



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

CECILIA HERNANDEZ RAMIREZ

**EFEITO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE NEMATOIDES CAUSADORES DA
CASCA-PRETA-DO-INHAME**

RIO LARGO – AL
2020

CECILIA HERNANDEZ RAMIREZ

**EFEITO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE NEMATOIDES CAUSADORES DA
CASCA-PRETA-DO-INHAME**

Dissertação de Mestrado apresentada ao programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas.

Orientadora: Profa. Dra. Maria de Fátima
Silva Muniz

RIO LARGO – AL
2020

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

R173e Ramirez, Cecilia Hernandez.

Efeito de produtos biológicos sobre nematóides causadores da casca-preta-do-inhame. / Cecilia Hernandez Ramirez. – 2020.

38 f.: il.

Orientadora: Maria de Fátima Silva Muniz

Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) – Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas, Campus de Engenharias e Ciências Agrárias, Universidade Federal de Alagoas. Rio Largo, 2020.

Bibliografia: f. 32 – 38.

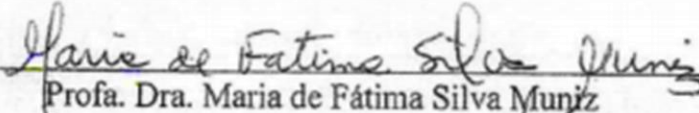
1. Controle biológico.
2. *Dioscorea* spp.
3. *Scutellonema bradys*.
4. *Pratylenchus* sp.

CDU:633.496:632

CECILIA HERNANDEZ RAMIREZ

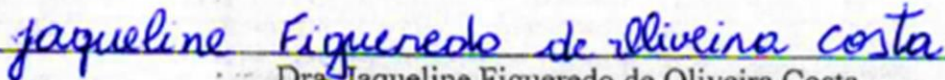
**EFEITO DE PRODUTOS BIOLÓGICOS SOBRE NEMATOIDES CAUSADORES DA
CASCA-PRETA-DO-INHAME**

Dissertação de Mestrado submetida ao corpo docente do Programa de Pós-Graduação em Proteção de Plantas da Universidade Federal de Alagoas, como requisito parcial para a obtenção do grau de Mestre em Proteção de Plantas e aprovada em 11 de setembro de 2020.

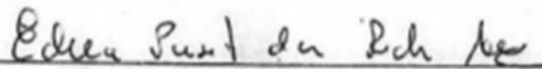


Prof. Dra. Maria de Fátima Silva Muniz
Universidade Federal de Alagoas - Orientadora

BANCA EXAMINADORA:



Dra. Jaqueline Figueredo de Oliveira Costa
Universidade Federal de Alagoas – Examinador externo



Profa. Dra. Edna Peixoto da Rocha Amorim
Universidade Federal de Alagoas – Examinador interno

RIO LARGO – AL.

2020

*Aos meus avós, Antonia García Torres e José Adrian Hernández Hernández (in memoriam), pelo amor dado em vida, e hoje, onde eles estiverem, sei que sempre estarão ao meu lado;
Aos meus pais e aos meus irmãos.*

DEDICO

AGRADECIMENTOS

A Deus pela sabedoria, coragem e paciência para atingir meu sonho de realizar o curso de mestrado.

Aos meus pais, por todos os sacrifícios e esforços impagáveis, pelo apoio que me brindaram durante toda esta trajetória.

Aos meus irmãos, pelos conselhos e apoio incondicional em todas as fases da minha vida.

À Universidade Federal de Alagoas, e à coordenação do curso de Proteção de Plantas do Centro de Ciências Agrárias pela oportunidade de me acolher como estudante no curso.

À professora Dra. Maria de Fátima Silva Muniz, por compartilhar seus conhecimentos, pela orientação, compreensão, paciência e dedicação, durante a realização deste trabalho.

Ao Professor Dr. Gilson Moura Filho, pela colaboração nas análises estatísticas deste trabalho.

À pesquisadora da Embrapa Tabuleiros Costeiros, Dra. Marissônia de Araújo Noronha, pelo fornecimento dos produtos Presence e Quartzo; a Humberto de Barros e José Edson Verçosa Junior, pela doação de amostras de Trichodermil e Bio Ax, respectivamente, indispensáveis à execução deste trabalho.

A todos os professores do programa Proteção de Plantas, a quem devo muito do meu conhecimento, obrigada por suas experiências e conselhos transmitidos durante o Mestrado.

Ao Conselho Nacional de Ciência e Tecnologia de México (CONACYT) pela concessão da bolsa de estudos para o Mestrado.

Às minhas amigas: Bibiana Mejia, Amairani Ruiz, Zoraida Perez e Perla Cruz, que apesar da distância, sempre me incentivaram.

À pós doutoranda Marylia Gabriella Silva Costa pela ajuda e conhecimentos compartilhados durante minha permanência no laboratório.

Aos colegas do laboratório que se converteram em amigos: Isabelle Magalhães, Alverlan Araújo, Geórgia Peixinho e Ana Caroline.

Aos membros da banca examinadora, Prof. Dra. Edna Peixoto da Rocha Amorim e Dra. Jaqueline Figueredo de Oliveira Costa, pelas sugestões ao trabalho.

A todos que, direta ou indiretamente, colaboraram para a realização deste trabalho, os meus sinceros agradecimentos.

RESUMO

Uma das principais doenças que afetam a cultura do inhame (*Dioscorea* spp.) no Brasil é a casca-preta causada pelos fitonematoides *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus brachyurus* e *P. coffeae*. O uso de agentes de biocontrole é uma prática que vem sendo testada visando a redução de perdas por patógenos. O presente trabalho teve por objetivos avaliar em ensaios *in vitro* e *in vivo* o efeito nematicida de produtos biológicos comerciais sobre os nematoides causadores da doença. Em testes *in vitro* foram testados Trichodermil[®] (*Trichoderma harzianum*) nas concentrações de 1,5 e 2,0 L/200L de água; Presence[®] (*Bacillus* spp.), 100 e 150 g/100L; Quartzo[®] (*Bacillus* spp.), 130 e 200 g/200L e Bio Ax[®] (rizobactérias e carbono orgânico), 5 e 7L/100L; além da testemunha (água destilada), sobre *S. bradys* e *Pratylenchus* sp. Em ensaios conduzidos em casa de vegetação, rizóforos-sementes sadios foram cultivados em solo esterilizado e aos trinta dias o solo foi infestado com uma suspensão de 1.000 espécimes de uma população mista formada por *S. bradys* e *P. coffeae*. Após 30 dias da infestação do solo foram aplicados os produtos Presence[®] 150 g/100L; Trichodermil[®] 2 L/200L; Bio Ax[®] 7 L/100L, no volume de 100 ml por vaso. Três meses após o plantio foram avaliados a brotação dos rizóforos e no quinto mês, a densidade populacional dos nematoides. A brotação dos rizóforos-semente foi de 100% em todos os tratamentos. Presence[®] e Trichodermil[®] causaram 89% e 61% de mortalidade em *S. bradys* respectivamente, nas maiores concentrações testadas. Em espécimes de *Pratylenchus* sp., destacou-se Bio Ax[®], apresentando 51% e 45% de mortalidade na maior e menor concentração, respectivamente. Em condições de casa de vegetação, Presence[®] e Bio Ax[®] mostraram-se mais efetivos na redução da densidade populacional dos nematoides, comparados à testemunha.

Palavras-chave: *Dioscorea* spp.; *Scutellonema bradys*; *Pratylenchus* sp.; controle biológico.

ABSTRACT

One of the main diseases affecting yam crops (*Dioscorea* spp.) in Brazil is the dry rot caused by *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus brachyurus* and *P. coffeae* nematodes. The use of biological control agents is a promising practice that has been tested in order to reduce losses by pathogens. The objective of this work was to evaluate the nematicidal activity of commercial biological products on yam dry rot nematodes *in vitro* and *in vivo*. Trichodermil[®] (*Trichoderma harzianum*) at a concentration of 1.5 and 2.0 L/200 L of water; Presence[®] (*Bacillus* spp.) at 100 and 150 g/100 L; Quartzo[®] (*Bacillus* spp.) at 130 and 200 g/200L; Bio Ax[®] (rhizobacteria and organic carbon) at 5 and 7L/100L; and the control (distilled water), were tested in *in vitro* assays on *S. bradys* or *Pratylenchus* sp. In experiments performed under greenhouse conditions, healthy seed tubers were planted in sterilized soil and thirty days later the soil was infested with a suspension of 1,000 specimens of a *S. bradys* and *P. coffeae* mixed population. Then, after 30 days the following products were applied to the soil: Presence[®] 150 g/100L; Trichodermil[®] 2 L/200L and Bio Ax[®] 7 L/100L, at 100 mL per pot. Three months after planting, the sprouting percentage of the seed tubers was evaluated and in the fifth month, the nematode population densities were determined. The sprouting of seed tubers was of 100% in all treatments. Presence[®] and Trichodermil[®] caused 89% and 61% mortality in *S. bradys* respectively, at the highest concentrations. In specimens of *Pratylenchus* sp., Bio Ax[®] exhibited 51% and 45% mortality at higher and lower concentrations, respectively. Under greenhouse conditions, Presence[®] and Bio Ax[®] were more effective in reducing nematode population densities, when compared to the control.

Keywords: *Dioscorea* spp.; *Scutellonema bradys*; *Pratylenchus* sp.; biological control.

SUMÁRIO

| | |
|--|-----------|
| 1 INTRODUÇÃO | 11 |
| 2 REVISÃO DE LITERATURA..... | 13 |
| 2.1 Aspectos gerais sobre a cultura do inhame | 13 |
| 2.2 Casca-preta-do-inhame | 13 |
| 2.3 Fitonematoides causadores da casca-preta..... | 14 |
| 2.3.1 <i>Scutellonema bradys</i> | 14 |
| 2.3.2 <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. coffeae</i> | 15 |
| 2.4 Medidas de controle da casca-preta-do-inhame..... | 16 |
| 2.4.1 Métodos culturais | 16 |
| 2.4.2 Métodos físicos | 176 |
| 2.4.3 Métodos químicos | 17 |
| 2.4.4 Extratos vegetais | 17 |
| 2.4.5 Métodos biológicos | 18 |
| 2.4.5.1 Fungos no controle de fitonematoides..... | 18 |
| 2.4.5.2 Bactérias no controle de fitonematoides..... | 19 |
| 2.4.5.3 Bio-ativador de plantas | 20 |
| 3 MATERIAL E MÉTODOS | 21 |
| 3.1 Ensaio <i>in vitro</i> : Efeito de produtos biológicos sobre a motilidade e mortalidade de <i>Scutellonema bradys</i> e <i>Pratylenchus</i> sp. | 21 |
| 3.2 Ensaio <i>in vivo</i> : Efeito de produtos biológicos no manejo da casca-preta | 22 |
| 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO | 24 |
| 4.1 Ensaio <i>in vitro</i> : Efeito de produtos biológicos sobre a mobilidade e mortalidade de <i>Scutellonema bradys</i> e <i>Pratylenchus</i> sp. | 24 |
| 4.2 Ensaio <i>in vivo</i> | 10 |
| 5 CONCLUSÃO..... | 12 |
| REFERÊNCIAS | 13 |

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1. Imobilidade e mortalidade de juvenis e adultos de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus* sp., após a exposição por 24 horas nas diferentes concentrações dos produtos biológicos, seguida de incubação em água por 24 horas.26
- Tabela 2. Síntese da análise da variância para as variáveis avaliadas em plantas de inhame inoculadas com *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus coffeae*, empregando diferentes produtos biológicos.29
- Tabela 3. População final de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus coffeae* em 100 cm³ de solo; população final/g de raízes após a aplicação ao solo de diferentes produtos biológicos.30

1 INTRODUÇÃO

O inhame (*Dioscorea* spp.), originário da África e pertencente à família Dioscoreaceae encontra-se distribuído em regiões tropicais, principalmente na Ásia, África, América Latina e Caribe (LEBOT, 2009). O Brasil ocupa o 13º lugar na produção, com 250 mil toneladas, em uma área de aproximadamente 26 mil hectares (FAO, 2018) e a maioria de seus campos de cultivo estão localizados na região nordeste (IBGE, 2011; NOBRE, 2012).

Durante o ciclo da cultura do inhame ocorrem vários problemas fitossanitários, dentre os quais o parasitismo pelos nematoides *Scutellonema bradys* (Steiner & LeHew) Andrassy, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven e *P. coffeae* (Zimmermann) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, agentes causais da casca-preta (MOURA, 2016). No Nordeste brasileiro, essa doença é fator limitante para a cultura, uma vez que reduz a produção e o valor comercial dos rizóforos. Em Alagoas foram detectadas populações mistas formadas por *S. bradys*, *P. brachyurus* e *P. coffeae* nas principais áreas produtoras, com incidência variando de 0,2 a 85% (MUNIZ et al., 2012).

O manejo casca-preta-do-inhame baseia-se, principalmente, na utilização de material propagativo sadio em solos livres dos patógenos e rotação de culturas com plantas antagônicas (MOURA, 2016). Não existem nematicidas registrados para uso em cultivos de inhame no Brasil (AGROFIT, 2019). Uma alternativa que vem sendo avaliada é a utilização de extratos botânicos oriundos de *Annona* spp. e *Croton heliotropifolius* Kunth (LIMA et al., 2019) e *A. squamosa* L. (MAGALHÃES, 2020). Esses produtos sofrem biodegradação rápida e podem possuir múltiplos modo de ação, com amplo espectro de uso e ação seletiva, o que resulta em menor probabilidade de desenvolvimento de resistência pelo patógeno (QUARLES, 1992; COIMBRA et al., 2006). Outra opção para o manejo desses patógenos é o controle biológico, por minimizar o dano ambiental e por ser vantajoso economicamente, quando comparado aos nematicidas químicos (COIMBRA et al., 2005; SANTOS et al., 2016).

De acordo com Stirling (1991) mais de 200 inimigos naturais de fitonematoides têm sido relatados, dentre eles, fungos e bactérias. Espécies de *Trichoderma* produzem substâncias tóxicas que podem afetar a eclosão e a mobilidade de nematoides (MEYER et al., 2000). As rizobactérias, principalmente a espécie *Bacillus subtilis* (Ehrenberg) Cohn, comumente encontradas na rizosfera e, ou, no rizoplano de plantas, apresentam-se como agentes promissores para estudos de controle biológico de doenças de plantas (FERRAZ et al., 2010).

Contudo, são escassos os trabalhos visando o manejo dos nematoides causadores da casca-preta-do-inhame usando agentes de bio-controle.

Diante do exposto, este trabalho teve como objetivos avaliar o efeito nematicida de produtos biológicos sobre *S. bradys* e *Pratylenchus* sp. *in vitro* e avaliar a eficácia dos produtos selecionados *in vitro* na redução da população de *S. bradys* e *Pratylenchus* spp., causadores da casca-preta-do-inhame, em casa de vegetação.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos gerais sobre a cultura do inhame

O inhame é originário das colônias inglesas e francesas do continente africano e teve sua dispersão a partir do período cretáceo, evoluindo em diferentes espécies do grupo no novo e velho mundo (LEBOT, 2009). Algumas de suas variedades foram trazidas para o Brasil, por europeus, em decorrência do trânsito de mercadorias e tráfico de escravos que ocorriam entre África e Ásia, em meados do século XVI (MENDES et al., 2013).

O gênero *Dioscorea* consiste em mais de 600 espécies, das quais 13 são comestíveis: *D. rotundata* Poir, *D. cayenensis* Lam, *D. dumetorum* (Kunth) Pax., *D. hispida* Dennst, *D. alata* L., *D. esculenta* (Lour.) Burk., *D. bulbifera* L., *D. opposita* (Thunb.), *D. japonica* (Thunb.), *D. trifida* L., *D. numularia* Lam, *D. transversa* Br. e *D. pentaphylla* L. (MALAURIE et al., 1998). O consumo desta hortaliça pela população mundial é elevado, utilizado como alimento básico, e caracteriza-se por apresentar propriedades nutritivas como carboidratos, amido, além de conter vitaminas A, C e do complexo B, e ser altamente energético (SANTOS, 2005; SANTOS et al., 2012; MOURA, 2016), sendo ainda utilizado para fins farmacológicos (LEBOT, 2009).

O inhame é uma cultura de grande importância econômica para os países africanos, algumas regiões da Ásia, Índia, Japão e países do Caribe. Todavia, o continente africano domina o panorama internacional, com mais de 80% da produção mundial, especialmente Nigéria, Camarões e Gana (FAO, 2018). No Brasil é cultivado principalmente na região Nordeste, destacando-se os estados da Bahia, Paraíba, Pernambuco e Alagoas (MOURA, 2016).

Durante o cultivo do inhame vários são os problemas fitossanitários, entre eles o ataque de pragas e patógenos. Porém, um dos principais é a sua suscetibilidade aos nematoides. Muitas espécies de nematoide estão associadas ao inhame, sendo os de maior importância os endoparasitas de raízes e rizóforos. São conhecidos por causar sérios danos, reduzindo principalmente a produção e qualidade dos rizóforos, dentre os quais destacam-se: *S. bradys*, *P. brachyurus*, *P. coffeae* e *Meloidogyne* spp. Goeldi (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005).

2.2 Casca-preta-do-inhame

A casca-preta-do-inhame é um dos maiores problemas fitossanitários para a cultura, pode ser causada pelos nematoides *S. bradys* e *Pratylenchus* spp. (MOURA, 2016). Esses patógenos são habitantes do solo, penetram nos rizóforos, depreciando a sua comercialização.

Scutellonema bradys possui poucos hospedeiros, enquanto *Pratylenchus* spp., podem parasitar um elevado número de espécies vegetais (NORONHA, 2015).

Os sintomas iniciais da doença se manifestam na forma de manchas amareladas nos tecidos externos dos rizóforos, os quais tornam-se marrons a negras quando a podridão-seca progride. Rachaduras também ocorrem na casca, e em casos severos, pode ocorrer total deterioração durante o armazenamento. Os danos causados pelo nematoide concentram-se nos tecidos subepidérmicos, peridérmicos e parenquimatosos dos rizóforos, a uma profundidade de 1-2 cm, podendo ocasionalmente ser mais profundos (KWOSEH et al., 2002). Nenhum sintoma foliar tem sido observado em plantas cultivadas em solo infestado com *S. bradys* (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005). As perdas na cultura do inhame podem variar de 20% a 30%, dependendo da espécie presente na área de cultivo (PINHEIRO, 2017).

2.3 Fitonematoides causadores da casca-preta

2.3.1 *Scutellonema bradys*

Scutellonema bradys é considerado um patógeno de importância econômica em muitas áreas de cultivo de inhame do mundo, tais como na África Ocidental (REDDY, 2015), África Oriental e Central, América Central, Caribe, América do Sul e Ásia (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005; CABI, 2016). No Brasil, este nematoide foi observado pela primeira vez em 1959 por Lordello, em material coletado no estado de Pernambuco, sendo na ocasião descrito como uma nova espécie, *S. dioscoreae* e posteriormente renomeado (MOURA; TEIXEIRA, 1980).

Pertencente à família Hoplolaimidae, *S. bradys* caracteriza-se por apresentar escutelo (largos fasmídeos), opostos e localizados próximo ao ânus e pela sobreposição dorsal e ventral das glândulas esofageanas sobre o intestino (GERMANI et al., 1985). É um nematoide vermiforme, medindo aproximadamente 1 mm em comprimento, possuindo um estilete bem desenvolvido, em média 23 µm (MOURA; TEIXEIRA, 1980).

O nematoide é um endoparasita migrador, encontrado em solos, raízes e rizóforos, sendo todos os estádios móveis capazes de iniciar a infecção. A reprodução ocorre por anfimixia ou fertilização cruzada; machos são comuns. A duração do ciclo varia de 16-28 dias, conforme temperatura e umidade do solo (PINHEIRO, 2017).

Embora a importância econômica de *S. bradys* seja restrita ao inhame, já foi relatado infectando mandioquinha-salsa (*Arracacia xanthorrhiza* Banc.), abóbora (*Curcubita* spp.),

caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], batata doce [*Ipomoea batatas* (L.) Lam.], gergelim (*Sesamun indicum* L.), guandu [*Cajanus cajan* (L.) Millsp], quiabo [*Abelmoschus esculentus* (L.) Moench.], tomate (*Solanum lycopersicum* L.), melão (*Cucumis melo* L.), sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench.], batata (*Solanum tuberosum* L.) (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016), e, no estado de Alagoas, em plantas daninhas tais como, tiririca [*Cyperus flavus* (Willd.) Endl.], Pincel-de-estudante [*Emilia coccinea* (Sims) Sweet] e vassourinha-de-botão (*Spermacoce verticillata* L.) (ALMEIDA et al., 2019).

No campo, a infecção pode iniciar a partir de inóculo presente no solo ou de populações conduzidas juntamente com material de propagação contaminado. A distribuição de sementes infectadas constitui-se na principal via de disseminação desse parasita e entre pequenas distâncias, a disseminação pode ocorrer por meio de solos aderentes a implementos agrícolas, escoamento superficial da água, entre outros (AGRIOS, 2005).

2.3.2 *Pratylenchus brachyurus* e *P. coffeae*

Pratylenchus spp., conhecidos como nematoides-das-lesões-radiculares são endoparasitas migradores, pertencentes à família Pratylenchidae (GOULART, 2008). Moura & Moura (1989) fizeram o primeiro relato de *P. brachyurus*, com sintomas pouco severos, porém semelhantes aos da casca-preta, em amostra proveniente do Estado da Paraíba. Posteriormente, Moura; Monteiro (1995) relataram *P. coffeae* causando sintomas severos da referida enfermidade.

As espécies de *Pratylenchus* são vermiformes, com menos de 1 mm de comprimento, apresentam região labial baixa, sobreposição ventral das glândulas esofagianas sobre o intestino; as fêmeas são monodelfas, com a vulva localizada no terço posterior do corpo (MAI; MULLIN, 1996).

Os estádios juvenis (J2 a J4) e os adultos podem ser infectivos. A reprodução pode ocorrer por anfimixia (*P. coffeae*), como por partenogênese (*P. brachyurus*). Portanto, em função do modo de reprodução da espécie, os machos podem ser abundantes ou raros. O ciclo biológico completa-se em média, de três a seis semana sob condições favoráveis (FERRAZ; BROWN, 2016).

Pratylenchus spp. são geralmente polífagas, podendo sobreviver, no campo, tanto em plantas cultivadas como daninhas. Estas espécies afetam culturas, tais como, abacaxi [*Ananas comosus* (L.) Merrill], algodão (*Gossypium hirsutum* L.), amendoim (*Arachis hypogaea* L.),

batata, cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.), soja (*Glycine max* L.) e inhame (FERRAZ; BROWN, 2016; GONZAGA et al., 2016).

São disseminados principalmente, por meio de material de propagação, solo infestado aderido em máquinas agrícolas e ferramentas (BRIDGE; COYNE; KWOESH, 2005). Asmus (2007) afirma que é possível encontrar, em média 1.210 nematoides por 100 ml de solo nos implementos agrícolas, como grades, arados e discos, também podem ser encontrados de 26 a 633 nematoides por 100 ml de solo em pneus.

2.4 Medidas de controle da casca-preta-do-inhame

Existem diferentes estratégias que são aplicadas para o manejo dos fitonematoides, algumas delas, abrangem os métodos cultural, biológico, químico e alternativo (SILVA, 2013). Essas medidas têm como objetivo reduzir a população de nematoides a níveis abaixo do limiar de dano econômico. Porém, o manejo de fitonematoides não é tarefa fácil, principalmente pelas limitações apresentadas pela maioria dos métodos (NEVES et al., 2008). O manejo da casca-preta-do-inhame deve se basear na exclusão ou redução das populações de *S. bradys* e *Pratylenchus* spp., não sendo possível sua eliminação do solo (NORONHA, 2015).

2.4.1 Métodos culturais

Dentre as táticas de manejo, os métodos culturais podem ser considerados para a redução de populações dos nematoides causadores da casca-preta-do-inhame (SILVA et al., 2014; SANTOS et al., 2016; MOURA, 2016). Estratégias de manejo, tais como rotação ou sucessão de culturas, adubação mineral, uso de plantas antagonistas e matéria orgânica, vem sendo avaliadas (SANTANA et al., 2003; SILVA et al., 2014; MORAIS et al., 2016; LIMA, 2017).

Outra prática cultural é o alqueive, que consiste em manter o terreno limpo, sem a presença de culturas ou mesmo plantas espontâneas (plantas daninhas). O solo permanece sem vegetação com práticas periódicas de capinas manuais ou mecânicas, arações, gradagens ou em associação com o emprego de herbicidas. O solo geralmente é revolvido de 20 a 30 dias durante 2 a 3 meses, entretanto, a eficiência do método vai depender de sua duração, da temperatura e da umidade do solo e da espécie de nematoide envolvida (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016).

Para a cultura do inhame, a solução ideal seria a utilização de material de propagação sadio em solos livres de nematoides (FERRAZ, 1995; BAIMEY, 2005).

2.4.2 Métodos físicos

O tratamento térmico de rizóforos-semente pouco ou moderadamente infectados pode ser efetuado com água quente para reduzir ou eliminar nematoides. Entretanto, há fatores que limitam a aplicação dessa técnica em larga escala, como o custo do equipamento e a dificuldade da manutenção da temperatura constante (BRIDGE; COYNE; KWOSEH, 2005). Segundo Adesiyan; Adeniji (1976), é possível suprimir *S. bradys* de rizóforos de *D. cayenensis* por meio do tratamento com água quente a 50 °C por 40 minutos. Adeniji (1977) verificou que a temperatura de 50-55 °C por 40 minutos eliminou o referido nematoide em rizóforos de *D. alata*.

2.4.3 Métodos químicos

No Brasil, existem pelo menos 26 nematicidas registrados pelo Ministério da Agricultura e do Abastecimento, porém, não há produtos certificados para a cultura do inhame (AGROFIT, 2019). Entretanto, outros produtos químicos foram testados visando o controle de fitonematoides causadores da casca-preta. Hutton (1998) comprovou que hipoclorito de sódio (1.250 ppm) minimizou o desenvolvimento da podridão seca causada por *P. coffeae* mais eficientemente que etanol 10% em *D. cayenensis*. O autor também constatou que o nematicida químico Oxamyl[®] (1.000 ppm) mostrou-se tão eficiente quanto o hipoclorito de sódio na supressão do nematoide. Recentemente, Almeida et al. (2020) também verificaram a eficácia do hipoclorito de sódio no tratamento de rizóforos-semente infectados com *S. bradys*.

2.4.4 Extratos vegetais

De acordo com a definição estabelecida pela ANVISA (2009), os extratos vegetais são preparações de consistência líquida, sólida ou intermediária e podem ser obtidos por percolação, maceração ou outro método adequado e validado, utilizando frequentemente como solvente, o etanol ou a água, e trata-se de um líquido de cor amarela a marrom-avermelhada, composto em sua maior parte, por água e mais de 200 compostos orgânicos, dentre eles ácido acético, álcoois, cetonas, fenóis e alguns derivados de lignina.

A utilização de extratos aquosos sobre *S. bradys*, já foi relatada por Coimbra et al. (2006), ao testarem *in vitro* extratos de folhas de mandioca (*Manihot esculenta* Crantz), hortelã (*Mentha piperita* L.), bulbilhos do alho (*Allium sativum* L.), sementes e folhas de mamoeiro (*Carica papaya* L.) e casca de gliricídia (*Gliricidia sepium* Jacq. Steud), os quais foram capazes de inibir a mobilidade e causar mortalidade ao nematoide.

Em outro estudo, os extratos aquosos de folhas e casca do caule de soncoya (*Annona purpurea* Moc. & Sesse), de folhas de velame (*Croton heliotropiifolius*), araticum-do-brejo (*A.*

glabra L.), pinha (*A. squamosa*) e biribá (*A. mucosa* Jacq.) foram capazes de causar imobilidade e mortalidade de *S. bradys* (LIMA et al., 2019). Em ensaios conduzidos em casa de vegetação o extrato aquoso de folhas de *A. squamosa* apresentou efeito nematicida, mostrando-se eficiente no manejo de populações de *S. bradys* e *P. coffeae* (MAGALHÃES, 2020).

2.4.5 Métodos biológicos

O manejo por meio de métodos biológicos visa a redução da população de determinado patógeno por outro organismo vivo, geralmente microrganismo, devido ao parasitismo, predação, competição ou antibiose (VENZON et al., 2005). Dentre os organismos antagônicos a nematoides, os mais empregados em agricultura são fungos e bactérias (STIRLING, 1991).

Como agentes de controle biológico, os microrganismos devem ter a capacidade de reduzir a população do nematoide; não ser patogênico a plantas, seres humanos e outros animais; sobreviver no solo em condições extremas, até sem a presença do hospedeiro; parasitar diversas espécies de fitonematoides; alta capacidade de disseminação no solo; facilidade de produção e ser economicamente viável; compatível com fertilizantes, defensivos e outras práticas culturais; permanecer infectivo ao longo do tempo de armazenamento (FERRAZ et al., 2010).

2.4.5.1 Fungos no controle de fitonematoides

Existem quatro grupos de fungos parasitas de nematoides: endoparasitas, predadores, produtores de metabólitos tóxicos e parasitas de ovos e fêmeas. Os fungos endoparasitas produzem zoósporos que aderem a cutícula do nematoide hospedeiro e se alimentam do conteúdo pseudocelomático. Geralmente esses fungos dependem do parasitismo de nematoides, apresentam fase saprofítica limitada, além de não desenvolverem hifas externamente ao nematoide parasitado, dificultando sua disseminação no solo (SIDDIQUI; MAHMOOD, 1996).

Os fungos predadores produzem armadilhas que capturam os nematoides (PINHEIRO; PEREIRA; MADEIRA, 2016) e a garantia de sucesso depende de os nematoides não entrarem nas raízes, da quantidade de matéria orgânica no solo e da suscetibilidade ao antagonismo de outros fungos (STIRLING, 1991). Aproximadamente 100 espécies de fungos predadores já foram descritas, dentre as quais, *Drechslerella*, *Dactylellina*, *Arthrobotrys* (ZHANG; HYDE, 2014) e *Monacrosporium* (FERRAZ et al., 2010). Singh et al. (2013) demonstraram a eficácia de cinco isolados de *Arthrobotrys oligospora* Fresen, no controle de *Meloidogyne graminicola* Golden & Birchfield em arroz (*Oryza sativa* L.).

Os fungos parasitas de ovos e fêmeas possuem a habilidade de infectar e destruir os ovos dos nematoides (TRANIER et al., 2014) eliminando grande número de nematoides de uma só vez (KERRY, 1981). A maioria dos fungos que possui esse modo de ação saprófita, coloniza apenas formas imóveis dos patógenos (ovos e fêmeas). Dentre esses fungos destaca-se *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare & Gams. Esse fungo libera exoenzimas que são responsáveis pela desintegração parcial da camada vitelínica dos ovos, seguida da penetração da hifa e a dissolução enzimática das camadas de quitina e de lipídios (MANZANILLA-LÓPEZ et al., 2013).

Alguns fungos produzem metabólitos tóxicos aos nematoides, exercendo efeito sobre a eclosão, mobilidade e capacidade de penetração no hospedeiro (KHAN et al., 1984), entre eles, espécies de *Trichoderma*, como *T. harzianum* Rifai, *T. virens* Miller, Giddens & Foster, *T. viride* Persoon, *T. asperellum* Samuels, Lieckf. & Nirenberg, *T. atroviride* P. Karst e *T. longibrachiatum* Rifai (HERMOSA et al., 2000). Vários estudos foram conduzidos para empregar *Trichoderma* spp. como um agente de controle biológico contra fitonematoides (SHARON et al., 2007; SAHEBANI; HADAVI, 2008; SHARON et al., 2009; Al-Hazmi; TariqJaveed, 2016).

Atualmente diversos produtos à base de *Trichoderma* são vendidos em formulações comerciais no Brasil. Entre eles, destacam-se Quality[®], Trichodermax[®] e Organic WP[®], à base de *T. asperellum*, além de Ecotrich[®] WP, Smuticontrol[®], Predatox[®] e Trichodermil[®] SC 1306, todos à base de *T. harzianum* (AGROFIT, 2020).

2.4.5.2 Bactérias no controle de fitonematoides

O uso de rizobactérias na supressão de espécies de fitonematoides tem sido frequentemente estudado, principalmente com os gêneros *Bacillus* e *Pseudomonas* (SIDDIQUI; MAHMOOD, 1999; TIAN et al., 2007; BURKETT-CADENA et al., 2008; XIA et al., 2011).

Bacillus spp. produzem proteases que destroem a cutícula dos nematoides, confirmando a atividade nematicida (NIU et al., 2006), enquanto espécies de *Pseudomonas* são capazes de destruir a massa gelatinosa de ovos de nematoides e diminuir significativamente a eclosão dos juvenis (TAVAKOL-NORABADI; SAHEBANI; ETEBARIAN, 2013). No Brasil, alguns produtos à base de *Bacillus* estão sendo comercializados, a exemplo, Presence[®] e Quartzo[®].

Presence[®] é um nematicida microbiológico para o tratamento de sementes, que atua por contato, com múltiplos mecanismos de ação oriundos da ação sinérgica de *B. subtilis* e *B. licheniformis* (Weigmann) Chester. As duas espécies de *Bacillus* têm alta capacidade de competição no solo onde colonizam o sistema radicular das plantas desde o início de seu

desenvolvimento e, devido ao método de tratamento via sementes, o produto tem a capacidade de proteger o sistema radicular desde esta fase, promovendo a sanidade da raiz no momento primordial para o sucesso do estabelecimento da cultura (MAPA, 2017).

Quartzo[®] é um nematicida microbiológico, que atua por contato, com múltiplos mecanismos de ação, oriundos da ação entre as bactérias *B. subtilis* e *B. licheniformis*. Essas duas espécies de *Bacillus* presentes na formulação têm alta capacidade de competição no solo onde colonizam o sistema radicular das culturas, utilizando os exsudados radiculares e formando um biofilme protetor ao redor da raiz. Adicionalmente à proteção conferida pelo biofilme, durante o desenvolvimento bacteriano são secretados metabólitos secundários com efeito nematicida e nematostático que atuam de forma a limitar o desenvolvimento dos nematoides (MAPA, 2017).

2.4.5.3 Bio-ativador de plantas

O bio-ativador e adjuvante orgânico Bio Ax[®] é um fermentado anaeróbico à base de sacarose que estimula o desenvolvimento radicular e vegetativo de diversas culturas, aplicado no início do ciclo vegetativo ajuda no desenvolvimento dos microrganismos do solo e também melhora a estrutura das plantas (MAPA, 2017). Além do carbono orgânico (0,5%), o produto também contém um conjunto de rizobactérias: *Pseudomonas* spp., *Bacillus* spp., *Bradyrhizobium*, *Enterobacter*, *Azospirillum*, *Serratia marcescens*, *Rhizobium*, *Arthrobacter* e *Azotobacter*.

Menzel et al. (2005) relataram inibição da reprodução de nematoides em concentrações na faixa de 30 mg de carbono orgânico dissolvido por L de solo. Nesse sentido, o carbono orgânico possui efeitos inibitórios sobre a sobrevivência de nematoides, e quando combinados com micronutrientes (Fe, Mn e Cu) tal efeito é aumentado (KESBA; AL-SHALABY, 2008).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos em laboratório e em casa de vegetação, no Centro de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo. Os ensaios *in vitro* foram realizados entre novembro e dezembro de 2019 e os ensaios *in vivo* foram desenvolvidos no período de janeiro a junho de 2020.

3.1 Ensaios *in vitro*

Efeito de produtos biológicos sobre a motilidade e mortalidade de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus* sp.

A população de *S. bradys* foi obtida de rizóforos com sintomas de casca-preta provenientes de Limoeiro de Anadia, AL, e para a população de *Pratylenchus* sp., os rizóforos foram adquiridos na Central Estadual de Abastecimento de Alagoas (CEASA) em Maceió.

Para a obtenção da suspensão dos nematoides, as cascas dos rizóforos foram processadas de acordo com o método de Coolen; D' Herde (1972), e a identificação dos nematoides foi realizada em microscópio de luz com objetiva invertida, com base em caracteres morfológicos, utilizando chave de identificação (MAI; MULLIN, 1996).

Os produtos biológicos foram diluídos em água destilada empregando-se as concentrações: Presence[®] WS (*B. subtilis* 20% 1,0 x 10¹¹ ufc/g + *B. licheniformis* 20% 1,0 x 10¹¹ ufc/g), 100 e 150 g/100 L de água; Quartzo[®] WS (*B. subtilis* 200 g/kg + *B. licheniformis* 200 g/kg), 130 e 200 g/100 L; Trichodermil[®] SC 1306 (*T. harzianum* 2,0 x 10⁹ conídios viáveis /mL), 1,5 e 2 L/200 L; Bio Ax[®] (carbono orgânico 0,5% + combinações de rizobactérias), 5 e 7 L/100L.

Dois bioensaios foram conduzidos em placas do tipo Kline, e em cada cavidade foram colocados 200 µL de cada concentração e em seguida, adicionados 20 nematoides (juvenis e adultos) de *S. bradys* ou *Pratylenchus* sp., os quais foram transferidos individualmente. Na sequência, as placas de Kline foram transferidas para placas de plástico contendo ao fundo papel toalha umedecido, tampadas e colocadas em câmara de crescimento tipo BOD, a 25°C. Após 24 horas de incubação, fez-se a contagem com auxílio de microscópio de luz com objetiva invertida, dos nematoides imobilizados, sendo considerados imóveis aqueles que não se movimentavam ou apresentavam o corpo retilíneo ou retorcido; os espécimes que permaneceram imóveis foram transferidos para água destilada. Foram considerados como

mortos, os nematoides que não recuperaram o movimento após o período de 24 horas de incubação em água. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com nove tratamentos incluindo a testemunha (água destilada) e cinco repetições.

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância, e as médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

3.2 Ensaio *in vivo*

Efeito de produtos biológicos no manejo da casca-preta

Dois experimentos foram conduzidos em casa-de-vegetação, localizada no Centro de Ciências Agrárias - CECA/UFAL (Latitude: 9°28'29,1''S; Longitude: 35°49'43,6''W; Altitude: 127,0 m), em Rio Largo/ AL. A média de temperatura máxima e mínima foi de 35°C e 19,1°C, conforme os dados fornecidos pelo Laboratório de Irrigação e Agrometeorologia (LIA).

Para a realização dos experimentos, foram utilizados rizóforos-semente de inhame (*D. cayenensis*) sadios provenientes do município de Quebrangulo, AL, apresentando massa de 52 a 159 g para o primeiro experimento e para o segundo experimento a massa dos rizóforos variou de 58 a 126 g. O plantio foi efetuado em vasos com capacidade de 3 L, contendo solo esterilizado.

Para a obtenção do inóculo, rizóforos naturalmente infectados foram processados conforme a técnica proposta por Coolen; D'Herde (1972) e a identificação dos espécimes foi efetuada em lâminas de Peters sob microscópio de luz com objetiva invertida, observando-se os caracteres morfológicos principalmente das fêmeas (MAI; MULLIN, 1996). Para o gênero *Pratylenchus* foram observados caracteres tais como: número de anéis da região labial, comprimento do estilete, posição da vulva e presença ou ausência de machos (GONZAGA et al., 2016).

Após 30 dias do plantio, efetuou-se a infestação, no solo, com 1.000 espécimes de uma população mista formada por *S. bradys* e *P. coffeae* (experimento I: 98% de *S. bradys* e 2% de *P. coffeae* e experimento II: 90% *P. coffeae* e 10% *S. bradys*), depositando-se o inóculo em dois orifícios de aproximadamente dois centímetros de profundidade, próximos ao caule de cada planta. Decorridos 30 dias após a inoculação, foram aplicados ao solo os produtos: Presence® na concentração 150 g/100 L de água, Trichodermil® 2 L/200 L e Bio Ax® na concentração 7 L/100 L, na dosagem de 100 mL por planta. Para o tratamento testemunha (contendo apenas o

nematoide) utilizou-se água. O experimento foi instalado em delineamento inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e sete repetições, sendo cada uma representada por um rizóforo-semente.

Três meses após o plantio, foi avaliado o percentual de brotação dos rizóforos, e no quinto mês foram realizadas as avaliações da densidade populacional dos nematoides em 100 cm³ de solo pelo método de Jenkins (1964) e no sistema radicular conforme Coolen; D' Herde (1972). O fator de reprodução foi calculado para cada repetição (FR= População final (solo+raízes) / População inicial).

Para a análise estatística os dados foram transformados para raiz $(x+1)$ e a comparação de médias dos tratamentos foi efetuada por meio do teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Ensaio *in vitro*

Efeito de produtos biológicos sobre a mobilidade e mortalidade de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus* sp.

Os produtos biológicos Bio Ax[®] e Trichodermil[®] foram capazes de inibir a mobilidade e causar mortalidade a espécimes de *S. bradys*, nas duas concentrações testadas, significativamente superior à testemunha (água destilada). Presence[®] provocou a maior porcentagem de imobilidade e mortalidade do nematoide apenas na maior concentração (Tabela 1).

Trichoderma tem sido amplamente estudado e é reconhecido como um fungo parasita de nematoides e outros organismos (HERMOSA et al., 2012). Dentre os mecanismos de ação utilizados por espécies de *Trichoderma* sobre fitonematoides, estão incluídos o parasitismo direto de ovos e juvenis, pelo aumento da atividade das enzimas quitinases e proteases (SAHEBANI; HADAVI, 2008). Acredita-se que sua capacidade de controlar os nematoides seja devida à produção de nematotoxinas pelo fungo (BENÍTEZ et al. 2004; YANG et al. 2012).

Atualmente não existem estudos sobre a atividade nematicida de produtos à base de *Bacillus* e *Trichoderma* sobre nematoides causadores da casca-preta, no entanto, experimentos efetuados com *Meloidogyne* demonstraram a eficácia, a exemplo, o trabalho de Golzari et al. (2011) que verificaram elevado percentual (em torno de 80%) de ovos e juvenis de segundo estágio (J2) de *M. javanica* (Treub) parasitados, após de 48 h de incubação com *T. harzianum*. Mascarin et al. (2012) constataram que conídios de *T. harzianum* aderiram e imobilizaram 64% de J2 de *M. incognita* raça 4. Entretanto, o mecanismo de ação do fungo não foi avaliado no presente trabalho.

Os nematoides não foram afetados pelo produto Quartzo[®]. Torres (2019) avaliou em casa de vegetação o efeito nematicida de Quartzo[®] sobre *M. incognita* em algodoeiro (*Gossypium hirsutum* L.) e constatou que na aplicação via semente não houve redução significativa do fator de reprodução aos 60 dias após da inoculação, e, em um segundo ensaio, com o produto aplicado via sulco, verificou que não houve controle aos 120 dias após a inoculação. Esses resultados são coerentes com os dados obtidos neste trabalho, considerando que o produto só causou 7% da mortalidade dos espécimes de *S. bradys* (Tabela 1).

No ensaio com *Pratylenchus* sp., o produto que proporcionou maior imobilidade e mortalidade do nematoide foi Bio Ax[®], nas duas concentrações avaliadas. Outro efeito positivo na mortalidade dos espécimes, foi obtido com Presence[®] e Quartzo[®] na concentração 130 g/100 L de água e 150 g/100 L, respectivamente, apresentando 30% de mortalidade dos nematoides (Tabela 1).

A capacidade de *Bacillus* em afetar fitonematoides pode ser influenciada pela espécie e a linhagem da bactéria. Alves et al. (2011), em ensaios *in vitro*, constataram que *B. subtilis* e *B. amyloliquefaciens* (Priest) afetaram a motilidade de J2 de *M. javanica*, enquanto para *P. zae* (Graham) esse efeito só foi observado com a utilização de *B. amyloliquefaciens*. Esses resultados concordam parcialmente com os dados obtidos no presente trabalho, considerando que o bionematicida Presence[®], na maior concentração testada, causou uma mortalidade de 89% em *S. bradys* e de 30% em *Pratylenchus* sp. (Tabela 1).

Tabela 1. Imobilidade e mortalidade de juvenis e adultos de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus* sp., após a exposição por 24 horas nas diferentes concentrações dos produtos biológicos, seguida de incubação em água por 24 horas.

| Tratamento | <i>Scutellonema bradys</i> | | <i>Pratylenchus</i> sp. | |
|--------------------------|------------------------------|-----------------|------------------------------|-----------------|
| | Imobilidade ¹ (%) | Mortalidade (%) | Imobilidade ¹ (%) | Mortalidade (%) |
| Testemunha (água) | 6,0 D | 6,0 D | 5,0 C | 5,0 C |
| Bio Ax 5 L/100 L de água | 39,0 C | 36,0 C | 55,0 A | 45,0 A |
| Bio Ax 7 L/100 L | 49,0 C | 44,0 C | 54,0 A | 51,0 A |
| Presence 100 g/100 L | 16,0 D | 12,0 D | 19,0 C | 19,0 B |
| Presence 150 g/100 L | 93,0 A | 89,0 A | 32,0 B | 30,0 B |
| Quartzo 130 g/100 L | 13,0 D | 7,0 D | 31,0 B | 30,0 B |
| Quartzo 200 g/100 L | 9,0 D | 7,0 D | 13,0 C | 13,0 C |
| Trichodermil 1,5 L/200 L | 39,0 C | 38,0 C | 29,0 B | 22,0 B |
| Trichodermil 2 L/200 L | 62,0 B | 61,0 B | 27,0 B | 23,3 B |
| C. V (%) | 15,7 | 19,2 | 19,6 | 19,7 |

¹Para análise estatística os dados foram transformados para $\sqrt{x} + 1$. Médias seguidas da mesma letra, nas colunas, não diferem estatisticamente entre si, pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

4.2 Ensaio *in vivo*

Identificação de *Pratylenchus* sp.

Os caracteres morfométricos observados para as populações de *Pratylenchus* spp. (n = 20) nos experimentos I e II foram: comprimento do corpo = 557 (474 - 711) μm , 583 (481 - 656) μm ; comprimento do estilete = 16 (15-17) μm , 16 (14-18) μm ; posição da vulva = 82 (79-84) %, 83 (75-87) %, respectivamente; região labial com dois anéis; termino da cauda da fêmea predominantemente truncado. Outra característica observada foi a presença de machos. Esses dados estão de acordo com aqueles descritos para *P. coffeae* (GONZAGA et al., 2016).

Efeito de produtos biológicos no manejo da casca-preta

Observou-se significância quanto à população dos nematoides e fator de reprodução em relação aos tratamentos empregados, exceto para a população dos nematoides no solo, no experimento 1 (Tabela 2). A brotação dos rizóforos-semente foi de 100% em todos os tratamentos.

No experimento 1, as populações dos nematoides nas raízes foram reduzidas com a aplicação dos produtos biológicos Presence[®], Trichodermil[®] e Bio Ax[®], assim como, a população total (solo+raízes) e o fator de reprodução. A população dos nematoides no solo não diferiu estatisticamente da testemunha. No experimento 2, Presence[®] e Bio Ax[®] mostraram-se efetivos na redução das populações dos nematoides no solo, raízes, população total e fator de reprodução. O tratamento com Trichodermil[®] não demonstrou efeito significativo em comparação à testemunha para as variáveis avaliadas (Tabela 3). A divergência observada entre os experimentos pode ser atribuída às diferentes populações mistas empregadas, uma vez que no primeiro experimento houve predomínio de *S. bradys* e no segundo ensaio, *Pratylenchus* foi o gênero dominante.

A redução de populações de nematoides por meio da aplicação de *Trichoderma* vem sendo relatada por vários autores, envolvendo principalmente o gênero *Meloidogyne*. Jindapunnapat et al. (2013), utilizando uma formulação comercial de *T. harzianum* no controle de *M. enterolobii* (Rammah & Hirschmann) em goiabeira (*Psidium guajava* L.) observaram redução do número de J2 no solo e raízes. Resultado positivo na redução da reprodução de *M. javanica* foi constatado em tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) empregando a mesma espécie de *Trichoderma* (AL-HAZMI; TARIQJAVEED, 2016).

Mecanismos de ação tais como a indução de resistência, antibiose, competição, parasitismo direto e hidrólise enzimática, têm sido atribuídos ao manejo efetivo de doenças de plantas devido ao uso de espécies de *Trichoderma* (IBRAHIM et al., 2020).

Outros microrganismos inseridos como agentes de biocontrole, em várias culturas, incluem *Bacillus* spp., e estudos relacionados demonstram a eficácia sobre nematoides de galha. Wepukhul et al. (2016) avaliaram o efeito de *B. subtilis* em nematoides parasitas e de vida livre do feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.), verificaram que alguns isolados aumentaram significativamente o número de nematoides de vida livre, contudo, populações dos gêneros *Helicotylenchus* e *Scutellonema* foram mais elevadas após a aplicação dos isolados de *Bacillus*. Por outro lado, Machado; Costa (2017) avaliaram o potencial de *B. subtilis* no controle de *P. brachyurus* em soja [*Glycine max* (L.) Merrill] e constataram redução no número de nematoides nas raízes e solo.

A redução da população de fitonematoides pela utilização de rizobactérias tem sido atribuída a mecanismos de ação, tais como, inibição da eclosão, aumento da imobilidade e mortalidade de J2 de *Meloidogyne* spp. nas culturas do tomateiro (ARAÚJO; MARCHESI, 2009), arroz (SOUZA JUNIOR et al., 2010) e bananeira (*Musa* spp.) (RIBEIRO et al., 2012).

Estudos relacionados ao manejo da casca-preta com o uso de *Trichoderma* ou com as rizobactérias incluídas nos produtos testados não foram encontrados na literatura, o que dificulta a comparação entre os resultados. Embora os dados obtidos tenham sido promissores, há necessidade da continuidade da pesquisa, para determinar o mecanismo de ação dos organismos envolvidos como agentes de biocontrole sobre os nematoides causadores da casca-preta. Além disso, novos trabalhos deverão ser conduzidos em áreas infestadas por *S. bradys* e *Pratylenchus* sp. para avaliar o desempenho dos bioprodutos no manejo da doença.

Tabela 2. Síntese da análise da variância para as variáveis avaliadas em plantas de inhame inoculadas com *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus coffeae*, empregando diferentes produtos biológicos.

| Experimento 1 | | | | | |
|----------------------|-----------|----------------------|-----------|-----------|-----------|
| FV | GL | PS | PR | PT | FR |
| Tratamento | 3 | 5,0984 ^{ns} | 11,2268* | 15,08* | 0,0011** |
| Resíduo | 24 | 3,3244 | 2,8237 | 3,70018 | 0,0002 |
| Média | | 4,09 | 7,33 | 8,47 | 1,037 |
| CV (%) | | 44,6 | 22,9 | 22,7 | 1,5 |
| Experimento 2 | | | | | |
| FV | GL | PS | PR | PT | FR |
| Tratamento | 3 | 36,1213* | 13,123* | 45,6483* | 0,0104* |
| Resíduo | 24 | 8,7516 | 3,8954 | 11,4349 | 0,0264 |
| Média | | 12,04 | 10,56 | 16,03 | 1,126 |
| CV (%) | | 24,6 | 18,7 | 21,1 | 4,6 |

**Significativo a 1%; *significativo a 5%; ^{ns} não significativo; CV. – coeficiente de variação.

PS- População de nematoides em 100 cm³ de solo; PR – população de nematoides em 1 g de raiz; PT – População total (solo+raiz); FR – Factor de reprodução.

Tabela 3. População final de *Scutellonema bradys* e *Pratylenchus coffeae*. em 100 cm³ de solo; população final/g de raízes e fator de reprodução após a aplicação ao solo de diferentes produtos biológicos.

| Tratamento | Experimento 1 | | | | Experimento 2 | | | |
|------------------------|---------------|---------|----------|---------|---------------|----------|----------|---------|
| | PS | PR | PT | FR | PS | PR | PT | FR |
| Testemunha | 29,3 a | 85,74 a | 115,03 a | 0,115 a | 238,4 a | 140,71 a | 379,13 a | 0,379 a |
| Presence 150 g/100 L | 17,1 a | 46,34 b | 63,48 b | 0,064 b | 105,1 b | 78,64 b | 183,78 b | 0,184 b |
| Trichodermil 2 L/200 L | 12,1 a | 47,93 b | 60,07 b | 0,060 b | 163,4 a | 139,48 a | 302,91 a | 0,303 a |
| Bio Ax 7 L/100 L | 17,9 a | 45,67 b | 63,53 b | 0,064 b | 107,5 b | 100,88 b | 208,38 b | 0,208 b |

Para a análise estatística os dados foram transformados para $\sqrt{x} + 1$.

Médias seguidas de mesma letra nas colunas não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Scott-Knott, a 5% de probabilidade. PS- População de nematoides em 100 cm³ de solo; PR – população de nematoides em 1 g de raiz; PT – População total (solo+raiz); FR – Factor de reprodução.

5 CONCLUSÃO

O produto comercial Bio Ax[®] demonstra ser mais efetivo na redução da motilidade e na mortalidade de *Pratylenchus* sp. *in vitro*.

O produto Presence[®] demonstra ser mais efetivo na redução da motilidade e na mortalidade de *S. bradys* *in vitro*.

A aplicação ao solo dos produtos Bio Ax[®] e Presence[®] reduz populações de nematoides causadores da casca-preta-do-inhame.

REFERÊNCIAS

- ADENIJI, M. O. Studies on some aspects of control of the yam nematode, *Scutellonema bradys*. **Acta Horticulture**, v. 53, p. 249-265, 1977.
- ADESIYAN, S. O.; ADENIJI, M. O. Studies on some aspects of yam nematode (*Scutellonema bradys*). **Ghana Journal of Agricultural Science**, v. 9, p. 131-136, 1976.
- AGRIOS, G. N. Control of Plant Diseases. In: AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**, 5th Edition, San Diego: Academic Press, 2005. p. 293-353.
- AGROFIT. Sistema de agrotóxicos fitossanitários. 2020. Disponível em: <http://www.agrofit.com.br/novoportal>. Acesso em: 01 set. 2020.
- AL-HAZMI, A. S.; TARIQJAVEED, M. Effects of different inoculum densities of *Trichoderma harzianum* and *Trichoderma viride* against *Meloidogyne javanica* on tomato. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 23, p. 288-292, 2016.
- ALMEIDA, A. V. D. L. et al. *Scutellonema bradys* and *Pratylenchus* spp. associated with weeds in yam fields. **Nematology**, v. 21, p. 805-811, 2019.
- ALMEIDA, A. V. D. L. et al. Treatment of yam tubers infected by *Scutellonema bradys* with sodium hypochlorite. **Nematropica**, v. 50, p. 29-35, 2020.
- ALVES, G. C. et al., Avaliação in vitro do efeito de rizobactérias sobre *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Pratylenchus zaeae*. **Revista Arquivos do Instituto Biológico**, v. 7, p. 557-564, 2011.
- ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Consulta Pública, nº 63 D.O.U 2009. Disponível em <<http://www.anvisa.gov.br>>. Acesso: em 10 jan. 2019.
- ARAÚJO, F. F.; MARCHESI, G. V. P. Uso de *Bacillus subtilis* no controle da meloidoginose e na promoção do crescimento do tomateiro. **Ciência Rural**, v. 39, p. 1558-1561, 2009.
- ASMUS, G. L. Soybean nematodes in Brazil: old and new challenges. In: Reunión Anual de la Organización de Nematólogos de los Trópicos Americanos, 34, Villa Carlos Paz. **Anais**. Programa y resúmenes: ONTA, p. 40-41, 2007.
- BAIMEY, H. K. *Scutellonema bradys* as a pathogen of yam in Benin. Faculty of Natural and Agricultural Science, University of Pretoria, 2005. 146 p.
- BENÍTEZ, T. et al. Biocontrol mechanism of *Trichoderma* strains. **International Microbiology**, v.7, p. 249- 260, 2004
- BRIDGE. J.; COYNE, D. L; KWOSEH, C. K. Nematode parasites of tropical root and tuber crops (excluding potatoes). In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2.ed. Wallingford: CAB International, 2005. p. 221-228.

- BURKETT-CADENA, M. et al., Suppressive of root-knot nematodes mediated by rhizobacteria. **Biological Control**, v. 47, p. 55-59, 2008.
- CABI data sheet. *Scutellonema bradys* (yam nematode). 2016. Disponível em: <<https://www.cabi.org/isc/datasheet/49315#20127201272>>. Acesso em: 28 abr. 2020.
- COIMBRA, J. L. et al., Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, p. 1209-1211, 2006.
- COIMBRA, J. L.; GARRIDO, M. S.; SOUSA, C. S.; SOARES, A. C. F. Efeito de exsudatos de colônias de *Streptomyces* sp. na mobilidade e mortalidade de *Scutellonema bradys*. **Summa Phytopathologica**, v. 31, p. 210-212, 2005.
- COOLEN, W. A.; D'HERDE, C. J. **A method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue**. Ghent, Belgium: State Nematology and Entomology Research Station, 1972.
- KESBA, H. H.; AL-SHALABY, M. L. M. Survival and reproduction of *Meloidogyne incognita* on tomato as affected by humic acid. **Nematology**, v.10, p. 243–249, 2008.
- FERRAZ, L. C. C. B. Doenças causadas por nematoides em batata-doce, beterraba, gengibre e inhame. **Informe Agropecuário**, v. 17, p. 31-8, 1995.
- FERRAZ, L. C. C. B.; BROWN, D. J. F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. Manaus: Norma Editora, 2016. 251p.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. **Manejo sustentável de fitonematoides**, 1 ed., Viçosa: Editora UFV, 2010. 306 p.
- FAOSTAT - Food and Agriculture Organization of the United Nation. 2018. Disponível em: <<http://www.fao.org/faostat/en/#data/QC>>. Acesso em: 20 ago. 2020.
- GERMANI, G. et al. Revision of the genus *Scutellonema bradys* Andrassy, 1958 (Nematoda: Tylenchida). **Revue de Nématologie**, v. 8, p. 289-320, 1985.
- GOLZARI, H. et al. Elucidating the parasitic capabilities of *Trichoderma against Meloidogyne javanica* on tomato. **Insight Plant Disease**, v. 1, p. 12-19, 2011.
- GONZAGA, V. et al. Gênero *Pratylenchus*. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. (Org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas, SP: Millenium Editora, 2016. p. 71-98.
- GOULART, A. M. C. **Aspectos Gerais sobre nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2008. 30 p.
- HERMOSA, M. R. et al. Molecular characterization and identification of biocontrol isolates of *Trichoderma* spp. **Applied Environmental Microbiology**, v. 66, p. 1890-1898, 2000.
- HERMOSA, R. et al. Plant-beneficial effects of *Trichoderma* and of its genes. **Microbiology**, v. 158, p. 17-25, 2012.

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.

IBGE. Levantamento Sistemático da Produção Agrícola. Unidade Estadual – AL: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2011.

IBRAHIM, D. S. S. et al. Role of *Trichoderma* spp. in the management of plant-parasitic nematodes infesting important crops. In: ANSARY, R. A.; RIZVI, R.; MAHMOOD, I. (Eds.). **Management of phytonematodes: recent advances and future challenges**. Gateway East, Singapore: Springer, 2020. p. 259-278.

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

JINDAPUNNAPAT, K.; CHINNASRI, B.; KWANKUAE, S. Biological Control of Root-Knot Nematodes (*Meloidogyne enterolobii*) in Guava by the Fungus *Trichoderma harzianum*. **Journal of Developments in Sustainable Agriculture**, v. 8, p. 110-118, 2013.

KERRY, B. R. Progress in the use of biological agents for control of nematodes. In: PAPAVIDAS, G. C. (Ed.). **Biological control in Crop Production**. Allanheld: Osmum, 1981 p. 79- 90.

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

LEBOT, V. **Tropical root and tuber crops: cassava, sweet potato, yams, and aroids**. London: CABI, 2009. 413 p.

LIMA, R. S. **Manejo da casca-preta-do-inhame com produtos vegetais e bionemática**. 2016. 89f. Tese (Doutorado em Proteção de Plantas) – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2017.

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

MACHADO, A. P.; COSTA, M. J. N. da. Biocontrole do fitonematoide *Pratylenchus brachyurus* in vitro e na soja em casa de vegetação por *Bacillus subtilis*. **Revista Biociências**, v. 23, p. 83-94, 2017.

MAGALHÃES. I. C. S. **Extrato aquoso de folhas de pinheira no manejo da casca-preta-do-inhame**. 2020. 37 f. Dissertação (Mestrado em Proteção de Plantas) - Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2020.

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

- MALAUURIE, B. et al. Medium-term and long-term in vitro conservation and safe international exchange of yam (*Dioscorea* spp.) germplasm. **Electronic Journal of Biotechnology**. 1998. Disponível em: <<http://www.ejbiotechnology.info/content/vol1/issue3/full/2/index.html>>. Acesso em: 05 abr. 2020.
- MANZANILLA-LÓPEZ R. H. et al. *Pochonia chlamydosporia*: advances and challenges to improve its performance as a biological control agent of sedentary endo-parasitic nematodes. **Journal of Nematology**, v. 45, p. 1–7, 2013.
- MAPA: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. 2017. Disponível em: <<https://www.gov.br/agricultura/pt-br>>. Acesso em: 07 junho 2020.
- MASCARIN, G. M.; BOMFIM JUNIOR, M. F.; ARAÚJO FILHO, J. V. *Trichoderma harzianum* reduces population of *Meloidogyne incognita*, in cucumber plants under greenhouse conditions. **Journal Entomology and Nematology**, v. 4, p. 54-57, 2012.
- 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. Convibra Business. 2013. Disponível em: <https://www.convibra.com.br/upload/paper/2013/30/2013_30_8413.pdf>. Acesso em: 15 maio de 2020.
- MENZEL, R. et al. Humic material induces behavioral and global transcriptional responses in the nematode *Caenorhabditis elegans*. **Environmental Science and Technology**, v. 39, p. 8324– 8332, 2005
- MEYER, S. L. F. et al. Evaluation of *Trichoderma virens* and *Bulkholderia cepacia* for antagonistic activity against root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. **Nematology**, v. 2, p. 871-879, 2000.
- MORAIS, A. C. M. et al. Organic- matter effects on populations of dry rot of yam nematodes. **African Journal of Agricultura Research**, v. 11, p. 1494-1498, 2016.
- MOURA, R. M. Doenças do inhame-da-costa. In: AMORIM, L.; REZENDE, J. A. M.; BERGAMIM FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A. (Ed.). **Manual de Fitopatologia – doenças das plantas cultivadas**. 5.ed. Ouro Fino, MG: Agronômica Ceres, 2016. v. 2, p. 477-483.
- 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.
- MOURA, R. M.; MONTEIRO, A. R. *Pratylenchus coffeae* on yams in Brazil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 20, p. 256, 1995.
- MUNIZ, M. F. S. et al. Intensity of dry rot disease of yam in the state of Alagoas, Brazil. **Nematropica**, v. 42, p.198-200, 2012.

- NEVES, W. S. et al., Ação nematicida de óleo, extratos vegetais e de dois produtos à base de capsaicina, capsainóides e alil isotiocianato sobre juvenis de *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood. **Nematologia Brasileira**, v. 32, p. 93-100, 2008.
- NIU, Q. H. et al. A neutral protease from *Bacillus* nematocida, another potential virulence factor in the infection against nematodes. **Archives Microbiology**, v. 185, p. 439-448, 2006.
- 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 setembro de 2020.
- NORONHA, M. de A. **Queima das Folhas e casca preta do Inhame**. 1. ed. Aracaju, SE: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2015.
- PINHEIRO, J. B. Manejo e danos de fitonematoides em hortaliças: cenoura, batata, gengibre, inhame, mandioquinha-salsa e tomate para processamento industrial. In: Congresso Brasileiro de Nematologia, v. 34, 2017, Vitória. **Nematoides: manejo, desafios e soluções**. Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2017.
- PINHEIRO, J. B.; PEREIRA, R. B.; MADEIRA, N. R. **Manejo de nematoides na cultura do Inhame-cará (*Dioscorea* spp.)**. Brasília, DF: Embrapa Hortaliças, 2016. 13p. (Circular Técnica, 150).
- QUARLES, W. Botanical pesticides from *Chenopodium*. **The IPM Practitioner**, v. 14, p. 1-11, 1992.
- REDDY, P. P. **Plant protection in tropical root and tuber crops**. 1. ed. India: Springer, 2015. p. 193-233.
- RIBEIRO, R. C. F. et al. Rizobactérias no controle de *Meloidogyne javanica* e mal do Panamá em bananeira. **Nematopica**, v. 42, p. 218-226, 2012.
- SAHEBANI, H.; HADAVI, N. Biological control the root-knot nematode *Meloidogyne javanica* by *Trichoderma harzianum*. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 40, p. 2016-2020, 2008.
- SANTANA, A. A. D.; MOURA R. M.; PEDROSA E. M. R. Efeito da rotação com cana-de-açúcar e *Crotalaria juncea* sobre populações de nematoides parasitos do inhame-da-costa. **Nematologia Brasileira**, v. 27, p.13-16, 2003.
- SANTOS, E. S. et al. **Cultivo do inhame em base agroecológica**. João Pessoa: EMEPA-PB, v. 1, 2012. 60 p.
- SANTOS, E. S. Manejo sustentável da cultura do inhame (*Dioscorea* sp.) no nordeste do Brasil. 2005. Disponível em: <www.emepa.org.br/inhame_manejo.php>. Acesso em: 17 jan. 2019.
- SANTOS, J. F. et al. Actinobacteria and organic fertilizers for management of the nematode *Scutellonema bradys* in yam plants. **Revista Caatinga**, v. 29, p. 548-588, 2016.

SHARON, E.; CHET, I.; SPIEGEL, Y. Improved attachment, land parasitism of *Trichoderma* on *Meloidogyne javanica* *in vitro*. **European Journal of Plant Pathology**, v. 123, p. 291-299, 2009.

SHARON, E. et al. Parasitism of *Trichoderma* on *Meloidogyne javanica* and role of the gelatinous matrix. **European Journal of Plant Pathology**, v. 118, p. 247-258, 2007.

SIDDIQUI, Z. A.; MAHMOOD, I. Biological control of plant parasitic nematodes by fungi: a review. **Bioresource Technology**, v. 58, p. 229-239, 1996.

SIDDIQUI, Z. A.; MAHMOOD, I. Role of rhizobacteria in the management of plant-parasitic nematodes: A review. **Bioresource Technology**, v. 69, p. 167-179, 1999.

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

SILVA, M. E. **Sequência de cultivos no manejo da casca preta do inhame em campo**. 2013. 42f. Dissertação de Mestrado em Proteção de Plantas – Universidade Federal de Alagoas, Rio Largo, 2013.

SINGH, H. B. et al. Can endophytic *Artrobotrys oligospora* modulate accumulation of defence related biomolecules and induce systemic resistance in tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) against root knot disease caused by *Meloidogyne incognita*. **Applied soil Ecology**. v. 63, p. 45-56, 2013.

SOUZA JUNIOR, I. T. de. et al. Biocontrole da queima-das-bainhas e do nematoide-das-galhas e promoção de crescimento de plantas de arroz por rizobactérias. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 45, p. 1259-1267, 2010.

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

TAVAKOL-NORABADI, M.; SAHEBANI, N.; ETEBARIAN, H. R. Biological control of root-knot nematode (*Meloidogyne javanica*) disease by *Pseudomonas fluorescens* (CHAO). **Archive of Phytopathology and Plant Protection**, v.47, p.615–621, 2013.

TIAN, B.; YANG, J.; ZHANG, K. Q. Bacteria used in the biological control of plant parasitic nematodes: populations, mechanisms of action, and future prospects. **Journal FEMS Microbiology Ecology**, v. 61, p. 197-213, 2007.

TORRES, C. A. R. **Seleção de estirpes de *Bacillus* spp. e produtos comerciais para o biocontrole de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro**. 2019. 50 f. Dissertação de Mestrado em fitopatologia – Universidade de Brasília, Brasília, 2019.

TRANIER, M. S. et al. Commercial biological control agents targeted against plant-parasitic root-knot nematodes. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 57 p. 831-841, 2014.

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

WEPUKHULU, M. et al. Effect of *Bacillus subtilis* on bean nematodes in Kenya: A laboratory and green house experiment. **International Journal of Academic Research and Development**, v. 1, p. 26-31, 2016.

XIA, Y.; XIE, S.; MA, X.; WU, H.; WANG, X.; GAO, X. The purl gene of *Bacillus subtilis* is associated with nematicide activity. FEMS, **Microbiology Letters**, v.322, p. 99-107, 2011.

YANG, Z. et al. Nematicida effect of volatiles produced by *Trichoderma* sp. **Journal of Asia-Pacific Entomology**, v.15, p. 647-560, 2012.

ZHANG, K. Q.; HYDE K. D. **Nematode-trapping fungi**. Dordrecht: Springer Science & Business, 2014, v. 23, 392 p.