos foram realizados em delineamento em blocos ao acaso, com sete tratamentos e cinco repetições, sendo cada parcela formada por duas plantas. A população de nematoides no solo, na raiz e na casca de rizóforo, população total e o fator de reprodução foram avaliados após seis meses. Em ambos os experimentos, as densidades populacionais dos nematoides foram reduzidas com o aumento das concentrações de Lilacel[®] tendo os melhores resultados sido observados em 0,8 e 1,0%. O bioproduto pode ser recomendado para o tratamento da casca-preta-do-inhame.

Palavras-chave: Casca-preta. *Dioscorea* spp. Controle biológico.

ABSTRACT

Yams (*Dioscorea* spp.) represent high social economic importance to Brazil, particularly to Northeast region. However, the dry rot disease caused by *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus* contribute for the yield losses. The use of biological products in the disease management have been increased recently as an alternative to chemical nematicides. The objective of this study was to assess the effect of *Purpureocillium lilacinum* (Lilacel[®]) in the disease management. Two experiments were carried out in greenhouse conditions two times consecutively where healthy tubers were seeded in pots and after 30 days were infested with 1,000 specimens of *P. coffeae*. The treatments were applied one month after infestation, and five doses of Lilacel[®] (0.2; 0.4; 0.6; 0.8 and 1.0%), plus the controls (carbofurano and water) were tested. The experiments were performed in a randomized block design with seven treatments and five replicates, being each plot formed by two plants. The nematode population in the soil, root and tubers peel, total population and the reproduction factor were evaluated after six months. In both experiments, nematode population densities were reduced with the increase of Lilacel[®] concentrations being the best results observed at 0.8 and 1.0%. The bioproduct could be recommended for the management of dry rot disease of yam.

Key words: Dry rot disease. *Dioscorea* spp. Biological control.

O inhame (*Dioscorea* spp.) apresenta grande importância socioeconômica para o Brasil, sendo cultivado predominantemente na região Nordeste, principalmente nos estados da Paraíba, Pernambuco, Alagoas e Bahia, onde a principal espécie é *D. cayenensis*. É a quarta tuberosa mais cultivada no mundo, constituindo-se um alimento rico em carboidratos e vitaminas do complexo B, sendo considerado alimento básico de populações de diversos países, principalmente nos localizados no continente africano (Moura, 2016; Coyne; Affokpon, 2018). O maior produtor mundial é a Nigéria com uma produção de aproximadamente 48 milhões de toneladas em 2017, mesmo ano em que o Brasil foi responsável por uma produção de 250.400 toneladas numa área de 25.800 hectares (Faostat, 2019).

Os problemas fitossanitários estão entre as principais causas de redução da produtividade da cultura, destacando-se a casca-preta ou podridão-seca, causada pelos nematoides *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew), *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans

Stekhoven. Estes nematoides causam necrose nos tecidos dos rizóforos, o que resulta em perdas significativas na produção (Ferraz; Brown, 2016).

O manejo da doença se baseia, fundamentalmente, em técnicas de exclusão, principalmente pela utilização de material propagativo e solo isentos do patógeno. Porém métodos como a rotação de culturas, o pousio, a destruição de restos culturais, além do uso de coberturas vegetais, também são indicados (Amusa et al., 2003; Baimey, 2005; Silva et al., 2014; Moura, 2016; Ferraz; Brown, 2016). O controle químico não é recomendado, uma vez que não existem nematicidas registrados, no Brasil, para a cultura do inhame (Agrofit, 2019).

Segundo Crawford e Clardy (2011), o controle biológico vem sendo muito estudado em diversas pesquisas, utilizando principalmente fungos e bactérias que apresentam capacidade de parasitar ovos, juvenis e até mesmo adultos de nematoides. Assim, esse método de controle surge como alternativa ao controle químico em virtude de apresentar menor custo, fácil aplicabilidade, baixo ou nenhum risco ambiental, pois não contamina e não deixa resíduos no ambiente (Nunes et al., 2010).

Estudos com os fungos *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & Gams e *Purpureocillium lilacinum* (Thom) Luangsa-Ard têm apresentado resultados promissores no manejo de fitonematoides (Atkins et al., 2003). *Purpureocillium lilacinum* é um parasita de ovos e de fêmeas, com pouca especificidade de hospedeiros, que cresce em diversos tipos de substratos, possuindo grande adaptabilidade quanto ao pH do solo, sendo um fungo bastante competitivo (Goettel et al., 2001; Jacobs et al., 2003).

Estudos têm demonstrado a eficiência de *P. lilacinum* como agente de biocontrole de fitonematoides nos patossistemas: feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) – *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood (Santin, 2008); soja (*Glycine max* (L.) Merrill) – *M. incognita*; (Nunes et al., 2010); alface (*Lactuca sativa* L.) e tomate (*Solanum lycopersicum* L.) – *M. incognita* (Machado et al., 2011); tomate (*Solanum lycopersicum* L.) – *M. incognita* (Silva et al., 2017a); abacaxi (*Ananas comosus* L.) – *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood (Kiriga et al., 2018).

A eficiência de um produto comercial à base de *P. lilacinum* (Nemout[®]) foi verificada pela redução do número de ovos de *Pratylenchus* spp. na cultura da cana-de-açúcar (*Saccharum officinarum* L.) (Oliveira et al., 2011). Bortolini et al. (2013), utilizando um bionematicida contendo *P. lilacinum* (Nemat[®]), no tratamento de sementes, verificaram o potencial do produto na redução das populações de *P. brachyurus* em plantas de soja (*Glycine max* (L.) Merrill).

Objetivou-se, no presente estudo, avaliar o efeito de um produto comercial à base de *P. lilacinum* (Lilacel[®]) no controle de *P. coffeae*, em rizóforos de inhame artificialmente inoculados.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizados dois ensaios sob condições de telado, sendo o primeiro no período de maio a novembro de 2016, na Unidade de Execução e Pesquisa da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Rio Largo, AL (09° 27' 57'' S; 35° 49' 57'' W: 127 m). O segundo foi conduzido entre janeiro e julho de 2017, no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas – CECA/UFAL (09° 28' 02'' S; 35° 49' 43'' W: 127 m), em Rio Largo, AL.

Rizóforos-semente de inhame sadios, em início de brotação, com massa variando de 290,5 a 440,8 g, adquiridos do município de Quebrangulo-AL, foram plantados em vasos com capacidade para oito litros, contendo solo previamente esterilizado em estufa (100 °C / 24 h). Para a obtenção do inóculo, foram feitas extrações de nematoides em rizóforos de inhame com sintomas de casca-preta, adquiridos na CEASA de Maceió-AL, empregando-se a metodologia de Coolen; D'Herde (1972). Posteriormente, realizaram-se a identificação e a quantificação dos nematoides em um microscópio de luz com objetiva invertida e com aumento de 100x, utilizando-se alíquotas de 1 mL em lâminas de Peters.

Em seguida, foi feita a suspensão de inóculo, estimando-se a quantidade necessária para aplicar 1.000 nematoides por planta. Trinta dias após o plantio, efetuou-se a inoculação de *P. coffeae* em dois orifícios de aproximadamente 2 cm de profundidade, realizados próximos ao caule de cada planta. Os tratamentos foram aplicados um mês após a infestação do solo e os vasos foram mantidos em telado até o momento da avaliação.

Foram avaliadas cinco concentrações (0,2%; 0,4%; 0,6%, 0,8% e 1,0%) de um bionematicida à base de *P. lilacinum* (Lilacel[®] - constituído por 1×10^8 UFC / mL do PC), além do controle negativo (apenas água) e do controle positivo representado pelo nematicida químico carbofurano (Furadan[®] - dosagem de 400 mL do PC / 100 L de água). Os experimentos foram conduzidos em delineamento em blocos ao acaso (DBC) com sete tratamentos e cinco repetições, sendo que cada parcela experimental foi constituída por dois vasos.

A avaliação dos experimentos foi realizada seis meses após o plantio dos rizóforos, pela estimativa da população do nematoide no sistema radicular e nos rizóforos de cada planta, os quais foram lavados, pesados e processados conforme Coolen; D'Herde (1972). Efetuou-se também a extração dos nematoides presentes em 100 cm³ de solo utilizando-se a metodologia

proposta por Jenkins (1964). Posteriormente, os nematoides foram mortos e fixados em formaldeído a 4% aquecido. A identificação e a quantificação da população final do nematoide no solo, na casca e nas raízes foram realizadas conforme mencionado anteriormente. Também foi determinado o fator de reprodução [FR = população final (raízes + rizóforos + solo) / população inicial].

Para análise estatística, os dados foram transformados em $\sqrt{x + 1}$, submetidos à análise de variância e, realizadas análises de regressão da população final do nematoide no solo, raízes e cascas dos rizóforos, população final total e o fator de reprodução como variáveis dependentes das doses do bionematicida, utilizando-se o programa estatístico SISVAR, versão 5.6 (Ferreira, 2011).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Em ambos os ensaios, as observações microscópicas, baseadas nas descrições de Gonzaga et al. (2016), evidenciaram a presença apenas de *P. coffeae*. A análise de variância dos dados, nos dois ensaios, apresentou significância pelo teste F a 1% de probabilidade para as variáveis relacionadas às densidades populacionais de *P. coffeae*. Nos dois ensaios, pela análise de regressão, verificou-se redução das populações finais do fitonematoide com o aumento das concentrações do bionematicida Lilacel[®] (Figuras 1 e 2).

No primeiro e segundo ensaio, a testemunha apresentou uma população final de 70 e 85 nematoides / 100 cm³ de solo, respectivamente (Figuras 1A e 2A). Na concentração de 1,0% do bionematicida, as populações atingiram, respectivamente, 11 e 12 nematoides / 100 cm³ de solo. Já o nematicida químico (carbofurano) causou mortalidade em 100% dos nematoides presentes nas amostras de solo, nos dois ensaios. Com relação ao efeito do bionematicida sobre a população final do nematoide na raiz, verificou-se que também ocorreu redução, nos dois ensaios, da população de *P. coffeae*, em que os números de nematoides nas concentrações de 0,6%, 0,8% e 1,0% foram bem inferiores aos observados na testemunha, nos dois ensaios (Figuras 1B e 2B). Nas concentrações menores, 0,2% e 0,4%, também houve redução se comparado à testemunha, porém com diferenças menores. Pôde-se observar também que o efeito da concentração de 1,0% ficou muito próximo do observado no tratamento com o nematicida químico, comprovando o efeito supressor do nematicida biológico sobre o número de espécimes de *P. coffeae* presente nas raízes do inhame.

No primeiro ensaio, não houve formação de rizóforos, conseqüentemente não se têm dados relacionados à população final na casca. Isso ocorreu, provavelmente, pelas altas temperaturas registradas no período de condução do referido ensaio, podendo ter comprometido o processo de tuberização do inhame. Segundo Kerbauy (2004), o processo de formação de tubérculos ou órgãos de reserva pode sofrer interferência e ser controlado por fatores ambientais, como a temperatura. Dessa forma, no ensaio I, a população final total foi obtida apenas pela soma da população final do solo somada à população final na raiz.

Pela Figura 2C, nota-se que o Lilacel[®] também foi eficaz no manejo das populações do fitonematoide presente na casca dos rizóforos. Observa-se que a população de *P. coffeae* na testemunha foi de 641 nematoides / g de casca, enquanto nas concentrações do produto, a população foi reduzindo, atingindo valores populacionais de 202 e 127 nematoides / g de casca nas concentrações de 0,8% e 1,0%, respectivamente. Estes valores ficaram, novamente, muito próximos àqueles verificados no tratamento com o nematicida químico (107 nematoides / g de casca). Esses resultados são importantes, pois além de a casca do rizóforo ser o local onde os fitonematoides se alimentam e ocasionam os sintomas de necrose, representam o principal problema pela deterioração do inhame no transporte e armazenamento (Silva et al., 2014), conseqüentemente, inviabilizando a comercialização dessa hortaliça.

Com relação ao efeito do nematicida biológico sobre a população final total de *P. coffeae*, puderam-se observar tendências semelhantes nos dois ensaios (Figuras 1C e 2D). No primeiro, ocorreu uma redução de mais da metade da população de *P. coffeae* já na concentração de 0,6% (425 nematoides), se comparado à testemunha (902 nematoides). Este efeito foi ainda maior nas concentrações de 0,8% e 1,0%, nas quais se observou uma redução para 247 e 173 nematoides, respectivamente. Importante salientar que mais uma vez o resultado encontrado na concentração de 1,0% fica próximo do observado com o nematicida químico, que reduziu a população de *P. coffeae* para 102 indivíduos. Já no segundo ensaio, corroborando os resultados apresentados anteriormente, verifica-se que, na concentração de 0,4%, a população do nematoide foi suprimida para aproximadamente a metade (631 nematoides), se comparada ao nematicida químico (1.184 nematoides). A redução foi ainda maior nas concentrações de 0,6%, 0,8% e 1,0%, que apresentaram populações, respectivamente, de 478, 323 e 233 nematoides.

Nota-se, para a variável fator de reprodução, nos dois ensaios, que o produto à base de *P. lilacinum* ocasionou redução no fator de reprodução do fitonematoide, mostrando, dessa forma, eficiência no manejo de *P. coffeae* (Figuras 1D e 2E). No primeiro ensaio, o valor encontrado na testemunha reduziu para a metade já na concentração de 0,6%. Essa redução é ainda mais acentuada nas concentrações de 0,8% e 1,0%, nas quais os fatores de reprodução

foram de 0,25 e 0,17, respectivamente. Com nematicida químico, novamente, foi observado o melhor resultado na supressão da população de *P. coffeae*, ficando novamente próximo da maior concentração do bionematicida, com fator de reprodução de 0,10. Comportamento semelhante foi obtido no ensaio II, em que a testemunha apresentou fator de reprodução superior a 1, enquanto, sob todas as concentrações de Lilacel[®], o fator de reprodução ficou abaixo de 1, evidenciando a eficiência do produto biológico em reduzir a reprodução do nematoide. Verifica-se que as maiores concentrações (0,8% e 1,0%) mostraram resultados muito próximos dos encontrados com o nematicida químico. A eficiência do controle químico com a utilização de carbofurano sobre o gênero *Pratylenchus* já foi comprovada em estudos realizados por Oliveira et al. (2011) em cana-de-açúcar, que verificaram eficiência de controle igual a 100%.

O efeito supressor de *P. lilacinum* sobre *P. coffeae* pode ser explicado pela ação que o fungo promove ao entrar em contato com os nematoides, pois, segundo Anastasiadis et al. (2008), trata-se de um fungo parasita de ovos que também pode liberar metabólitos tóxicos que impedem a penetração e a multiplicação do nematoide. Mukhtar et al. (2013) salientam ainda que o principal mecanismo de ação de *P. lilacinum* está na produção de proteases e quitinases, enzimas que dissolvem a camada vitelina da casca do ovo, fazendo com que as hifas penetrem nos ovos e destruam os estádios embrionários dos nematoides.

Estudando a eficiência de *P. lilacinum* na redução de populações de *M. incognita* na cultura do tomateiro, Silva et al. (2017a) concluíram que o agente biológico não apresentou diferença significativa da testemunha, embora tenha mostrado densidade populacional e fator de reprodução inferiores. Kiriga et al. (2018), avaliando *P. lilacinum* no manejo de *M. javanica* na cultura do abacaxizeiro, mostraram que o fungo foi eficiente no manejo do nematoide, reduzindo o número de massas de ovos, de ovos e de galhas.

Contrastando com esses resultados, Silva et al. (2017b) mostraram que *P. lilacinum* não apresentou resultados satisfatórios no controle de *Meloidogyne enterolobii* nas culturas da bananeira e do tomateiro. Os autores justificam que tal fato pode estar relacionado ao nível de inóculo que eles utilizaram (5.000 ovos / planta), recomendando o uso do *P. lilacinum* apenas em locais com baixas infestações, em conjuntos com outros métodos de controle.

Corroborando os resultados encontrados no presente estudo, Oliveira et al. (2011) constataram uma redução do número de ovos de *Pratylenchus* spp. e um fator de reprodução de 0,7 após a utilização do inoculante natural à base de *P. lilacinum* (Nemout[®]) na cultura da cana-de-açúcar. Bortolini et al. (2013) verificaram que o nematicida biológico Nemat[®] (*P. lilacinum* + *Arthrobotry* spp.), aplicado no tratamento de sementes de soja, demonstrou potencial de

controle de *P. brachyurus*, evidenciado pelo fator de reprodução que diferiu estatisticamente da testemunha.

Além disso, outras pesquisas mostram a eficiência de *P. lilacinum* sobre outros fitonematoides, principalmente *Meloidogyne* spp. Santin (2008) observou em seus estudos com feijão que *P. lilacinum* reduziu o número de galhas e o fator de reprodução de *M. incognita*. Nunes et al. (2010), avaliando o efeito de *P. lilacinum* no controle de *M. incognita*, verificaram que o fungo ocasionou uma redução do número de ovos do nematoide na cultura da soja. Machado et al. (2011), em estudo com alface e tomateiro, observaram que o número de ovos de *M. incognita* foi reduzido em 85% após a incorporação, ao solo, de esterco bovino combinado com grãos de arroz colonizados com *P. lilacinum*.

Com os resultados do presente estudo, fica evidente que o produto pode ser recomendado aos produtores para o manejo da casca-preta-do-inhame, tendo os melhores resultados sido encontrados nas concentrações de 0,8% e 1,0%.

REFERÊNCIAS CITADAS

AGROFIT. Disponível em: <<http://www.agrofit.com.br/novoportal>>. Acesso em: 29 de janeiro de 2019.

AMUSA, N. A. et al. Yam diseases and its management in Nigeria. **African Journal of Biotechnology**, v. 2, p. 497 - 502, 2003.

ANASTASIADIS, I. A. et al. The combined effect of the application of a biocontrol agent *Paecilomyces lilacinus*, with various practices for the control of root-knot nematodes. **Crop Protection**, Guildford, v. 27, p. 352 - 361, 2008.

ATKINS, S. D. et al. Development of a new management strategy for the control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) in organic vegetable production. **Pest Management Science**, v. 59, n. 2, p. 183 - 189, 2003.

BAIMEY, H. K. *Scutellonema bradys* as a pathogen of yam in Benin. Faculty of Natural and Agricultural Science, University of Pretoria, Pretoria. 146 p. 2005.

BORTOLINI, G. L. et al. Controle de *Pratylenchus brachyurus* via tratamento de semente de soja. **Enciclopédia Biosfera**, Centro Científico Conhecer – Goiânia, v. 9, n. 17, p. 818 - 830. 2013.

COOLEN, W. A.; D'HERDE C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent: State Agricultural Research Center, 77p, 1972.

COYNE, D.; AFFOKPON, A. Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: SIKORA, R. A., COYNE, D., HALLMANN J.; TIMPER, P. (Eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 3rd ed., Wallingford, UK, CAB International, p. 252 - 289, 2018.

CRAWFORD, J. M.; CLARDY, J. Bacterial symbionts and natural products. **Chemical Communications**, Cambridge, v.47, n.27, p. 7559 - 7566, 2011.

FAOSTAT (2019). Food and agriculture organisation of the United Nation. Disponível em: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Acessado em: 20 de janeiro de 2019.

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

FERREIRA, D. F. Sisvar: a computer statistical analysis system. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 35, n. 6, p. 1039 - 1042, 2011.

GOETTEL, M. S. et al. Safety of fungal biocontrol agents. In: BUTT, T. M.; JACKSON, C.; MAGAN, N. (Ed.). **Fungal as biocontrol agents: problems, progress and potential**. Wallingford: Cabi, cap. 13, p. 347 - 376. 2001.

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.

JACOBS, H. et al. Interactions between nematophagous fungi and consequences for their potential as biological agents for the control of potato cyst nematodes. **Mycological Research**, v. 107, n. 1, p. 47 - 56, 2003.

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

KERBAUY, G. **Fisiologia Vegetal**. Guanabara Koogan, RJ, 2004, 452p.

KIRIGA, A. W. et al. Effect of *Trichoderma* spp. and *Purpureocillium lilacinum* on *Meloidogyne javanica* in comercial pineapple production in Kenya. **Bilological Control**, v. 119, p. 27 - 32, 2018.

MACHADO, J. C. et al. *Paecilomyces lilacinus* e esterco bovino para o controle de *Meloidogyne incognita* em tomateiro e alface. **Nematologia Brasileira**, v. 34, n. 4, p. 231 - 235, 2011.

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.

MUKHTAR, T.; HUSSAIN, M. A.; KAYANI, M. Z. Biocontrol potential of *Pasteuria penetrans*, *Pochonia chlamydosporia*, *Paecilomyces lilacinus* and *Trichoderma harzianum* against *Meloidogyne incognita* in okra. **Phytopathologia Mediterranea**, v. 52, p. 66 - 76. 2013.

NUNES, H. T.; MONTEIRO, A. C.; POMELA, A. W. V. Uso de agentes microbianos e químico para o controle de *Meloidogyne incognita* em soja. **Acta Scientiarum. Agronomy**. Maringá, v. 32, n. 3, p. 403 - 409, 2010.

OLIVEIRA, M. K. R. S. et al. Controle biológico de fitonematóides do gênero *Pratylenchus* através de inoculante natural em cana-de-açúcar. **Revista Brasileira de Ciências Agrárias**, Recife, v. 6, n. 2, p. 203 - 207, 2011.

SANTIN, R. C. M. Potencial do uso dos fungos *Trichoderma* spp. e *Paecilomyces lilacinus* no biocontrole de *Meloidogyne incognita* em *Phaseolus vulgaris*. **Tese de Doutorado**. Porto Alegre, RS. 91 f. 2008.

SILVA, J. O. et al. Biocontrol agents in the management of *Meloidogyne incognita* in tomato. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 47, p. 10 - 17, 2017a.

SILVA, S. D. et al. Evaluation of *Pochonia chlamydosporia* and *Purpureocillium lilacinum* for suppression of *Meloidogyne enterolobii* on tomato and banana. **Journal of Nematology**, v. 49, n. 1, p. 77 - 85, 2017b.

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

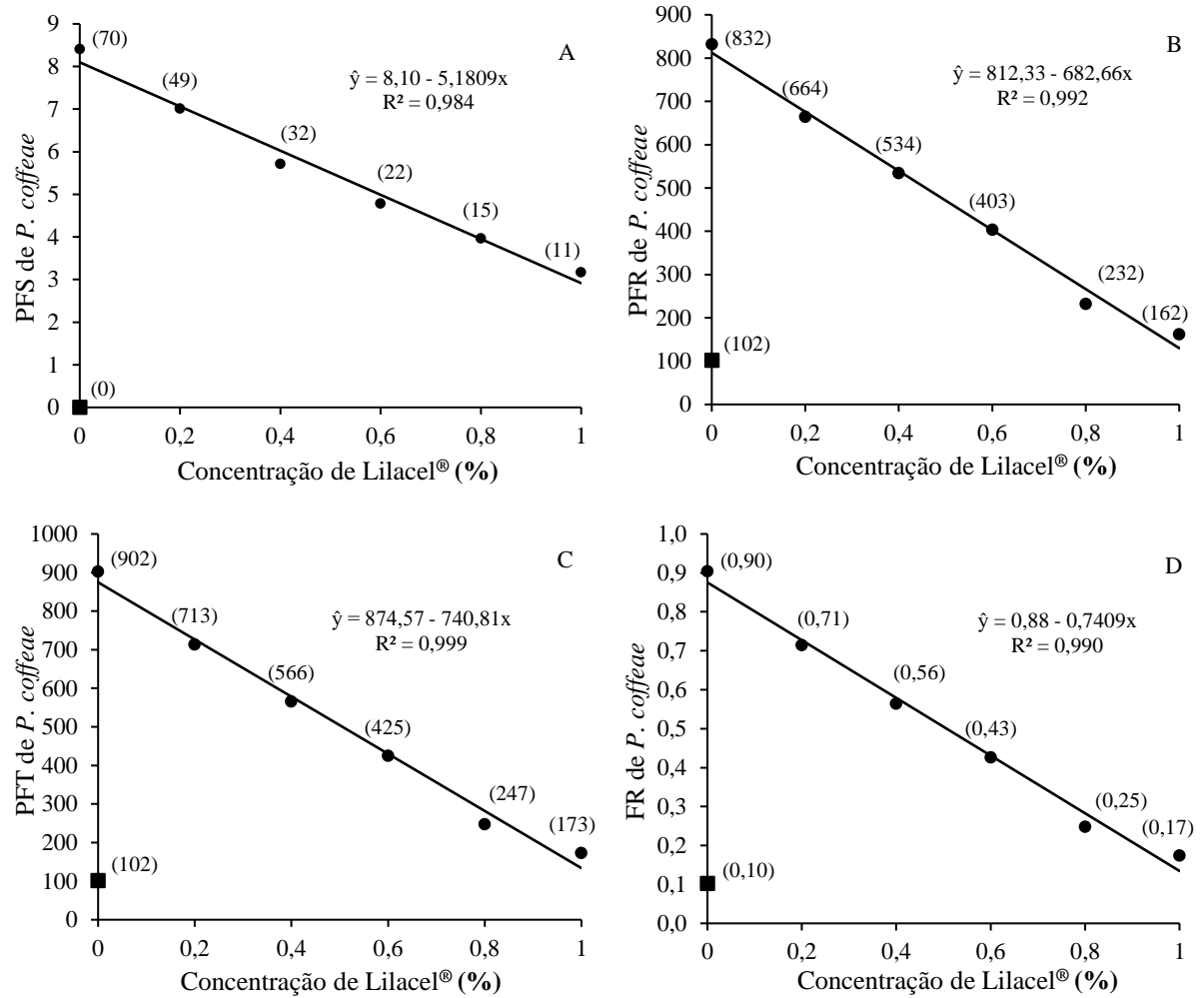


Figura 1. Efeito de diferentes concentrações de Lilacel® (*Purpureocillium lilacinum*) sobre as densidades populacionais de *Pratylenchus coffeae*, no ensaio I.

PFS = População final no solo (A); PFR = População final na raiz (B); PFT = População final total (C); FR = Fator de reprodução (D). ■ Nematicida químico (Carbofurano). Análise de variância com dados transformados em $\sqrt{x + 1}$.

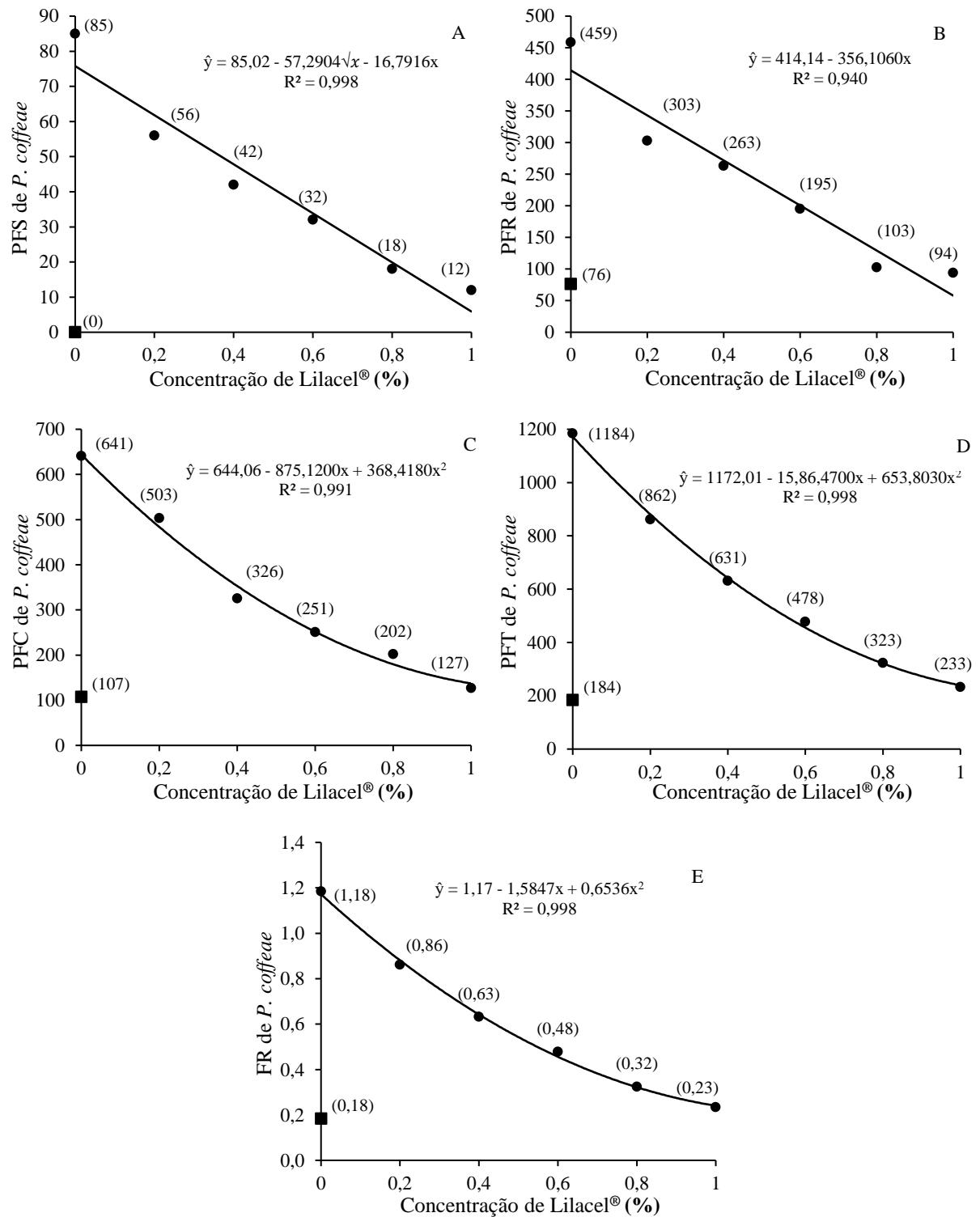


Figura 2. Efeito de diferentes concentrações de Lilacel® (*Purpureocillium lilacinum*) sobre as densidades populacionais de *Pratylenchus coffeae*, no ensaio II.

PFS = População final no solo (A); PFR = População final na raiz (B); PFC = População final na casca (C); PFT = População final total (D); FR = Fator de reprodução (E). ■ Nematicida químico (Carbofurano). Análise de variância com dados transformados em $\sqrt{x + 1}$.

ARTIGO 3

***Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with weeds in yam fields¹**

¹Trabalho elaborado conforme as normas da revista Nematology

***Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with weeds in yam fields**

Alison V.D.L. DE ALMEIDA¹, Maria de Fatima S. MUNIZ^{1,*}, Marissônia DE A. NORONHA², Renan C. DE SOUZA¹, Gilson M. FILHO¹ and Sara P. DE FARIAS¹

¹*Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Alagoas, 57100-000 Rio Largo,*

AL, Brazil

²*Embrapa - Tabuleiros Costeiros, 57100-000 Rio Largo, AL, Brazil*

Summary – Dry root disease of yam (*Dioscorea* spp.), caused by *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus coffeae* and *P. brachyurus* has great prominence among the plant disease problems of yam in Brazil. In order to evaluate the association of these nematode species with weeds, field sampling was performed during 2016 and 2017 in yam-growing areas with history of the disease within the major counties in the state of Alagoas, Brazil. The frequency of occurrence of both, weeds and nematodes, was determined in addition to the estimated nematode's population in roots. Forty-three weed species were found, within these, 23 were infected with at least one of the causal agents of the dry rot disease, being *Pratylenchus* spp. the most prevalent in the fields. *Ageratum conyzoides*, *Commelina benghalensis* and *Emilia coccinea* (in Zona da Mata) and *C. benghalensis* (Agreste region) were especially important due to their high frequency of occurrence and also for supporting populations of *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. *Cyperus flavus*, *E. coccinea* and *Spermacoce verticillata* are now recorded as new weed species associated with *S. bradys*.

Keywords - alternative hosts, *Dioscorea* spp., lesion nematodes, yam nematode.

Yams (*Dioscorea* spp.) are the fourth most important root and tuber crop (Coyne & Affokpon, 2018). World production is estimated in around 73 million tons with Nigeria being the largest producer with approximately 48 million tons. In South America, Brazil ranks second with approximately 250,000 tons produced in an area of 26,000 hectares (FAOSTAT, 2017).

Dry rot is an important field and post-harvest disease of yams, and the causal agents are the migratory endoparasitic nematodes *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew) Andr ssy, *Pratylenchus coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven and *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven. These nematode species damage yam tubers causing dark necrotic lesions in the cortex and fissures of the tuber skin (Ferraz & Brown, 2016), resulting in heavy losses from 20 to 30% in Brazil (Pinheiro, 2017). In the state of Alagoas, Brazil, these phytonematodes generally occur in mixed populations, mainly *S. bradys* and *P. coffeae* (Muniz *et al.*, 2012). According to Claudius-Cole & Aworetan (2007) and Braz *et al.* (2016) populations of these pathogens survive in the absence of yams in the soil and other plant hosts, including weeds, which can preserve or increase the level of inoculum in the soil. Besides behaving as alternative hosts, certain weeds can protect nematodes from pesticides and unfavorable environment, provide nematode suppression through antagonism, contribute to changes in future nematode biotic potential, or exert indirect effects through competition with crops or by the effects of weed control strategies on nematode populations. A prominent similarity between most major weeds and plant-parasitic nematodes is that both are place-bound organisms that are passively dispersed (Thomas *et al.*, 2005). Otherwise, infected propagative material provides the main source for nematodes' dissemination (Moura, 2016; Coyne & Affokpon, 2018).

A number of reports have been published on nematodes that are commonly associated with weeds growing in the same fields as crops, such as *Radopholus similis* (Cobb) Thorne, *Helicotylenchus* spp., *Pratylenchus* spp., *Hoplolaimus seinhorsti* Luc, *Meloidogyne* spp.,

Rotylenchulus reniformis Linford & Oliveira (Quénéhervé *et al.*, 2006), *P. speijeri* Luca, Troccoli, Duncan, Subbotin, Waeyenberge, Coyne, Brentu & Inserra (Brentu *et al.*, 2013) in infested banana (*Musa* spp.) fields and *R. reniformis* in cotton areas (Molin & Stetina, 2016). However, there are few studies about weeds serving as reservoirs for the causal agents of the dry rot disease of yams (Carmo *et al.*, 2014). Therefore, the objective of the present study was to survey the occurrence of *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. in yam fields in the state of Alagoas in order to evaluate their association with weeds.

Materials and methods

FIELD SURVEY AND IDENTIFICATION OF WEED SPECIES

The survey was performed between 2016 and 2017 in two climatically different regions, involving 11 counties within the state of Alagoas, which are representative of the major yam-growing areas. These counties included Paulo Jacinto, Chã Preta, Viçosa, Quebrangulo, Mar Vermelho, Branquinha, Flexeiras and Murici (called Zona da Mata, with 28 areas); Taquarana, Arapiraca and Limoeiro de Anadia (Agreste region, with 13 areas), with a total of 41 areas.

Weeds were sampled during yam cultivation, between five to nine months after planting, in areas with history of dry rot disease incidence. Five plants of each weed species were randomly selected from each area, based on highest frequency, and removed from the soil using a hand trowel. Roots were separated from soil by gently tapping off, and the whole plants were sealed in plastic bags, labeled, placed in cooler boxes, and taken to the Phytopathology Laboratory at the Federal University of Alagoas, within 8 h after sampling. At the laboratory, the aerial portions were removed for botanical classification using a scissor, and the root

systems, combined for each weed species, were then stored in a refrigerator at a temperature between 5-7°C for a maximum period of 24 hours before nematode extraction.

Identification of weed species was performed according to the classification system APG III (The Angiosperm Phylogeny Group, 2009), based on morphological characteristics, with the aid of specific literature (Kissman & Groth, 1997; 1999; 2000; Lorenzi, 2006; 2014).

EXTRACTION, QUANTIFICATION AND FREQUENCY OF NEMATODES ON WEEDS

Roots were washed under tap water, cut into 1-3 cm pieces and composite samples of 5 g roots were processed according Coolen & D'Herde (1972). After extraction, nematodes were killed and fixed in hot 4% formaldehyde solution. The population densities of nematode suspensions were assessed from 1 mL aliquots with the aid of Peters counting slides under an inverted light microscope at 100x magnification. The identification of nematodes was based on morphological characters of mature females according to Mai & Mullin (1996) and Castillo & Vovlas (2007).

The frequency of occurrence of weeds and nematodes was calculated according to Ntidi *et al.* (2012): $FOW = \left(\frac{NLW}{NL}\right) \times 100$, where FOW is the frequency of occurrence of the weed; NLW - number of localities where the weed species occurred; NL - number of localities sampled. $FON = \left(\frac{NN}{NL}\right) \times 100$, where: FON - frequency of occurrence of nematodes; NN - number of times the nematode species occurred in roots of each weed species.

Results

FIELD SURVEY AND IDENTIFICATION OF WEED SPECIES

Forty-three different weed plants belonging to 19 families were found, with the Asteraceae family being predominant (11 species), followed by Cyperaceae with six species (Table 1). The most frequent weed species in Zona da Mata were *Commelina benghalensis* (82%), followed by *Gnaphalium* sp. (79%), *Ageratum conyzoides* (71%), *Hyptis pectinata* (64%) and *Emilia coccinea* (61.0%). In the Agreste region the prevalent weed species were *C. benghalensis* and *A. conyzoides* with 100% and 31% respectively.

IDENTIFICATION, FREQUENCY, AND POPULATION DENSITIES OF NEMATODES ON WEEDS

Pratylenchus spp. (*P. coffeae* and *Pratylenchus* sp.) were identified in the areas surveyed, being *P. coffeae* the predominant species and accounting for up to 96% of the overall *Pratylenchus* populations.

For both regions, Zona da Mata and Agreste, *C. benghalensis*, *Gnaphalium* sp., *A. conyzoides*, *H. pectinata*, and *E. coccinea* were associated with at least one nematode species (Tables 2 and 3). Seven of the 42 weed species found in Zona da Mata region were parasitised by both nematode species while 15 were hosts only for *Pratylenchus* spp., and 20 weed species showed no nematodes infecting their roots (Table 2). On the other hand, in Agreste region, 24 weed species were recorded, and among these species only *C. benghalensis* and *Richardia brasiliensis* were hosts for both nematodes; 11 species were parasitised by only *Pratylenchus* spp.; whereas 11 species were not infected by nematodes (Table 3).

In the Zona da Mata region, the highest frequency of occurrence for *S. bradys* was observed in roots of *C. benghalensis* (39%) and *A. conyzoides* (18%), whereas the highest population density of this nematode was observed in roots of *Phyllanthus* sp., (8 individuals/g

of root). However, this weed species showed a low FOW (7%). Seven weed species showed FOW ranging from 79% to 43%, concerning their association with *Pratylenchus* spp., particularly *C. benghalensis*, *Gnaphalium* sp., *A. conyzoides*, and *E. coccinea*. The highest population densities for *Pratylenchus* spp. were observed in roots of *Brachiaria* sp., *Cyperus laxus*, *Mimosa pudica* and *Scoparia dulcis* (14 to 16 individuals/g of root) (Table 2). In the Agreste region, the highest frequency of occurrence for *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. was also observed in *C. benghalensis* with 54% and 77%, and mean population density ranging from 2 to 4 individuals/g of root, respectively (Table 3).

Discussion

Management methods recommended for dry rot disease of yams are based on the use of healthy propagative material planted on areas free of the nematodes (Moura, 2016). Hence, efforts to reduce wild plant hosts that support nematodes should be considered in order to deprive the pathogens from alternative food sources during the yam cropping season. The presence of alternative hosts reduces the efficacy of management techniques designed to lower plant-parasitic nematode populations and thereby enhances crop injury that is proportional to the size of the nematode population (Thomas *et al.*, 2005).

There are few studies on the host range of weed plants for *S. bradys*. Under greenhouse conditions, Adesiyani (1976) included *Corchorus olitorius* and *Tridax procumbens* as poor host and non-host of this nematode species, respectively. However, in a different study, *T. procumbens* was considered as non-host/poor host for this nematode species, depending of the type of inoculum (naturally infested *S. bradys* soil or sterilized soil infested with the nematode) (Kayode & Claudius-Cole, 2017). On the other hand, Claudius-Cole & Aworetan (2007)

verified that *C. benghalensis* supports the reproduction of this nematode. The findings of the present study are in-line with reports by these authors.

The current study also showed an association between *S. bradys* and *A. conyzoides*, *Portulaca oleracea* and *R. brasiliensis*, different from the findings previously reported by Carmo *et al.* (2014) which classified these weed species as non-hosts for this nematode species. These differences can be attributed to the genetic variability of the weed and nematode populations and also to environmental factors. For the first time, *S. bradys* was observed in association with *C. flavus*, *E. coccinea* and *Spermacoce verticillata*.

The higher prevalence of *P. coffeae* can be justified by its wide host range of over 250 plant species, covering almost all plant families (Burke *et al.*, 2005). In terms of host status of weeds to *Pratylenchus* spp. Quénéhervé *et al.* (1995; 2006) found that *Amaranthus spinosus*, *Emilia fosbergii*, *Eleusine indica* and *Solanum americanum* were not parasitised by the nematode, in accordance with the present study. Furthermore, *M. pudica* and *P. oleraceae* referred as host for *P. coffeae* (Bendixen, 1988) were also infected by this nematode species in the present study. Otherwise, the lowest nematode population densities observed in Agreste region when compared to Zona da Mata, could be attributed to differences in environmental factors and also to a lower number of samples collected.

Many weed species were not associated with the causal agents of dry rot disease of yam. However, this result does not necessarily means that such association cannot occur; for instance, *S. bradys* was associated with *A. conyzoides*, *E. coccinea*, *Phyllanthus* sp. and *P. oleracea* in Zona da Mata, but the nematode was not detected in the Agreste region. In addition, association between *C. esculentus* and *Pratylenchus* spp. was not observed in this region. Thus, greenhouse tests are necessary in order to confirm the host status for these weeds.

Considering that some weed plant species were found to host causative agents of the dry rot of yam, management practices which suppress populations of these plant species will

contribute to reduce nematode populations for the next cropping season. In addition, weed plants that were non-hosts for phytonematodes, could be tested for the management of these pathogens, through the test of their extracts, as observed by Ferreira *et al.* (2013) while using the weed *T. procumbens* against *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood.

In conclusion, *C. benghalensis*, *A. conyzoides* and *E. coccinea* were the most frequently weed species found in yam growing areas in Alagoas, being associated with *S. bradys* and *Pratylenchus* spp. *Cyperus flavus*, *E. coccinea* and *S. verticillata* are now recorded as new weed species being associated with *S. bradys* in field conditions.

Acknowledgments

This study was financed in part by the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel - Brazil (CAPES) - Finance Code 001. The authors also thank CNPq (Project 446760/2014-5), and Fapeal (Project 60030001273/2017), for the financial support.

References

- Adesiyun, S.O. (1976). Host range studies of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. *Nematropica* 6, 60-63.
- APG III. (2009). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society* 161, 105-121.

- Bendixen, L.E. (1988). Weed hosts of *Heterodera*, the cyst, and *Pratylenchus*, the root-lesion, nematodes. The Ohio State University, Ohio Agricultural Research and Development Center Wooster, Ohio. Special Circular 117, 58p.
- Braz, G.B.P., Oliveira Jr, R.S., Constantin, J., Raimondi, R.T., Ribeiro, L.M., Gemelli, A. & Takano, H.K. (2016). Plantas daninhas como hospedeiras alternativas para *Pratylenchus brachyurus*. *Summa Phytopathologica* 42, 233-238. DOI: 10.1590/0100-5405/2129.
- Brentu, F.C., Amoatey, C. & Oppong, E. (2013). Weed hosts of the root-lesion nematode *Pratylenchus speijeri* in replanting sites cleared from nematode-infested plantain cv. Apantu-pa (*Musa* spp., Aab-group) fields in Ghana. *Nematropica* 43, 91-96.
- Burke, M., Scholl, E.H., Bird, D.M., Schaff, J.E., Coleman, S., Crowell, R., Diener, S., Gordon, O., Graham, S., Wang, X., Windham, E., Wright, G.M. & Opperman, C.H. (2015). The plant parasite *Pratylenchus coffeae* carries a minimal nematode genome. *Nematology* 17, 621-637. DOI: 10.1163/15685411-00002901.
- Carmo, D.O., Almeida, N.S. & Souza, J.T. (2014). Infectivity and reproduction of *Scutellonema bradys* on weeds and cultivated plant species. *Nematology* 16, 175-183. DOI: 10.1163/15685411-00002755.
- Castillo, P. & Vovlas, N. (2007). *Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management. Nematology monographs and perspectives, v.6. Leiden-Boston, Brill Academic Publishers.
- Claudius-Cole, A.O. & Aworetan, A.O. (2007). 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* 5, 132-142.
- Coolen, W.A. & D'Herde, C.J. (1972). *A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue*. Ghent, State Agricultural Research Center.

- Coyne, D. & Affokpon, A. (2018). Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: Sikora, R.A., Coyne, D., Hallmann J. & Timper, P. (Eds). *Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture*. 3rd ed., Wallingford, UK, CAB International, pp. 252-289.
- FAOSTAT (2017). Food and Agriculture Organization of the United Nation. Available: <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>. Accessed: December 30, 2018.
- Ferraz, L.C.C.B. & Brown, D.J.F. (2016). *Nematologia em plantas: fundamentos e importância*. Manaus, Norma Editora.
- Ferreira, I.C.M., Silva, G.S. & Nascimento, F.S. (2013). Efeito de extratos aquosos de espécies de Asteraceae sobre *Meloidogyne incognita*. *Summa Phytopathologica* 39, 44-44. DOI: 10.1590/S0100-54052013000100007.
- Kayode, O. A. & Claudius-Cole, A. O. (2017) Host efficiency of *Scutellonema bradys* in yam companion crops in Nigeria. *International Journal of Plant & Soil Science* 15, 1-10.
- Kissmann, K.G. & Groth, D. (1997). *Plantas infestantes e nocivas*. 2. ed. São Paulo, BASF. Tomo I.
- Kissmann, K.G. & Groth, D. (1999). *Plantas infestantes e nocivas*. 2. ed. São Paulo, BASF. Tomo II.
- Kissmann, K.G. & Groth, D. (2000). *Plantas infestantes e nocivas*. 2. ed. São Paulo, BASF. Tomo III.
- Lorenzi, H. (2006). *Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional*. 6.ed. São Paulo, Instituto Plantarum.
- Lorenzi, H. (2014). *Manual de identificação e controle de plantas daninhas: plantio direto e convencional*. 7. ed. Nova Odessa, SP, Instituto Plantarum.

- Mai, W.F. & Mullin, P.G. (1996). *Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera*. 5. ed. New York, Cornell University.
- Molin, W.T. & Stetina, S.R. (2016). Weed hosts and relative weed and cover crop susceptibility to *Rotylenchulus reniformis* in the Mississippi Delta. *Nematropica* 46,121-131.
- Moura, R.M. (2016). Doenças do inhame-da-Costa. In: Amorim, L., Rezende, J.A.M., Bergamin Filho, A. & Camargo, L.E.A. (Eds). *Manual de Fitopatologia – doenças das plantas cultivadas*. 5.ed. Ouro Fino, MG, Agronômica Ceres, v.2, pp. 477-483.
- Muniz, M.F.S., Silva, E.J., Castro, J.M.C., Rocha, F.S., Alencar, L.M.C. & Gonzaga, V. (2012). Intensity of dry rot disease of yam in the state of Alagoas, Brazil. *Nematropica* 42, 198-200.
- Ntidi, K.N., Fourie, H., Mc Donald, A.H., De Waele, D. & Mienie, C.M.S. (2012). Plant-parasitic nematodes associated with weeds in subsistence agriculture in South Africa. *Nematology* 14, 875-887. DOI: 10.1163/156854112X632187.
- Pinheiro, J.B. (2017). *Nematoides em hortaliças*. Brasília, DF, Embrapa.
- Quénéhervé, P., Drob, F. & Topart, P. (1995). Host status of some weeds to *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp., *Helicotylenchus* spp. and *Rotylenchulus reniformis* associated with vegetables cultivated in polytunnels in Martinique. *Nematropica* 25, 149-157.
- Quénéhervé, P., Chabrier, C., Auwerkerken, A., Topart, P., Martiny, B. & Marie-Luce, S. (2006). Status of weeds as reservoirs of plant parasitic nematodes in banana fields in Martinique. *Crop Protection* 25, 860-867. DOI: 10.1016/j.cropro.2005.11.009.
- Thomas S.H., Schroeder, J. & Murray, L.W. (2005). The role of weeds in nematode management. *Weed Science* 53, 923–928. DOI: 10.1614/WS-04-053R.1.

Table 1. Family, scientific and common names of weed species collected in the major yam-growing areas in the state of Alagoas, during 2016 and 2017.

Family	Scientific name	Common name
Amaranthaceae	<i>Amaranthus deflexus</i>	Largefruit amaranth
Amaranthaceae	<i>Amaranthus retroflexus</i>	Redroot amaranth
Amaranthaceae	<i>Amaranthus spinosus</i>	Spiny pigweed
Asteraceae	<i>Acanthospermum hispidum</i>	Starbur
Asteraceae	<i>Ageratum conyzoides</i>	Billygoat weed
Asteraceae	<i>Centratherum punctatum</i>	Brazilian button flower
Asteraceae	<i>Conyza</i> sp.	Hairy fleabane
Asteraceae	<i>Eclipta alba</i>	False Daisy
Asteraceae	<i>Emilia coccinea</i>	Scarlet tasselflower
Asteraceae	<i>Emilia fosbergii</i>	Florida tasselflower
Asteraceae	<i>Gnaphalium</i>	Cudweed
Asteraceae	<i>Praxelis pauciflora</i>	Common white snakeroot
Asteraceae	<i>Spilanthes acmella</i>	Toothache
Asteraceae	<i>Tridax procumbens</i>	Tridax dayse
Boraginaceae	<i>Heliotropium indicum</i>	Indian heliotrope
Caryophyllaceae	<i>Drymaria cordata</i>	Tropical chickweed
Commelinaceae	<i>Commelina benghalensis</i>	Wandering jew
Cyperaceae	<i>Cyperus distans</i>	Piedmont flatsedge
Cyperaceae	<i>Cyperus esculentus</i>	Yellow nutsedge
Cyperaceae	<i>Cyperus flavus</i>	Denton's flatsedge
Cyperaceae	<i>Cyperus iria</i>	Rice flatsedge
Cyperaceae	<i>Cyperus laxus</i>	Sedge
Cyperaceae	<i>Cyperus surinamensis</i>	Tropical flatsedge
Euphorbiaceae	<i>Euphorbia hyssopifolia</i>	Hyssop leaf sandmat
Fabaceae	<i>Indigofera</i> sp.	Indigo
Fabaceae	<i>Mimosa pudica</i>	Common sensitive plant
Lamiaceae	<i>Hyptis pectinata</i>	Comb hyptis
Malvaceae	<i>Corchorus olerorius</i>	Jute
Malvaceae	<i>Sida</i> sp.	Fanpetals
Malvaceae	<i>Waltheria</i> sp.	Sleepy morning
Molluginaceae	<i>Mollugo verticillata</i>	Green carpetweed
Onagraceae	<i>Ludwigia leptocarpa</i>	Anglestem primrose-willow
Phyllanthaceae	<i>Phyllanthus</i> sp.	Seed-under-leaf
Piperaceae	<i>Peperomia transparens</i>	Peperomia
Plantaginaceae	<i>Scoparia dulcis</i>	Sweet broom weed
Poaceae	<i>Brachiaria</i> sp.	Signal grass
Poaceae	<i>Digitaria</i> sp.	Crabgrass
Poaceae	<i>Eleusine indica</i>	Goosegrass
Portulacaceae	<i>Portulaca oleracea</i>	Little hogweed
Rubiaceae	<i>Richardia brasiliensis</i>	White eye
Rubiaceae	<i>Richardia grandiflora</i>	Largeflower mexican clover
Rubiaceae	<i>Spermacoce verticillata</i>	Shrubby false buttonwood
Solanaceae	<i>Solanum americanum</i>	American black nightshade

Table 2. Frequency of occurrence of weed species, frequency and population densities of *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. per gram of root, in Zona da Mata Region.

Weeds – number of samples	FOW (%)	<i>Scutellonema bradys</i>		<i>Pratylenchus</i> spp.	
		FON (%)	PD	FON (%)	PD
<i>Acanthospermum hispidum</i> - 2	7.14	0	0	0	0
<i>Ageratum conyzoides</i> - 20	71.43	17.85	4 (0 - 6)*	64.29	8 (0 - 38)
<i>Amaranthus deflexus</i> - 3	10.71	0	0	0	0
<i>Amaranthus retroflexus</i> - 1	3.57	0	0	3.57	2
<i>Amaranthus spinosus</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Brachiaria</i> sp. - 3	10.71	0	0	10.71	14 (4 - 22)
<i>Centratherum punctatum</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Commelina benghalensis</i> - 23	82.14	39.29	3 (0 - 6)	78.57	9 (0 - 32)
<i>Conyza</i> sp. - 6	21.43	0	0	0	0
<i>Corchorus olitorius</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Cyperus distans</i> - 2	7.14	0	0	0	0
<i>Cyperus esculentus</i> - 8	28.57	0	0	28.57	6 (2 - 18)
<i>Cyperus flavus</i> - 2	7.14	3.57	4 (0 - 4)	7.14	2
<i>Cyperus iria</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Cyperus laxus</i> - 7	25.00	0	0	25.00	15 (2 - 42)
<i>Cyperus surinamensis</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Digitaria</i> sp. - 2	7.14	0	0	7.14	12 (2 - 22)
<i>Drymaria cordata</i> - 1	3.57	0	0	3.57	2
<i>Eclipta alba</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Eleusine indica</i> - 8	28.57	0	0	0	0
<i>Emilia coccinea</i> - 17	60.71	7.14	3 (0 - 4)	60.71	7 (2 - 30)
<i>Emilia fosbergii</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Euphorbia hyssopifolia</i> - 2	7.14	0	0	0	0
<i>Gnaphalium</i> sp. - 22	78.57	0	0	67.88	4 (0 - 22)
<i>Heliotropium indicum</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Hyptis pectinata</i> - 18	64.29	0	0	57.14	6 (0 - 18)
<i>Indigofera</i> sp. - 1	3.57	0	0	3.57	12
<i>Ludwigia leptocarpa</i> - 3	10.71	0	0	0	0
<i>Mimosa pudica</i> - 9	32.14	0	0	32.14	14 (2 - 30)
<i>Mollugo verticillata</i> - 7	25.00	0	0	25.00	4 (2 - 12)
<i>Peperomia transparens</i> - 2	7.14	0	0	0	0
<i>Phyllanthus</i> sp. - 8	28.57	7.14	8 (0 - 12)	25.00	9 (0 - 36)
<i>Portulaca oleracea</i> - 1	3.57	3.57	2	3.57	4
<i>Praxelis pauciflora</i> - 5	17.86	0	0	0	0
<i>Richardia grandiflora</i> - 2	7.14	0	0	7.14	4 (2 - 6)
<i>Scoparia dulcis</i> - 2	7.14	0	0	7.14	16 (14 - 18)
<i>Sida</i> sp. - 5	17.86	0	0	17.88	5 (2 - 16)
<i>Solanum americanum</i> - 2	7.14	0	0	0	0
<i>Spermocoe verticillata</i> - 13	46.43	3.57	2 (0 - 2)	42.88	5 (0 - 14)
<i>Spilanthus acmella</i> - 13	46.43	0	0	42.88	3 (0 - 8)
<i>Tridax procumbens</i> - 1	3.57	0	0	0	0
<i>Waltheria</i> sp. - 1	3.57	0	0	0	0

FOW = Frequency of occurrence of weed species. FON = Frequency of occurrence of nematodes on weed roots. PD = nematode population densities. *Mean (range).

Table 3. Frequency of occurrence of weed species, frequency and population densities of *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp., per gram of root, in Agreste Region.

Weeds – number of samples	FOW (%)	<i>Scutellonema bradys</i>		<i>Pratylenchus</i> spp.	
		FON (%)	PD	FON (%)	PD
<i>Acanthospermum hispidum</i> - 2	15.38	0	0	0	0
<i>Ageratum conyzoides</i> - 4	30.77	0	0	15.38	4 (0 - 4)
<i>Amaranthus retroflexus</i> - 2	15.38	0	0	7.69	6 (0 - 6)
<i>Amaranthus spinosus</i> - 2	15.38	0	0	0	0
<i>Centratherum punctatum</i> - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Commelina benghalensis</i> - 13	100.00	53.85	2 (0 - 4)*	76.92	4 (0 - 8)
<i>Conyza</i> sp. - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Cyperus esculentus</i> - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Digitaria</i> sp. - 1	7.69	0	0	7.69	2
<i>Drymaria cordata</i> - 1	7.69	0	0	7.69	2
<i>Eclipta alba</i> - 1	15.38	0	0	0	0
<i>Eleusine indica</i> - 1	15.38	0	0	0	0
<i>Emilia coccinea</i> - 1	7.69	0	0	7.69	4
<i>Gnaphalium</i> sp. - 2	15.38	0	0	7.69	6 (0 - 4)
<i>Heliotropium indicum</i> - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Mimosa pudica</i> - 1	7.69	0	0	7.69	2
<i>Phyllanthus</i> sp. - 2	7.69	0	0	7.69	4 (0 - 4)
<i>Portulaca oleracea</i> - 2	15.38	0	0	15.38	2 (2 - 4)
<i>Praxelis pauciflora</i> - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Richardia brasiliensis</i> - 2	7.69	7.69	2 (0 - 2)	7.69	2 (0 - 4)
<i>Richardia grandiflora</i> - 2	15.38	0	0	7.69	4 (0 - 2)
<i>Solanum americanum</i> - 1	7.69	0	0	0	0
<i>Spilanthus acmella</i> - 2	15.38	0	0	15.38	2
<i>Tridax procumbens</i> - 1	7.69	0	0	0	0

FOW = Frequency of occurrence of weed species. FON = Frequency of occurrence of nematodes on weed roots. PD = nematode population densities. *Mean (range).

APÊNDICES

APÊNCIDE A – Plantas de inhame cultivadas em vasos e mantidas sob condições de telado. (A) Ensaio 1 (2016) e (B) Ensaio 2 (2017), referentes ao experimento do artigo 1.



Fonte: Autor, 2016.



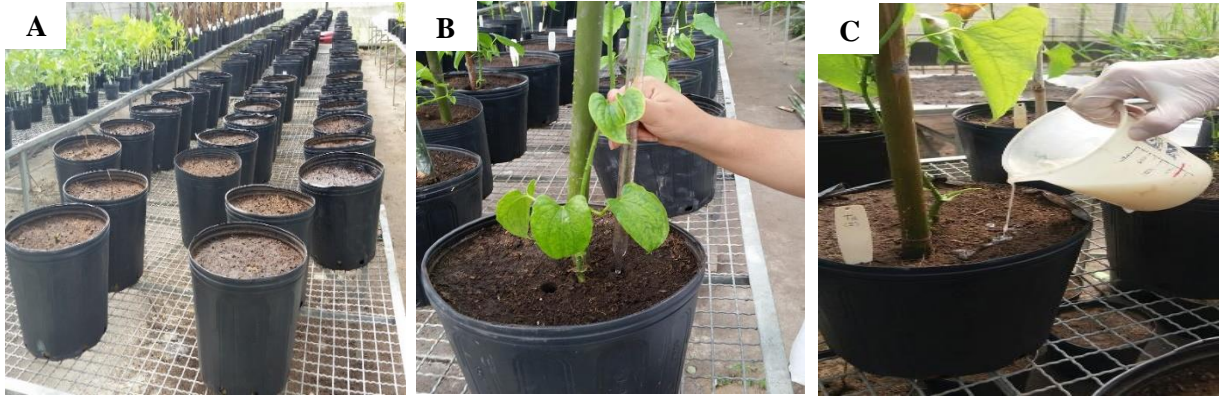
Fonte: Autor, 2017.

APÊNDICE B - Macho (esquerda) e fêmea (direita) de *Scutellonema bradys* extraídos de amostras da população inicial do experimento do artigo 1.



Fonte: Autor, 2017.

APÊNDICE C – Práticas realizadas no experimento do artigo 2. (A) Vasos com rizóforos-
samente de inhame plantados; (B) Infestação de *Pratylenchus coffeae*; (C) Aplicação dos
tratamentos.



APÊNDICE D - (A) Fêmea (esquerda) e macho (direita) de *Pratylenchus coffeae* extraídos de
amostras da população inicial do experimento do artigo 2.



Fonte: Autor, 2017.

APÊNDICE E - Plantas de inhame submetidas a diferentes concentrações do bionematicida à base de *Purpureocillium lilacinum* (Lilacel®). (A) Ensaio I, realizado em 2016; (B) Ensaio II, conduzido em 2017, referentes ao experimento do artigo 2.

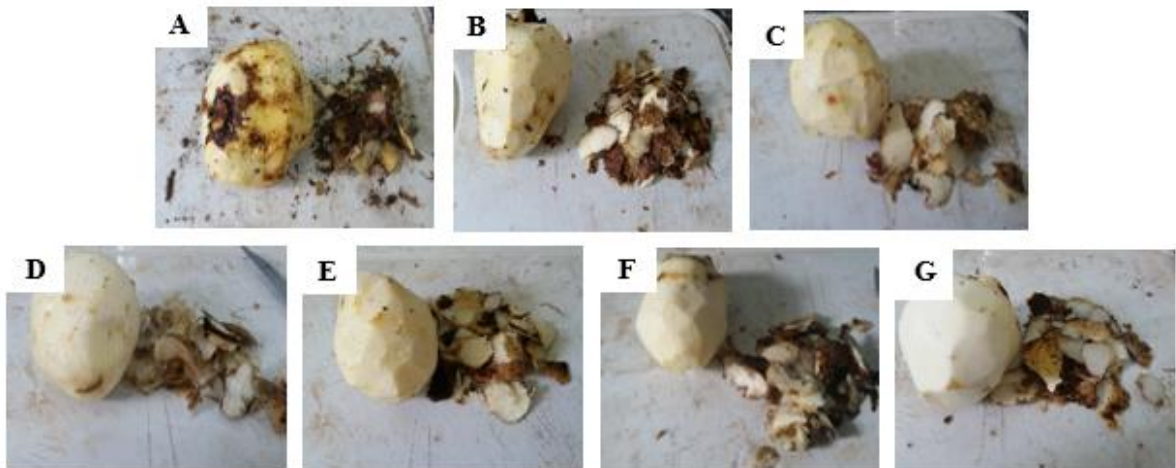


Fonte: Autor, 2016.



Fonte: Autor, 2017.

APÊNDICE F - Efeitos dos tratamentos sobre os rizóforos de inhame, no ensaio II. (A) Controle negativo; Concentrações de Lilacel® (B) 0,2%; (C) 0,4%; (D) 0,6%; (E) 0,8%; (F) 1,0%; (G) Nematicida químico (Carbofurano).



Fonte: Autor, 2017.

APÊNDICE G - Municípios alagoanos onde foram realizadas as coletas das plantas daninhas do experimento do artigo 3, suas respectivas coordenadas geográficas e zonas climáticas.

Município	Código da área	Coordenadas geográficas		Zona climática
		S	W	
Arapiraca	3	09° 48.107'	36° 32.248'	Agreste
	7	09° 48.292'	36° 32.166'	
	9	09° 47.586'	36° 34.893'	
Limoeiro de Anadia	2	09° 46.970'	36° 31.439'	Agreste
	4	09° 46.093'	36° 31.273'	
	5	09° 46.978'	36° 31.467'	
	6	09° 46.988'	36° 31.367'	
	8	09° 46.990'	36° 31.447'	
Taquarana	10	09°39.273'	36°27.572'	Agreste
	11	09°39.589'	36°27.337'	
	12	09°39.706'	36°26.669'	
	13	09°39.620'	36°25.337'	
	41	09°39.670'	36°28.068'	
Branquinha	1	09° 14.440'	36° 00.550'	Zona da Mata
Chã Preta	22	09° 15.562'	36° 17.691'	Zona da Mata
	23	09° 14.978'	36° 19.596'	
	24	09° 14.925'	36° 19.499'	
	25	09° 15.179'	36° 17.575'	
Flexeiras	29	09° 18.271'	35° 42.313'	Zona da Mata
	30	09°18.270'	35° 42.522'	
Mar Vermelho	33	09°27.318'	36°23.359'	Zona da Mata
	34	09°27.302'	36°23.793'	
	35	09°27.021'	36°23.566'	
Murici	36	09°15.532'	35°54.769'	Zona da Mata
	37	09°15.351'	35°54.448'	
Paulo Jacinto	14	09° 20.358'	36° 22.784'	Zona da Mata
	15	09° 20.257'	36° 22.544'	
	16	09° 20.451'	36° 22.314'	
	17	09° 20.983'	36° 22.370'	
Quebrangulo	31	09°16.386'	36°24.492'	Zona da Mata
	32	09°16.423'	36°24.620'	
Viçosa	18	09° 18.881'	36° 20.069'	Zona da Mata
	19	09° 19.167'	36° 20.190'	
	20	09° 19.123'	36° 20.032'	
	21	09° 19.990'	36° 19.022'	
	26	09° 26.008'	36° 21.357'	
	27	09° 25.456'	36° 21.113'	
	28	09° 26.671'	36° 19.993'	
	38	09°20.027'	36°19.627'	
	39	09°19.249'	36°19.526'	
40	09°19.274'	36°19.554'		