



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE FITOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA – FITOTECNIA

MARIA LAINARA LIMA DOS SANTOS

EMPREGO DE PLANTAS COM PRINCÍPIOS TÓXICOS NO CONTROLE DE
Meloidogyne enterolobii

FORTALEZA

2015

MARIA LAINARA LIMA DOS SANTOS

EMPREGO DE PLANTAS COM PRINCÍPIOS TÓXICOS NO CONTROLE DE
Meloidogyne enterolobii

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia, do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Nematologia Agrícola.

Orientadora: Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos.

FORTALEZA

2015

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal do Ceará
Biblioteca de Ciências e Tecnologia

-
- S236e Santos, Maria Lainara Lima dos.
Emprego de plantas com princípios tóxicos no controle de *Meloidogyne enterolobii* / Maria Lainara Lima dos Santos. – 2015.
99 f. : il. color.
- Dissertação (mestrado) – Universidade Federal do Ceará, Centro de Ciências Agrárias, Departamento de Fitotecnia, Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia, Fortaleza, 2015.
Área de concentração: Nematologia Agrícola.
Orientação: Profa. Dra. Carmem Dolores Gonzaga Santos.
1. Nematoda em plantas. 2. Pragas agrícolas-controle. 3. Inseticidas vegetais. I. Título.

MARIA LAINARA LIMA DOS SANTOS

EMPREGO DE PLANTAS COM PRINCÍPIOS TÓXICOS NO CONTROLE DE
Meloidogyne enterolobii

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia/Fitotecnia, do Departamento de Fitotecnia da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Agronomia/Fitotecnia. Área de concentração: Nematologia Agrícola.

Aprovada em: 30/06/2015

BANCA EXAMINADORA

Dr^a. Carmem Dolores Gonzaga Santos (Orientadora)

Universidade Federal do Ceará (UFC)

Prof. Dr. Renato Innecco

Universidade Federal do Ceará (UFC)

Ph.D. Francisco das Chagas Oliveira Freire

Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária – Agroindústria Tropical (EMBRAPA)

A Deus.

Aos meus pais Lúcia e Audeni

A minha irmã Mariana

A minha tia Jane Lima

AGRADECIMENTOS

Gostaria de começar agradecendo a Deus por tudo que tenho tido em minha vida. Por todos os momentos felizes e também pelos tristes, muitas coisas aprendi com eles, muitos valores guardei e muitas vitórias conquistei. Hoje mais um sonho se concretiza graças a tua infinita bondade senhor.

Ao Dr. Freire e ao Professor Renato Innecco, que tão prontamente e gentilmente aceitaram meu convite para estarem aqui hoje contribuindo no meu processo de formação. Quero que saibam que admiro muito o profissionalismo e a forma como desempenham suas funções. Meu muito obrigada por tudo.

Obrigada professora Carmem, pela transmissão dos conhecimentos, pela dedicação, pelo profissionalismo, pelos puxões de orelha, pela educação, pela amizade e sentimentos compartilhados.

A minha família, que são tudo o Deus poderia ter me dado de melhor.

Mãe, eu queria que existissem mais e melhores palavras para que eu pudesse lhe agradecer e prestar a devida homenagem que a senhora merece. Hoje, junto de todos aqueles que tanto gosto, quero tentar demonstrar todo o amor que sinto. Dentre tantas mães existentes nesse mundo, eu tive o privilégio de ficar com a melhor de todas. A senhora é a pessoa mais importante na minha vida, foi aquela que me educou e que me ama incondicionalmente. Saiba que a única resposta para todas as suas perguntas é sim... Sim mãe, eu não conseguiria viver sem você... Sim mãe, eu te amo mais que tudo nessa vida... Sim mãe, é por você que luto todos os dias para escrever páginas melhores na nossa história... E sim mãe, se eu pudesse escolher entre milhares de outras mães, a senhora certamente seria a que eu escolheria... Obrigada mãe por todos os momentos dedicados a mim, pelas palavras, pelos conselhos, pelo afeto, pela amizade, pelo amor, e acima de tudo por ser minha mãe acima de quaisquer circunstâncias... Eu te amo.

Minha irmã Mariana, queria que você soubesse, assim, só pra saber, que o teu nome está em todas as minhas orações. E que antes de dormir e ao acordar, sussurro baixinho só para que Deus me escute o quanto é bom ter você comigo, e o quanto eu me sinto agradecida por isso, todos os dias. Você torna os meus dias mais felizes e divertidos, adoro morrer de rir com suas piadas e bobagens... Eu não poderia ter uma irmã melhor...

Pai apesar da distância que nos separa te carrego todos os dias e em todos os momentos junto ao meu coração.

Tia Jane, só eu sei o valor que a senhora tem para mim. Não é minha mãe, mas age como se fosse. Sei que posso contar com a senhora em todos os momentos da minha vida. Tia, obrigada pela amizade, companheirismo, e acima de tudo pelo amor. Nossos encontros são sempre corridos, mas no fim tudo sempre termina em um longo e caloroso abraço e em uma promessa eterna de amizade e carinho. Suas palavras de carinho, seus gestos de afeto e atenção, estão marcados em minhas lembranças ao longo do tempo que compartilho de sua presença. Quero te agradecer hoje e dizer que tenho muito orgulho por ser sua sobrinha, por saber que em seu coração eu tenho morada segura e calorosa. A senhora sempre foi para mim muito mais que uma tia, é uma amiga cheia de consideração e amor, a quem devo tanto e que mesmo que vivesse mil anos não conseguiria pagar. Obrigada por não ter desistido de mim quando nem eu mesmo mais acreditava.

Laianny, procurei entre tantas palavras e pensamentos uma forma de te agradecer, e eu que falo tanto não sei o que te dizer... Te agradeço por ser tão especial. Por estar sempre ao meu lado. Pelo apoio nas horas difíceis. Por me ouvir quando eu mais precisei desabafar. Hoje sei que você faz parte da minha vida, simplesmente porque divido com você todos os meus momentos, alegrias, tristezas, ganhos, perdas, meus medos e segredos. Você é muito mais, muito mais que uma amiga... Você é uma jóia preciosa que jamais encontrarei em outro lugar. Pra você, um obrigada cheio de gratidão!

Lidy você foi minha amiga, companheira, confidente, aquela que sempre estava preocupada com o meu bem-estar, se eu estava bem, se eu tinha comido alguma coisa. Você durante todo esse tempo esteve ao meu lado, sem faltar um dia sequer. Você encheu de alegria os meus dias, me ofereceu seu ombro amigo, sem pedir nada, simplesmente minha amizade. A você, que esteve ao meu lado nas horas que chorei e nas horas que sorri, nas horas que me lamentei e nas horas e que de uma forma ou de outra demonstrei total alegria... Hoje quero lhe agradecer pelo sorriso diário, sem mágoas nem rancores. Porque você fez, faz e sempre fará parte da minha história!

Elimário, o que falar pra você? Como eu posso dizer em palavras o quanto eu sou grata por todo o seu apoio e dedicação. Descobri que quem tem um amigo fiel, tem um tesouro e eu reconheço que sua amizade é um presente. Obrigado por estar sempre disposto a me ajudar e por ter se tornado o primeiro nome que me vinha à mente quando precisava de socorro.

Tamara obrigada por toda a energia positiva e alegria que me transmitia sempre que estávamos juntas, por todo o suor derramado e tantas histórias que compartilhamos, tornando assim nossa jornada menos cansativa.

Maciel, juntos vivemos muitas coisas. Filas quilométricas no RU, aventuras no trânsito, dias e noites no laboratório aonde tínhamos apenas um ao outro, a fome que era nossa maior companheira, e não posso esquecer também das nossas cúmplices risadas que estavam sempre presentes. Obrigada por toda a ajuda, amizade e companheirismo, você sempre será meu mal amado mais bem amado.

Graziela (madrinha), doçura, simplicidade e humildade lhe definem. Agradeço a Deus por ter lhe colocado em meu caminho e por ter tido o privilégio de conviver com pessoa tão serena. Obrigada por todas as vezes que me abraçou forte e disse: Fica calma Lindinha, vai dar tudo certo. Não podia deixar de te levar em outro lugar que não fosse o meu coração.

Aline, diferente de todo mundo sempre puxou minha orelha, sem nunca me deixar perder o foco. Engole o choro, e vai estudar Lainara!!! Sempre foi uma espécie de mãezona, e mesmo longe continuou a me ensinar. Obrigada amiga por sempre que me aconselhou, por sempre que reclamou de algo que estava errado, por todas as caronas tarde da noite. Obrigada por fazer parte da minha história.

Fabiana e Aridiano, fico muito feliz em hoje dizer o quanto sou grata por ter vocês como amigos. Fabi esse tempo todo caminhamos lado a lado, uma servindo de apoio para outra, compartilhando das mesmas angústias e alegrias. Obrigada por estarem sempre por perto e saber que posso contar com vocês.

As minhas vizinhas Dona Helena, Cláudia e Ana Laura que foram a minha segunda família quando a minha esteve distante. Agradeço humildemente por todos os cuidados, na saúde e na doença, pela atenção e preocupação que sempre dedicaram a mim, pelo afeto, e principalmente pela consideração que tiveram em me acolher quando mais precisei.

E para finalizar quero agradecer a todos os meus amigos de curso e a todas as demais pessoas (amigos, familiares e conhecidos) que acreditaram e torceram por mim, para que hoje eu pudesse estar aqui.

Muito Obrigada...
Vou sentir saudades!

“Não fiz o melhor, mas fiz tudo para que o
melhor fosse feito. Não sou o que deveria ser,
mas com certeza, não sou o que era antes.”

Martin Luther King

RESUMO

Os nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp) estão entre os mais importantes fitopatógenos em razão de afetar numerosas culturas, causar perdas consideráveis à produção e ser de difícil controle. A utilização de métodos alternativos, que não deixem resíduos nocivos ao meio ambiente e ao homem, são os mais indicados. Este trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Fitopatologia e em casa de vegetação pertencentes ao Setor de Fitossanidade do Departamento de Fitotecnia, do Centro de Ciências Agrárias. Procurou-se investigar, por meio de quatro ensaios, o efeito de princípios ativos tóxicos presentes em nove espécies vegetais de ocorrência no do Estado do Ceará, feijão guandu (*Cajanus cajan*) 'Fava Larga', *Crotalaria breviflora*, milho (*Pennisetum glaucum*) 'ADR 500', timbaúba (*Enterolobium contortisiliquum*), ciúme (*Calotropis procera*), estramônio (*Datura stramonium*), metel (*D. metel*), nim (*Azadirachta indica*), trigo mourisco (*Fagopyrum esculentum*) sobre *M. enterolobii* em olerícolas. No primeiro ensaio investigou-se a suscetibilidade das espécies com relação ao patógeno e constatou-se que *C. breviflora*, milho, estramônio, metel, nim e trigo mourisco comportaram-se como imunes, enquanto que feijão guandu, timbaúba e ciúme mostraram diferentes níveis de resistência ao nematoide. No segundo ensaio avaliou-se o cultivo prévio das nove espécies em solo infestado para erradicação do patógeno com o posterior plantio de alface (*Lactuca sativa*). As plantas de alface que sucederam *C. breviflora*, milho, estramônio e nim não apresentaram galhas. No entanto, as alfaces cultivadas após metel e trigo mourisco, desenvolveram poucas galhas e as que sucederam o feijão guandu, a timbaúba e o ciúme, apresentaram elevado número de galhas. No terceiro ensaio, a incorporação da parte aérea de milho, estramônio, metel trigo mourisco, timbaúba, ciúme e alface reduziram efetivamente a população de nematoides no solo, uma vez que os tomateiros cultivados após esse procedimento não apresentaram infestação. No quarto ensaio, a utilização de extratos aquosos *in vitro* de timbaúba, ciúme, estramônio e metel resultou em 100 % de mortalidade de J2, indicando possuírem forte efeito nematicida. Com base nos resultados dos quatro ensaios pode-se concluir que *C. breviflora*, milho, estramônio, metel e nim mostraram-se eficientes no controle de *M. enterolobii* independente da forma empregada, provavelmente pelos princípios tóxicos presentes em seus tecidos, mostrando-se assim promissoras no emprego como alternativa de controle.

Palavras-chave: Meloidoginose. Controle alternativo. Substâncias nematicidas.

ABSTRACT

Root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp) are among the most important plant pathogens, as they affect many crops, cause considerable losses to production and are difficult to control. The use of alternative methods, which do not leave residues that are harmful to the environment or to man, are the most advisable. This study was carried out both at the Laboratory of Phytopathology and in a greenhouse of the Plant Health Sector of the Department of Plant Science, in the Centre for Agrarian Science of the Federal University of Fortaleza. By means of four trials, it was sought to investigate the effect of toxic active ingredients present in nine plant species occurring in the State of Ceará, on *M. enterolobii* in vegetable crops. The species were pigeon pea (*Cajanus cajan*) 'Fava Larga', *Crotalaria breviflora*, pearl millet (*Pennisetum glaucum*) 'ADR 500', earpod tree (*Enterolobium contortisiliquum*), milkweed (*Calotropis procera*), jimson weed (*Datura stramonium*), metel (*D. metel*), neem (*Azadirachta indica*) and buckwheat (*Fagopyrum esculentum*). In the first trial, species susceptibility to the pathogen was investigated, where it was found that the *C. breviflora*, pearl millet, jimson weed, metel, neem and buckwheat behaved as if immune, whereas the pigeon pea, earpod tree and milkweed displayed different levels of resistance to the nematode. In the second trial, earlier cultivation of the nine species in an infested soil was evaluated for eradication of the pathogen by the later planting of lettuce (*Lactuca sativa*). The lettuce plants that followed the *C. breviflora*, pearl millet, jimson weed and neem did not present galls. However, the lettuce grown after the metel and buckwheat developed a few galls, and those following the pigeon pea, earpod tree and milkweed, showed a high number of galls. For the third test, incorporating the shoots of the pearl millet, the jimson weed, metel, buckwheat, earpod tree, milkweed and lettuce effectively reduced the population of nematodes in the soil, since no infestation was seen in the tomato plants grown after the procedure. In the fourth trial, the use of aqueous extracts of milkweed, earpod tree, jimson weed and metel in vitro resulted in 100% J2 mortality, demonstrating their strong nematicidal effect. Based on the results of the four trials it can be concluded that *C. breviflora*, pearl millet, jimson weed, metel and neem were effective in controlling *M. enterolobii* regardless of the way they were employed; this was probably due to the toxic ingredients present in their tissue, and shows them to be promising as an alternative form of control.

Keywords: Meloidoginosis. Alternative control. Nematicide substances.

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	9
2	REVISÃO DE LITERATURA	12
2.1	A Cultura do tomate	12
2.1.1	<i>Origem</i>	12
2.1.2	<i>Taxonomia, classificação e características</i>	12
2.1.3	<i>Aspectos Econômicos</i>	13
2.1.4	<i>Aspectos fitossanitários</i>	14
2.2	Cultura da alface	14
2.2.1	<i>Origem</i>	14
2.2.2	<i>Taxonomia, classificação e características</i>	15
2.2.3	<i>Aspectos econômicos</i>	15
2.3	Fitonematoides	16
2.3.1	<i>Disseminação</i>	16
2.3.2	<i>Sintomas e Danos</i>	17
2.4	Gênero <i>Meloidogyne</i>	17
2.4.1	<i>Meloidogyne enterolobii</i>	21
2.5	Medidas Preventivas de Controle	23
2.5.1	<i>Quarentena e plantio de mudas e materiais propagativos sadio</i>	23
2.5.2	<i>Uso de máquinas e implementos agrícolas limpos</i>	23
2.6	Métodos de controle de <i>Meloidogyne</i> spp	23
2.6.1	<i>Controle Químico</i>	23
2.6.2	<i>Controle biológico</i>	24
2.6.2.1	<i>Fungos</i>	24
2.6.2.2	<i>Bactérias e indução de resistência</i>	25
2.6.3	<i>Solarização do Solo</i>	26
2.6.4	<i>Retirada de restos culturais da área</i>	26
2.6.5	<i>Variedades resistentes</i>	26
2.6.6	<i>Pousio</i>	27
2.6.7	<i>Adição de matéria orgânica</i>	27
2.6.8	<i>Rotação de culturas</i>	28
2.6.9	<i>Adubação Verde</i>	28
2.6.10	<i>Plantas antagonistas</i>	28
2.6.10.1	<i>Tagetes spp</i>	29
2.6.10.2	<i>Leguminosas</i>	30
2.6.10.2.1	<i>Crotalaria spp</i>	30
2.6.10.2.2	<i>Feijão guandu (<i>Cajanus cajan</i> L. Millsp)</i>	30
2.6.10.3	<i>Gramíneas</i>	31
2.6.10.3.1	<i>Milheto (<i>Pennisetum glaucum</i> L.)</i>	31
2.6.11	<i>Plantas tóxicas</i>	32
2.6.11.1	<i>Timbaúba (<i>Enterolobium contortisiliquum</i>)</i>	33
2.6.11.2	<i>Ciúme (<i>Calotropis procera</i> W.T. Aiton)</i>	34
2.6.11.3	<i>Datura spp</i>	35
2.7	Outras espécies de interesse	37
2.7.1	<i>Nim (<i>Azadirachta indica</i> A. Juss)</i>	37
2.7.2	<i>Trigo mourisco (<i>Fagopyrum esculentum</i> Moench)</i>	39

2.8	Extratos vegetais	39
3	MATERIAL E MÉTODOS	41
3.1	Ensaio 1: Hospedabilidade das espécies vegetais com princípios tóxicos a <i>M. enterolobii</i>	43
3.2	Ensaio 2: Avaliação do efeito residual das espécies com princípios tóxicos sobre população remanescente de <i>M. enterolobii</i> no solo	45
3.3	Ensaio 3: Incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos em solo infestado por <i>M. enterolobii</i> para posterior cultivo de tomate	46
3.4	Ensaio 4: Efeito <i>in vitro</i> de extratos aquosos de espécies tóxicas sobre juvenis de <i>M. enterolobii</i>	48
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	51
4.1	Ensaio 1 - Hospedabilidade das espécies vegetais com princípios tóxicos a <i>M. enterolobii</i>	51
4.2	Ensaio 2: Avaliação do cultivo de espécies com princípios tóxicos em solo infestado com <i>M. enterolobii</i> para posterior plantio de hortaliça	57
4.3	Ensaio 3: Incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos em solo infestado por <i>M. enterolobii</i>	62
4.4	Ensaio 4: O efeito <i>in vitro</i> de extratos aquosos de espécies tóxicas sobre juvenis de <i>M. enterolobii</i>	69
5	CONCLUSÕES	74
	REFERÊNCIAS	75

1 INTRODUÇÃO

As doenças de plantas causadas por patógenos de solo possuem grande importância nas culturas, pelos danos causados às espécies vegetais e pelas dificuldades na adoção de medidas de controle. Dentre os patógenos destacam-se os fitonematoides, que em muitos casos inviabilizam o cultivo e a produção de numerosas culturas em áreas infestadas. O gênero *Meloidogyne*, nematoide das galhas, é um dos mais importantes uma vez que afetam o sistema radicular da planta hospedeira, resultando em alterações morfológicas internas e externas. Quando presente em altas infestações e no início da cultura pode provocar a morte de mudas no campo. Nas plantas sobreviventes a produção é fortemente afetada em quantidade e em qualidade (HAGUE; GOWEN, 1987; ALVARENGA, 2004; CHARCHAR; ARAGÃO, 2005).

O nematoide das galhas possui elevado número de plantas hospedeiras em todo o mundo. Dentre as culturas exploradas economicamente afetadas ressaltam-se as olerícolas em razão de terem ciclo vegetativo curto e da possibilidade de cultivo durante todo o ano. No Brasil, os problemas causados por nematoides em hortaliças são intensificados pela existência de grandes áreas de cultivos, dificuldade de controle, ausência de uma legislação rigorosa de quarentena e da falta de cultivares resistentes na maioria das espécies (CARNEIRO *et al.*, 2006).

O tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.), originário da América do Sul, é uma das olerícolas de maior importância econômica e também uma das mais difundidas no mundo, devido a sua grande aceitabilidade e consumo (CARVALHO; PAGLIUCA, 2007). Segunda hortaliça de maior importância no Brasil, sendo cultivada em quase todos os estados do país dividindo sua produção em tomate para mesa e para processamento (MATTEDI *et al.*, 2007). Diversos problemas fitossanitários são responsáveis por elevadas perdas na produção do tomateiro no campo, destacando-se doenças causadas por fungos, bactérias, vírus e nematoides (LOPES; ÁVILA, 2005). O tomateiro é uma das espécies mais suscetíveis ao nematoide das galhas, tendo sido relatado na cultura à associação das quatro principais espécies do patógeno *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla* e mais recentemente, a *M. enterolobii* (MANSO, *et al.*, 1994; CARNEIRO *et al.*, 2006).

A alface (*Lactuca sativa* L.), por sua vez, é a hortaliça folhosa mais comercializada no Brasil, sendo considerada uma cultura hortícola de grande consumo. O nematoide das galhas constitui-se em um dos maiores problemas para a alface, causando

perdas econômicas significativas (SILVA, 2006). A cultura é vulnerável ao ataque dos nematoides *M. incognita* e *M. javanica* (MANSO *et al.*, 1994), os quais provocam nas plantas deficiência mineral, amarelecimento e nanismo, tornando-as impróprias para o consumo, causando prejuízo econômico ao produtor (CHARCHAR; MOITA, 1996). *M. enterolobii* é outra espécie que vem ganhando destaque na alface em razão de afetar cultivares resistentes às outras espécies de *Meloidogyne* (MELO *et al.*, 2011).

No Brasil, em hortaliças, *M. enterolobii* foi detectado pela primeira vez no Estado de São Paulo parasitando plantas de tomateiro e pimentão (*Capsicum annuum* L.) resistentes a outras espécies de *Meloidogyne*. Desde então, esta espécie vem causando perdas nestas olerícolas em municípios do interior paulista (CARNEIRO *et al.*, 2006) e de outros estados.

Em razão do grande número de hospedeiros, o nematoide das galhas é, em geral, considerado de difícil controle, o qual é muitas vezes limitado ao uso de nematicidas, que são caros, tóxicos e, em alguns casos ineficazes (MOURA, 1996; 1997). De um modo geral, os defensivos químicos provocam danos à saúde humana, animal e contaminam os recursos naturais de forma direta ou indireta (ALMEIDA *et al.*, 2001).

Em campo, o emprego de medidas integradas permite um controle efetivo e reduz de maneira significativa os prejuízos ocasionados pelo *Meloidogyne* spp. O uso de plantas resistentes a fitonematoides em hortaliças é restrito, tanto em razão de haver poucas cultivares disponíveis para o agricultor como pela dificuldade em encontrar cultivares que sejam resistentes a várias espécies de nematoides ao mesmo tempo (FERRAZ; FREITAS, 2004). Para a alface, por exemplo, até o momento existem apenas cultivares consideradas moderadamente resistentes ao ataque de nematoides (SILVA, 2006).

A manutenção do solo coberto com plantas ou resíduos, evita deixá-lo exposto aos agentes climáticos que provocam erosão, lixiviação e empobrecimento dos horizontes superficiais (DERPSCH; CALEGARI, 1992).

A rotação de culturas tem sido um método importante e eficiente de controle dos nematoides das galhas. Esta prática cultural viabiliza a diversificação dos sistemas agrícolas, melhora as condições físicas, químicas e biológicas do solo, controla plantas daninhas, reduz pragas e doenças e contribui para a sustentabilidade do ecossistema (GHINI; BETTIOL, 2000; AZEVEDO, 2003).

O cultivo alternado de espécies antagônicas, por sua vez, pode permitir a reutilização da área onde foi detectada a presença de nematoides. Substâncias químicas com

efeito nematicida tem sido isoladas de algumas dessas plantas antagonistas as quais não permitem o completo desenvolvimento do nematoide. A interrupção do seu ciclo reduz a infestação na área de cultivo, permitindo desse modo o posterior plantio de culturas suscetíveis sem que haja perda de produtividade. Existem diversos trabalhos com a utilização de plantas antagonistas em rotação de culturas, consórcios e plantio direto para o manejo de áreas infestadas por *Meloidogyne* spp (FERRAZ; FREITAS, 2004; FERRAZ *et al.*, 2012).

Atualmente, um dos grandes desafios da Nematologia é o manejo visando o controle de *M. enterolobii* em olerícolas, para que medidas alternativas possibilitem a recuperação de áreas infestadas pelo patógeno.

Tendo em vista os registros de *M. enterolobii* afetando fruteiras no Estado do Ceará (TORRES *et al.*, 2007), e levando em consideração suas características biológicas e o seu elevado potencial de disseminação em campo constituindo-se uma ameaça também para as áreas produtoras de hortaliças, tornou-se objetivo desse trabalho investigar o efeito de diferentes espécies vegetais de ocorrência no Estado do Ceará com princípios ativos tóxicos sobre o controle do nematoide *M. enterolobii*. Assim, buscou-se avaliar:

1. a hospedabilidade de espécies vegetais com princípios tóxicos a *M. enterolobii*;
2. o efeito residual das espécies com princípios tóxicos sobre a população de *M. enterolobii* no solo;
3. o efeito da incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos em solo infestado por *M. enterolobii*;
4. o efeito ‘*in vitro*’ de extratos aquosos de espécies tóxicas sobre juvenis de *M. enterolobii*.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A Cultura do tomate

2.1.1 Origem

O tomateiro é proveniente da América do Sul, tendo como centro primário de origem a região Andina (RICK; HOLLE, 1990). A domesticação e o cultivo do tomateiro foram feitos por tribos indígenas primitivas que habitavam o México, considerado centro de origem secundário (PERALTA; SPOONER, 2007). É uma das espécies de maior importância em todo mundo e apresenta diferentes segmentos para atender as mais diversas demandas desse importante mercado.

Atualmente o tomateiro, é o segundo produto olerícola mais cultivado no mundo, sendo a quantidade produzida superada apenas pela batata (*Solanum tuberosum* L.), que juntamente com a cebola (*Allium cepa* L.) e o alho (*A. sativum* L.) são os alimentos mais comumente industrializados (MELO, 1989; FILGUEIRA, 2000; SILVA; GIORDANO, 2000).

2.2.2 Taxonomia, classificação e características

Pertencente à ordem Solanales, família Solanaceae e ao gênero *Solanum*, o tomateiro teve sua primeira denominação científica dada em 1694 por Tournefort (1694), que o classificou genericamente de *Lycopersicon* que significa “pêssego de lobo” na língua grega. Por sua vez, Linnaeus (1753), usando o sistema binomial, reclassificou o tomate como sendo do gênero *Solanum*. Philip Miller (1754) descreveu e reclassificou o gênero como *Lycopersicon* e, mais tarde, novamente Miller (1768), descreveu várias espécies, incluindo o tomateiro cultivado, denominando-o de *L. esculentum*. Na sequência, diversos estudos mostraram alta correlação genética entre *L. esculentum* e espécies do gênero *Solanum* e o tomateiro foi então reclassificado como *Solanum lycopersicum* L. (PERALTA *et al.*, 2006). Atualmente, com base em evidências obtidas a partir de estudos filogenéticos utilizando sequência de DNA (SPOONER *et al.*, 2005) e estudos mais aprofundados de morfologia e de distribuição das plantas, há ampla aceitação da nomenclatura *S. lycopersicum* entre taxonomistas, melhoristas e geneticistas (WARNOCK, 1988; PERALTA *et al.*, 2001; SPOONER *et al.*, 2003; PERALTA *et al.*, 2006), conforme consta no Code of Nomenclature for Cultivated Plants (BRICKELL *et al.*, 2004).

O tomateiro é uma olerícola anual, herbácea, que apresenta caule redondo e com pilosidades. As folhas são alternadas, de formato oval a oblonga, compostas, com

comprimento variando de 11 a 32 cm. Sua flor é hermafrodita, com cleistogamia, caracterizando uma espécie autógama, cuja autofecundação ocorre em percentuais superiores a 95 %, embora possa ocorrer uma pequena taxa de polinização cruzada. As flores são pequenas e amarelas, com pétalas lanceoladas e largas, em cachos simples ou compostos. Os frutos são bagas carnosas que podem ser bilocular, trilocular ou plurilocular. São suculentos e possuem tamanho e peso que variam de acordo com a cultivar (EMBRAPA, 2006; FILGUEIRA, 2008).

A cultura do tomateiro é caracterizada por dois hábitos de crescimentos distintos: indeterminado e determinado. No hábito indeterminado as plantas necessitam de tutoramento, poda, e os frutos são destinados à mesa, enquanto que as cultivares de hábito de crescimento determinado são adaptadas para o cultivo rasteiro, mais fáceis de cultivar e sendo destinados para a industrialização (EMBRAPA, 2006).

O ciclo do tomateiro varia entre cultivares e é influenciado pelas condições climáticas e de solo. A germinação da semente ocorre em média, com cinco a sete dias, o florescimento inicia aos 45 dias após a sementeira, enquanto que a maturação ocorre em torno de 60 dias. Nas cultivares de hábito de crescimento indeterminado a colheita pode se prolongar por alguns meses, uma vez que iniciada a colheita, o processo de florescimento, frutificação e até mesmo de crescimento da planta continua. Nas cultivares destinadas ao processamento industrial, os frutos amadurecem na mesma época, o que possibilita a realização de apenas uma ou duas colheitas (ALVARENGA *et al.*, 2013).

Há nove tipos de tomate comestíveis plantados no Brasil. São eles: os Longa vida, o Cerejão, o Cereja, o Santa Clara, o Rasteiro, o Italiano ou Saladette, os Cluster (vendidos em cachos), os ornamentais e os Caquis ou Japoneses (EMBRAPA, 2008).

2.2.3 Aspectos Econômicos

O tomateiro destaca-se por sua importância econômica, sendo uma das olerícolas mais cultivadas no mundo. No Brasil, em 2014, a área cultivada com tomateiro foi de 65,25 mil hectares, resultando em uma produção de 4,29 milhões de toneladas, com produtividade média de 65,88 t/ha, situando-se em oitavo lugar no ranking mundial. Esta olerícola é amplamente difundida em todos os estados brasileiros, sendo a segunda mais cultivada em área no país, superada somente pela batata-inglesa (*S. tuberosum*). A produção brasileira de tomate está concentrada nas regiões Sudeste (44,69 %) e Centro-oeste (25,54 %). No Brasil, na safra 2014, os estados com maior produção são: Goiás (23,88 %), São Paulo (19,77 %) e

Minas Gerais (15,71 %). O Ceará, por vez, contribuiu, nesse ano, com 5,23% da produção nacional (IBGE, 2015).

2.2.4 Aspectos fitossanitários

A cultura do tomateiro, além de estar sujeita a várias doenças fúngicas, bacterianas e viroses que podem limitar a sua produção (KUROZAWA; PAVAN, 2005), é hospedeira de dezenas de espécies de fitonematoides. Somente no Brasil, associados à cultura do tomateiro, existem pelo menos 43 espécies de nematoides fitoparasitas distribuídas em 21 gêneros. Dos nematoides que afetam o tomateiro no Brasil, dois gêneros apresentam sintomas primários característicos, que são as espécies de *Meloidogyne* e de *Pratylenchus*, as quais provocam galhas e lesões nas raízes, respectivamente. Os demais gêneros não apresentam sintomatologia distinta, caracterizando-se, basicamente, pela redução do sistema radicular e do crescimento das plantas, acompanhadas por sintomas de deficiência mineral (CAMPOS, 2000).

Entre os diversos métodos de controle recomendados, cita-se a utilização de cultivares resistentes que apesar de possibilitar a manutenção de populações do parasita abaixo do nível de dano (COOK; EVANS, 1987), não é ainda uma prática generalizada. Isso se deve a vários fatores, como por exemplo, o fato de a resistência genética estar presente em cultivares com características agrônômicas não desejáveis. Conforme Sasser e Kirby (1979), dentre as 97 cultivares de tomateiro selecionadas com certo grau de resistência a uma ou mais espécies de *Meloidogyne*, poucas eram amplamente cultivadas, em razão, principalmente, da maioria não atender as exigências específicas de mercado (ROBERTS, 1982). O segundo fator é a presença de patótipos ou raças de *Meloidogyne* capazes de quebrar a resistência genética. Adicionalmente, observa-se que usos repetitivos de cultivares resistentes podem selecionar raças com capacidade para parasitar plantas resistentes (BOST; TRIANTAPHYLLOU, 1982).

2.2 Cultura da alface

2.2.1 Origem

A alface (*Lactuca sativa* L.), de acordo com Ryder e Witaker (1976) tem como provável centro de origem o sul da Europa e o oeste da Ásia. Depois de ser difundida por toda Europa, foi introduzida nas Américas, sendo então trazida ao Brasil, no ano de 1647, pelos portugueses. Existem relatos da sua utilização como alimento humano desde o século VI a.C. entre os persas, gregos e romanos (FONSECA, 2007).

2.2.2 Taxonomia, classificação e características

A alface pertence à ordem Asterales, família Asteraceae e gênero *Lactuca* (WIKISPECIES, 2006).

É uma planta anual e de porte herbáceo, caule reduzido e não ramificado com folhas grandes, lisas ou crespas, fechando-se ou não na forma de uma cabeça. Possui um sistema radicular pivotante de ramificações finas e curtas, podendo alcançar até 60 cm de profundidade, explorando, efetivamente, de 15 a 20 cm do perfil do solo (CAMARGO, 1984; MAROUELLI *et al.*, 1994; GOTO, 1998).

Tipicamente folhosa, a alface se desenvolve e produz melhor sob condições de temperaturas amenas. Seu ciclo é anual, em torno de 45 dias, encerrando a fase vegetativa quando a planta atinge o maior desenvolvimento das folhas. Nessa ocasião, inicia a fase reprodutiva, caracterizada pela emissão do pendão floral, a qual é favorecida pelas épocas de elevadas temperaturas e dias longos (FILGUEIRA, 1982).

As cultivares comercialmente utilizadas podem ser agrupadas, considerando-se as características das folhas e da formação, ou não, de uma cabeça repolhuda. Assim, obtêm-se seis grupos ou tipos de alface: Repolhuda-manteiga, Solta-lisa, Repolhuda-crespa (Americana), Romana, Mimosa e Solta-crespa (FILGUEIRA, 2000).

2.2.3 Aspectos econômicos

No Brasil, atualmente a alface é a folhosa de maior consumo nacional. Existem 66.301 propriedades rurais produzindo alface comercialmente, sendo 30 % na região sudeste, 30 % na região sul, 26 % na região nordeste, 7 % na região centro-oeste e 6 % na região norte. A produção brasileira de alface é de 525.602 toneladas. O estado de São Paulo responde por 31 % da produção brasileira, o estado do Rio de Janeiro por 27 %, seguido por Minas Gerais com 7 %, Rio Grande do Sul, Paraná, Ceará, Santa Catarina e outros estados com participação, individual, inferior a 3 %. A alface responde por 11 % da produção de hortaliças no Brasil (4.908.772 toneladas) (CNPQ - EMBRAPA, 2013).

A alface é de grande aceitação e ao lado do tomate, é o principal ingrediente da maioria das saladas. Provavelmente esse grande consumo se dá em razão de seu sabor agradável, refrescante e fácil preparo em numerosos pratos (MALUF, 2001). Entre os grupos de alface mais consumidos no país, o de folhas crespas vem crescendo consideravelmente nos últimos anos e correspondeu a 46,43 % do volume comercializado pela Ceagesp, só no ano de 2006 (AGRIANUAL, 2008), ficando evidente a importância deste tipo de alface no país.

A alface está sujeita a ocorrência de diversas doenças das quais pelo menos 75 são causadas por fatores bióticos como fungos, bactérias, vírus e nematoides em todo o mundo (LOPES; QUÉZADO-DUVAL, 1998).

Os nematoides fitoparasitas danificam o sistema radicular da alface e impedem a absorção de água e sais minerais, afetando, assim, características comerciais, como coloração das folhas, formação de cabeça, tamanho e peso de planta. As cultivares de alface afetadas por nematoides ficam atrofiadas e amareladas, tornando-se impróprias à comercialização (CAMPOS, 1985).

2.3 Fitonematoides

As perdas na produção devido ao ataque de fitonematoides às culturas, em geral, vão desde danos leves até um comprometimento severo que afeta, principalmente, órgãos subterrâneos como raízes, rizomas, tubérculos, bulbos e frutos hipógeos (FERRAZ; MONTEIRO, 1995). Uma vez introduzido o estilete do nematoide nas raízes das plantas por meio da parede celular, estes obtêm o conteúdo citoplasmático que necessitam e ao mesmo tempo injetam substâncias tóxicas que provocam tumores, necroses e atrofia, conseqüentemente, causando enfraquecimento e redução na produção (TIHOHOD, 1993).

Vários são os gêneros de fitonematoides que ocasionam prejuízos à olerícolas. Em áreas de cultivo de tomateiro pelo mundo, os gêneros de nematoides que causam expressivos danos à cultura são *Meloidogyne*, *Belonolaimus*, *Trichodorus* e *Paratrichodorus*, havendo também outros gêneros relatados na literatura, porém estes não causam perdas ou prejuízos estimáveis (PINHEIRO; PEREIRA; SUINAGA, 2014). No entanto, em áreas de produção de hortaliças folhosas, como é o caso da alface, muitos gêneros de fitonematoides incidem nessa espécie, mas poucos têm sido estudados. Dentre estes, os principais são *Xiphinema* spp, *Longidorus* (*L. africanus*), *Pratylenchus* (*P. penetrans* e *P. brachyurus*), *Rotylenchus* (*R. robustus*) e o mais comum e de maior incidência nas áreas de plantio, o gênero *Meloidogyne* (*Meloidogyne* spp) (PINHEIRO; AMARO; PEREIRA, 2010).

2.3.1 Disseminação

A autodisseminação dos fitonematoides é considerada de pequena importância, daí o motivo de ocorrer infestação em reboleiras. No entanto, maquinários e implementos agrícolas com solo contaminado aderido, material vegetal contaminado, o homem, a água de irrigação ou de chuvas, constituem os principais veículos de disseminação desse patógeno,

além de que o cultivo de espécies suscetíveis por longos períodos resultam no incremento da população dos nematoides (TIHOHOD, 1993; CHARCHAR, 1999).

2.3.2 Sintomas e Danos

Os fitonematoides causam ação espoliadora, traumática e tóxica às plantas hospedeiras, sendo o dano causado variável com a espécie do nematoide, nível populacional, suscetibilidade do hospedeiro, condições ambientais e outros fatores. Muitos dos principais processos fisiológicos da planta hospedeira como respiração, fotossíntese, absorção e translocação de água e outros nutrientes, balanço hormonal, podem ser afetadas direta e indiretamente pelo parasitismo dos nematoides, além das deformações morfológicas e anatômicas que ocorrem durante a infestação. Os sintomas primários mais comuns são galhas, lesões, raízes digitadas, descolamento cortical e rachaduras. Os sintomas reflexos geralmente associados são: redução do crescimento das plantas infestadas, deficiências nutricionais, murcha devido ao desequilíbrio entre a tomada e perda de água, desfolha e diminuição de produção (TIHOHOD, 1993; CHARCHAR, 1999; FERRAZ *et al.*, 2012).

Os danos de nematoides mais frequentes podem ser quantitativos, quando a planta infestada sofre uma queda em sua produção, ou qualitativos, quando deformam bulbos, tubérculos e raízes comestíveis, tornando-os impróprios à comercialização. Além disso, têm seus sistemas radiculares mais suscetíveis a infecções secundárias por fungos ou bactérias (CHARCHAR, 1999).

Em termos mundiais, estima-se que as perdas anuais causadas por estes organismos em todas as culturas alcancem em torno de 100 bilhões de dólares (FREITAS *et al.*, 2001).

2.4 Gênero *Meloidogyne*

O primeiro relato de plantas infestadas por nematoides em raízes data de 1855, quando Berkeley, trabalhando na Inglaterra descobriu que havia uma associação entre um pequeno verme do solo com a formação de nódulos nas raízes de pepino (MOURA, 1996). No Brasil, tumores em raízes foram constatadas pela primeira vez em 1878 por C. Jobert em cafezais apresentando declínio, na então Província do Rio de Janeiro (FERRAZ; MONTEIRO, 1995). A referência ao gênero *Meloidogyne* foi feita pelo zoólogo suíço Emílio Goeldi, em 1887, em raízes de cafeeiro que apresentavam pequenas e numerosas estruturas as quais foram denominadas de galhas. Estas continham ovos elípticos e pequenos animais vermiformes, descritos detalhadamente no seu "Relatório sobre a Moléstia do Cafeeiro na

Província do Rio de Janeiro". O nome proposto por Goeldi ao nematoide que estudou (1887) foi de *M. exigua*, descrevendo, nessa ocasião, a importância do patógeno para a cultura (MOURA, 1998). Chitwood (1949) revisou o gênero *Meloidogyne*, aceitando *M. exigua* como espécie-tipo e descrevendo cinco novas espécies. O autor postulou que todas as espécies formadoras de galhas pertenceriam ao gênero *Meloidogyne* (LORDELLO, 1992).

Com o decorrer dos anos, novas espécies foram descritas e o gênero *Meloidogyne* tornou-se o nematoide de maior importância econômica e de maior interesse no mundo (FERRAZ, 2001). As quatro principais espécies mais disseminadas são *M. incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* e *M. hapla*, associadas às maiores perdas para agricultura mundial (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001).

Os nematoides formadores de galhas pertencem ao Reino Animal, Filo Nematoda Potts, 1932; Classe Chromadorea Inglis, 1983; Subclasse Chromadoria Pearse, 1942; Ordem Rhabditida Chitwood, 1933; Subordem Tylenchina Thorne, 1949; Infraordem Tylenchomorpha De Ley e Blaxter, 2002; Superfamília Tylenchoidea Örley, 1880; Família Meloidogynidae Skarbilovich, 1959; Subfamília Meloidogyninae Skarbilovich, 1959; Gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1892, conforme a classificação proposta por (DE LEY; BLAXTER, 2002; KARSEN; MOENS, 2006).

Segundo Taylor e Sasser (1978), a multiplicação dos nematoides causadores de galhas ocorre em escala logarítmica. Assim, considerando que uma única fêmea produzindo uma média de 500 ovos, e estes apenas 5 % sobrevivem para reproduzirem-se em gerações seguidas, terão em apenas quatro gerações, respectivamente: 25, 625, 15.625 e 390.625 adultos.

O ciclo de vida completo dos nematoides das galhas ocorre em três a quatro semanas, em condições favoráveis (verão). Contudo, qualquer espécie reduz ou paralisa por completo as suas atividades vitais em temperaturas superiores a 40 °C ou inferiores a 5 °C (FERRAZ, 2001).

Os nematoides das galhas são parasitas obrigatórios de vegetais e possuem como característica o dimorfismo sexual. As diferenças gerais na forma do corpo entre machos e fêmeas, tais como fêmeas arredondadas e machos vermiformes, são estabelecidas durante o desenvolvimento pós-embrionário do nematoide (EISENBACK; TRIANTAPHYLLOU, 1991).

O desenvolvimento embrionário resulta no juvenil de primeiro estágio que sofre uma ecdise ainda no ovo, dando origem ao juvenil de segundo estágio (J2). Esse estágio móvel, vermiforme, infectivo migra através do solo atraído por substâncias que provêm das plantas, penetrando nas raízes da hospedeira suscetível. Os J2 movem-se por entre as células dos tecidos da planta perfurando-as com o estilete, migrando até a zona de alongação da raiz, na periferia do cilindro central, onde estabelece o seu sítio de alimentação no parênquima vascular, iniciando um complexo relacionamento com a planta. Ocorre, então, a segunda (J2 a J3), a terceira (J3 a J4) e a quarta ecdises (J4 a fêmea jovem ou macho). Durante o desenvolvimento pós-embrionário, o sistema reprodutivo desenvolve-se e crescem as gônadas funcionais. A mudança de forma nos machos ocorre durante o quarto estágio juvenil (J4). Nesse período, o J4 sofre uma metamorfose na qual o corpo se alonga, assumindo o macho, uma forma vermiforme. O J4 está envolvido pelas cutículas do segundo e terceiro estágios e, após a última ecdise, o macho emerge inteiramente desenvolvido (TAYLOR; SASSER, 1983). Os machos adultos não se alimentam, saem da raiz e movem-se livremente no solo. Não há acasalamento, permanecendo os machos no solo até a morte. No caso das fêmeas, logo após a última ecdise, estas começam a se alimentar, permanecendo ali para o restante de sua vida (EISENBACK; TRIANTAPHYLLOU, 1991)

Os nematoides não matam a célula hospedeira com o parasitismo, as células gigantes permanecem metabolicamente ativas até o nematoide completar o ciclo de vida, ou seja, passarem pelas fases juvenis para adulto com produção de ovos (FRAGOSO *et al.*, 2007).

A reprodução dentro do gênero é por partenogênese e a fêmea pode depositar de 500 a 1.000 ovos, em uma substância gelatinosa produzida pelo ânus para a proteção dos ovos, independente das condições adversas. Massas de ovos são comumente encontradas perto da superfície das raízes como também dentro das galhas (VOVLAS, 2005; CHARCHAR, 1999). O ciclo de vida do nematoide das galhas é fortemente afetado pela temperatura, umidade e planta hospedeira (TAYLOR; SASSER, 1983).

No gênero *Meloidogyne*, a formação de galhas nas raízes é resultante da hiperplasia e hipertrofia celular no cilindro vascular, e no parênquima cortical da raiz formando as células gigantes. Segundo Abad *et al.* (2009), esses organismos se nutrem exclusivamente nas células gigantes, as quais apresentam um aumento da densidade citoplasmática e uma diminuição da vacuolização normal. O citoplasma denso é rico em

complexo de Golgi, retículo endoplasmático, mitocôndrias, plastídios e ribossomos. As paredes celulares das células gigantes possuem invaginações típicas de células de transferência, o que aumenta a absorção de nutrientes do xilema. Essa alteração celular é formada pela própria planta em reação às toxinas introduzidas pelo nematoide. As células hipertrofiadas funcionam como um funil, canalizando o fluxo de nutrientes do floema para o desenvolvimento do parasita (WILLIAMSON; KUMAR, 2006). As plantas infestadas geralmente apresentam baixo número de radículas, resultando em deficiências na translocação de água do solo para a planta. O comprometimento das raízes resulta em plantas subdesenvolvidas, com copa apresentando sintomas de deficiência mineral, murcha, principalmente nas horas mais quentes do dia. Em pesadas infestações, há a fusão das galhas, resultando em grandes engrossamentos de raízes. Assim, a causa de tais sintomas pode ser explicada pela alteração nos processos fisiológicos da planta (respiração/transpiração e fotossíntese), predisposição a patógenos secundários e obstrução dos vasos condutores (WILLIAMSON; HUSSEY, 1996; GOMES *et al.*, 2008b).

Os nematoides excretam moléculas pela cutícula que facilitam a penetração no hospedeiro e impedem a destruição do patógeno na planta, enquanto que as excretadas pelo estilete inibem as defesas da planta e induzem o parasitismo (FRAGOSO *et al.*, 2007). Os nematoides excretam também substâncias pelos anfídeos que podem provocar reações de defesa na planta (ABAD *et al.*, 2009).

A ampla distribuição geográfica de algumas espécies de *Meloidogyne*, consideradas cosmopolitas deve-se ao alto grau de polifagia dessas espécies com o comércio (nacional e internacional) indiscriminado de mudas e de materiais de propagação vegetativa parasitados que vêm ocorrendo há muitas décadas (FERRAZ, 2001).

A capacidade reprodutiva dos nematoides das galhas varia em função da planta hospedeira, entretanto, se adaptam facilmente a diferentes espécies vegetais, assegurando sua sobrevivência por longos períodos, em diferentes tipos de ecossistemas naturais (FERRAZ, 2001). Até o final de 2004, 106 espécies do gênero *Meloidogyne* tinham sido descritas, compreendendo 89 espécies nominais, 13 espécies sinonimizadas e quatro espécies *inquirendae*, ou seja, de status duvidoso em razão de descrição inadequada (KARSEN; MOENS, 2006).

2.4.1 *Meloidogyne enterolobii*

Meloidogyne enterolobii Yang e Eisenback (sin: *M. mayaguensis* Rammah e Hirschmann 1983) é uma espécie altamente agressiva às goiabeiras, mas sua descrição foi feita a partir de uma população coletada em plantas de *Enterolobium contortisiliquum* (timbaúba ou orelha-de-negro) na ilha de Hainan, no sul da China (Yang; Eisenback, 1983). Em 1988, Rammah e Hirschmann descreveram uma espécie de nematoide das galhas a partir de uma população coletada de plantas de berinjela (*Solanum melongena* L.) em Porto Rico, e baseados em pequenas diferenças morfológicas e do fenótipo, concluíram que se tratava de um nova espécie, denominando-a *M. mayaguensis* (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985). Estudos posteriores mostraram que *M. enterolobii* e *M. mayaguensis* possuem uma sequência idêntica de 662 pares de base do DNA mitocondrial entre os primers C2F3 e 1108 (XU *et al.*, 2004), além de possuírem o padrão perineal de fêmeas, gama de hospedeiros, fenótipo Esterase (VS1-S1) e características citogenéticas similares entre si (YANG; EISENBACK, 1983; RAMMAH; HIRSCHMANN, 1988; XU *et al.*, 2004). Deste modo, o nematoide anteriormente conhecido como *M. mayaguensis* passou a ser considerado como sinonímia de *M. enterolobii* (PERRY *et al.*, 2009).

O parasitismo por *M. enterolobii* causa declínio generalizado da espécie hospedeira, com sintomas característicos nas raízes (galhas, apodrecimento e ausência de raízes finas) e na parta aérea (bronzamento, amarelecimento, queima dos bordos e queda da folha) e frequentemente provoca a morte da planta (GOMES *et al.*, 2008b).

Oficialmente, o primeiro relato de *M. enterolobii*, em raízes de goiabeira no Brasil, foi feito em 2001 (CARNEIRO *et al.*, 2001), nas cidades de Petrolina (PE), Curaçá e Maniçoba (BA). Danos severos são reportados em pomares comerciais de goiabeiras por todo o país, com elevados prejuízos econômicos (PEREIRA *et al.*, 2009).

No submédio São Francisco o ataque do nematoide *M. enterolobii* provocou em cerca de seis anos (2000/2006) a redução da área plantada de goiabeira que totalizava 6.000 para 1.668 hectares. Nos pomares que ainda se cultiva a goiabeira, a doença continua a avançar de forma que os especialistas estimam uma redução contínua de 10 % ao ano, o que torna uma ameaça concreta à permanência do negócio da goiaba para os produtores da região (RIBEIRO; CASTRO, 2007).

Posteriormente, foram realizados outros registros dessa espécie em pomares de goiabeira de diversas regiões do Brasil: Rio de Janeiro (LIMA; DOLINSKI; SOUZA, 2003),

São Paulo (ALMEIDA *et al.*, 2006; TORRES *et al.*, 2005), Rio Grande do Norte (TORRES *et al.*, 2005), no Vale do Submédio São Francisco (MOREIRA *et al.*, 2003a, 2003b), Ceará (TORRES *et al.*, 2005), Espírito Santo (LIMA *et al.*, 2007), Paraná (CARNEIRO *et al.*, 2006a), Mato Grosso (SOARES *et al.*, 2007), Mato Grosso do Sul (ASMUS; VICENTINI; CARNEIRO, 2007), Santa Catarina e Rio Grande do Sul (GOMES *et al.*, 2008).

O grande número de relatos sobre a infestação de *M. enterolobii* na cultura da goiaba (*Psidium guajava*) está relacionado à procedência das mudas que foram utilizadas para implantação de novos pomares, as quais eram oriundas de viveiros infestados, o que contribuiu para sua rápida disseminação pelo país (TORRES *et al.*, 2004). Esta espécie de nematoide, no entanto, é considerada polífaga, uma vez que parasita numerosas outras espécies vegetais incluindo olerícolas, ornamentais, fruteiras, culturas anuais e inclusive araçazeiros selvagens (MARANHÃO *et al.*, 2001; CARNEIRO, 2003; LIMA *et al.*, 2003; ALMEIDA *et al.*, 2008) e plantas daninhas (RICH *et al.*, 2009).

Populações deste fitonematoide têm afetado plantas de diversas espécies que possuem gene de resistência a outros nematoides do gênero *Meloidogyne*, destacando, dentre os primeiros registros, o tomate Rossol (que possui o gene *Mi*), a soja 'Forest' e batata-doce 'CDH' no oeste da África (FARGETTE, 1987). Brito *et al.* (2007) observaram também, na Florida, EUA, em tomateiros portadores de gene *Mi* ('BHN 543', 'BHN 585', 'BHN 586' e 'Sanibel'), em pimentões com gene de resistência *N* (conhecidos como Charleston Belle) infestações de *M. enterolobii*. Resistência de cultivares comerciais de hortaliças a *M. enterolobii* são considerados como escassos na literatura (GUIMARÃES; MOURA; PEDROSA, 2003; CANTU *et al.*, 2009).

Morfologicamente *M. enterolobii* se caracteriza pela configuração perineal, que varia de circular a ovalado, tendo seu arco dorsal variando de arredondado a trapezoidal, podendo ser alto ou baixo. As estrias são largamente espaçadas com a região da cauda grande, circular e geralmente sem estrias, com as linhas laterais quase sempre ausentes. O estilete das fêmeas apresenta-se com bulbo reniforme com indistinta divisão, enquanto, para machos, os bulbos do estilete são distintamente separados e não divididos longitudinalmente por uma ranhura. Ainda em machos, a região cefálica é alta e retangular e não projetada para fora do corpo. Na fase de juvenil de segundo estágio, a cauda afila-se gradualmente até a ponta terminal (CARNEIRO *et al.*, 2001).

2.5 Medidas Preventivas de Controle

2.5.1 Quarentena e plantio de mudas e materiais propagativos sadio

Em caso de material propagativo de procedência desconhecida recomenda-se o plantio em vasos com solo ou substrato por períodos de 40 a 60 dias (quarentena), em condições de casa de vegetação. Esse período é suficiente para ser observado o desenvolvimento, a multiplicação de nematoides e a formação de galhas, em caso de materiais infestados (CHARCHAR, 1999).

Mudas devem ser preparadas em bandejas ou sementeiras, com solo ou substrato livre do patógeno. Recomenda-se também a análise nematológica do solo de áreas novas de cultivo. Em caso de materiais propagativos adquiridos, deve-se proceder à análise desses materiais em laboratório, para constatação de que estão livres de infestação por nematoides (CHARCHAR, 1999; FERRAZ *et al.*, 2012). É uma das medidas mais seguras para prevenir a disseminação em áreas novas de cultivos via materiais propagativos infestados.

2.5.2 Uso de máquinas e implementos agrícolas limpos

O solo infestado pode ser transportado aderido a implementos agrícolas, pneus de maquinários e veículos, e em ferramentas. Segundo Ribeiro *et al.*, (2011) em áreas naturalmente infestadas, durante o plantio e o cultivo, os pneus de maquinários podem transportar até 1.200 nematoides por 200 cm³ de solo aderido. Por esta razão, é importante proceder à lavagem de pneus e implementos agrícolas com jatos de água forte e uma solução de hipoclorito de sódio a 5 % (que eliminam os riscos de nematoides na forma de ovos), depois de serem utilizados em áreas cultivadas, e antes de entrarem em áreas novas de cultivo. Esta prática evita a possível disseminação do nematoide (CHARCHAR, 1999; FERRAZ *et al.*, 2012).

2.6 Métodos de controle de *Meloidogyne spp*

As principais medidas de controle para os nematoides do gênero *Meloidogyne* são o controle químico, controle biológico, solarização do solo, retirada de restos culturais, uso de variedades resistentes, pousio, adição de matéria orgânica, rotação de culturas, adubação verde, emprego de plantas antagonistas e o uso de extratos vegetais (BLUM, 2006; LORDELLO, 1986).

2.6.1 Controle Químico

O tratamento químico é comumente tido como uma forma eficiente de controle tendo em vista a vantagem de reduzir rapidamente a população do nematoide. Embora essa

supressão da população de fitonematoides não tenha uma longa duração, pode resultar em um aumento na produtividade. Porém, o uso de nematicidas está sendo restringido por fatores ambientais e pela falta de efetividade no controle de fitonematoides que é extremamente dependente da correta aplicação do produto (BROWN *et al.*, 1991). Com exceção dos nematicidas fumigantes que se volatilizam e se difundem entre as partículas de solo matando os nematoides, os demais produtos são efetivos somente no local onde foram aplicados, não apresentando movimento no solo (BRODIE, 1971). Essa limitação relativa à aplicação do produto reduz a eficiência do nematicida, além de representar aumento considerável no custo de produção.

Os atuais nematicidas, produtos de classe toxicológica I e II, são responsáveis por muitos casos de intoxicação aguda, contaminação do lençol freático, sendo um risco constante à saúde humana e ao meio ambiente (WILLERS; 1997 a e b).

2.6.2 Controle biológico

Nos últimos anos, devido ao fato da sociedade ter priorizado aspectos ambientais, muitas pesquisas foram direcionadas para descoberta de novos métodos de controle de pragas e doenças de plantas, com menos efeitos negativos ao meio ambiente (CASTRO, 1989).

Dentre os diversos inimigos naturais dos nematoides comumente encontrados nos solos, os que apresentam maior potencial como agente de controle biológico são os fungos, os mais estudados, e as bactérias (FERRAZ; SANTOS, 1995; FERRAZ *et al.*, 2012).

2.6.2.1 Fungos

Os fungos, conhecidos como ‘nematófagos’, apresentam estratégias sofisticadas para parasitar ou capturar os nematoides, podendo ser divididos em: predadores, endoparasitas, parasitas de ovos e os que produzem metabólitos tóxicos aos nematoides (MANKAU, 1980; JATALA, 1986).

Os fungos predadores pertencem aos gêneros *Arthrobotrys*, *Dactylaria*, *Duddingtonia* e *Monacrosporium* são os mais comuns e abundantes em solos naturais, agrícolas e em todo o tipo de material em decomposição (BARRON, 1977; STIRLING, 1991). São caracterizados pela produção de órgãos especializados de captura de nematoides ao longo da hifa, conhecidas como armadilhas. Este é um grupo de fungos bastante explorado nos programas de controle biológico (BALAN; GERBER, 1972).

Fungos dos gêneros *Catenaria*, *Haptoglossa*, *Hirsutella*, *Nematoctonus*, são endoparasitas de nematoides. Os esporos são ingeridos pelos nematoides ou ficam aderidos à

sua cutícula. Os conídios, ao germinarem, dão origem a hifas que parasitam o corpo do nematoide (STIRLING, 1991; FERRAZ; SANTOS, 1995).

O grupo dos fungos parasitas de ovos e de fêmeas é representado pelas espécies *Paecilomyces lilacinus* (Thomn.) Samson e *Pochonia chlamydosporia* (Goddard) Zare e Gams que diminuem o número de ovos, mas, não reduzem a infestação do patógeno. Estas espécies fúngicas são saprofítas, logo, independem da presença de ovos de nematoides no solo para a sua sobrevivência, crescendo satisfatoriamente em matéria orgânica (STIRLING, 1991; GAMS, 2001; CARNEIRO *et al.*, 2011).

Quanto aos fungos produtores de metabólitos tóxicos, estes afetam a eclosão, a mobilidade e a capacidade de penetração dos juvenis, ou ainda induzem a planta a produzir substâncias que as tornem menos atrativas ao patógeno (KHAN *et al.*, 1984). Os gêneros *Pochonia*, *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium* e *Trichoderma* possuem fungos que apresentam efeito nematotóxico (CHEN *et al.*, 2000; COSTA *et al.*, 2001; AYATOLLAHY *et al.*, 2008).

2.6.2.2 Bactérias e indução de resistência

A bactéria *Pasteuria penetrans* é um inimigo natural do nematoide das galhas capaz de formar endósporos (esporos de resistência). Estes, quando se aderem ao J2 em baixa quantidade não interfere na sua penetração na raiz. O nematoide penetra e atinge a fase adulta, porém as fêmeas não produzem ovos, morrem liberando milhões de endósporos. Uma vez em grande quantidade no solo, os endósporos da bactéria aderem-se ao J2, comprometendo sua motilidade e impedindo a forma migrante do parasita de penetrar na raiz da planta (FERRAZ *et al.*, 2012).

As rizobactérias podem promover o seu crescimento, ou protegê-las contra fitopatógenos. Estas bactérias podem atuar diretamente sobre os nematoides por meio de toxinas e antibióticos que inibem a eclosão e a mobilidade dos juvenis de segundo estágio, reduzindo a invasão dos nematoides nas raízes das plantas, e indiretamente, pelo desencadeamento de reações na planta que impedem a formação de células gigantes ou acarretam modificações dos exsudatos radiculares, fazendo com que eles não sejam reconhecidos pelos nematoides e deixem de estimular a eclosão, o movimento e a penetração nas raízes (OOSTENDORP; SIKORA, 1990; KERRY, 2000; RAMAMOORTHY *et al.*, 2001).

Pseudomonas fluorescens, *P. chlororaphis* e *Burkholderia cepacia* compõem um grupo promissor no controle das meloidoginoses através da indução de resistência com

consequente aumento da capacidade de defesa das plantas afetadas (JONATHAN *et al.*, 2000; FERRAZ *et al.*, 2012). Espécies como o *Bacillus cereus*, *B. subtilis*, *B. sphaericus*, *B. thuringiensis*, *B. thuringiensis* var. *israelensis*, reduzem significativamente a população de nematoides das galhas (RITZINGER; RITZINGER, 2003).

2.6.3 Solarização do Solo

O processo de aquecimento do solo pela radiação solar é um método de desinfestação do solo para controle de fitopatógenos, pragas e plantas daninhas. Consiste basicamente na cobertura do solo, úmido, por um filme plástico transparente durante meses de intensa radiação solar. O calor gerado neste sistema atua de forma letal (KATAN *et al.*, 1976), causando a morte ou enfraquecimento de propágulos de organismos fitopatogênicos (STAPLETON; DEVAY, 1983, 1986).

A maior parte das pragas e patógenos, por serem mesófilas, quando submetidos a temperaturas acima de 43 °C, durante períodos prolongados, são eliminados. Os organismos não patogênicos do solo são termotolerantes e termofílicos (DEVAY, 1992), e atuam sobre os fitopatógenos enfraquecidos promovendo um controle biológico em adição ao efeito térmico. Além disso, sua maior população no solo dificulta a reinfestação por nematoides e outros fitoparasitas (SANTOS *et al.*, 2006).

2.6.4 Retirada de restos culturais da área

Após a colheita, os restos culturais devem ser retirados da área para eliminação de fontes de inóculo que representam ameaças para os cultivos subsequentes. Raízes, tubérculos e bulbos infestados por nematoides devem ser desenterrados, amontoados, dessecados e, em seguida, queimados (CHARCHAR, 1999).

2.6.5 Variedades resistentes

Resistência é o efeito de genes da planta hospedeira que previnem (pré-infeccional) ou restringem (pós-infeccional) a reprodução do nematoide em seus tecidos. A resistência genética, apesar de ser considerado método de controle ideal, pode ocasionalmente sofrer uma pressão de seleção, provocando o surgimento de novas raças ou biótipos, altamente virulentos, capazes de causar a "quebra" de tal característica após um certo período de anos. Plantas tolerantes, por sua vez, suportam os danos causados por nematoides com boa produção, no entanto, multiplicam o patógeno (TRUDGILL, 1991).

2.6.6 Pousio

Em geral, o pousio é uma prática simples que elimina nematoides por inanição, tendo em vista a ausência do hospedeiro, ou aquecimento e a consequente dessecação, ao se realizar, adicionalmente, o revolvimento do solo (HEALD, 1987). Porém, a exposição do solo a erosão, perda de matéria orgânica, redução da fertilidade do solo e da retenção de nutrientes, custos elevados com a manutenção do solo e a diminuição populacional de organismos benéficos na área, são alguns dos entraves para a realização dessa prática (SARAH, 1987; SASSER, 1990; McSORLEY; GALLAHER, 1994).

A eficiência da prática de pousio está relacionada diretamente com a ausência de espécies vegetais que venham a servir de hospedeiras para o nematoide (FORGE *et al.*, 2000; DESAEGER; RAO, 2001).

O Brasil, apesar de oferecer em muitas regiões as condições adequadas para a realização de tal método de controle, não adota largamente essa prática em razão das desvantagens a ela atribuídas, o que torna limitado o seu emprego (FERRAZ *et al.*, 2012).

2.6.7 Adição de matéria orgânica

Existe um grande potencial na utilização de compostos orgânicos no controle de nematoides das galhas em plantas hortícolas. Porém, os níveis de controle alcançados variam em função da população dos patógenos e do tipo de composto orgânico empregado, tais como a origem do material a ser compostado, o método de compostagem, o estágio de maturação do composto e a composição populacional dos microrganismos decompositores do material orgânico (RIBEIRO *et al.*, 1998).

É atribuído à adição de matéria orgânica ao solo o efeito da multiplicação de populações de inimigos naturais dos nematoides, como fungos e bactérias nematófagas, nematoides predadores e protozoários, além da liberação de compostos tóxicos com ação nematicida, como o ácido butírico e ácidos graxos voláteis (ALMEIDA, 2008). Souza *et al.* (2006), relataram que adubação realizada com esterco bovino em goiabeiras infestadas com *M. enterolobii*, reduziu acentuadamente a população do nematoide no solo, cuja produtividade do pomar foi 65 % daquela obtida em plantios isentos do nematoide. Isto demonstra como a dinâmica de populações de nematoides pode ser alterada de forma a tornar o solo mais supressivo aos fitopatógenos.

Esterco de frango é um excelente adubo orgânico, além de ter efeito supressivo sobre diferentes espécies de fitonematoides. Contém alta porcentagem de nitrogênio na forma

de ácido úrico, que convertida em nitrogênio amoniacal durante a decomposição, age sobre as populações de fitonematoides e microrganismos fitopatogênicos (AKHTAR; MAHMOOD, 1994).

2.6.8 Rotação de culturas

A rotação de culturas, por sua vez, é o cultivo alternado de espécies vegetais, preferencialmente, de diferentes famílias botânicas no mesmo local e na mesma estação anual. O princípio de controle envolvido na rotação de culturas é a supressão ou eliminação do substrato apropriado para o desenvolvimento do patógeno. A ausência de espécies hospedeiras leva à erradicação total ou parcial dos nematoides que dependem delas para sobreviverem (MICHEREFF, 2001).

Durante a rotação de culturas são empregadas espécies não-hospedeiras ou variedades resistentes, por pelo menos dois anos, para posteriormente introduzir as suscetíveis de interesse comercial. É necessário, porém, saber quais as espécies de nematoides existentes no campo e a cultivar a ser plantada, pois utilizar plantas resistentes ou imunes a uma espécie de nematoide, mas altamente suscetíveis a outra, poderá tornar ineficaz esse método de controle (SARDANELLI, 2009).

2.6.9 Adubação Verde

Prática de cultivar plantas de crescimento rápido e exuberante onde se deseja incorporar matéria orgânica, adicionando-a no solo quando ainda estiver fresca. O material pode ou não ser cortado sem raízes antes de ser incorporado no solo, dependendo do maquinário disponível para tal finalidade (DUNN, 1994). As espécies usadas como adubo verde apresentam, também, pronunciada capacidade de absorver nutrientes que se encontram indisponíveis, principalmente pela profundidade, trazendo-os para camadas de solo acessíveis aos sistemas radiculares das culturas principais, atuando, dessa forma, como verdadeiros “condicionadores de solo” (MIYASAKA *et al.*, 1984).

As espécies vegetais são cultivadas com o propósito básico de promover a melhoria das propriedades físicas, químicas e biológicas do solo, conferindo, ainda, proteção contra a erosão e inibição do crescimento de plantas invasoras (POWERS; MCSORLEY, 2000; HARTWIG; AMMON, 2002).

2.6.10 Plantas antagonistas

Plantas antagonistas são aquelas que afetam negativamente a população de fitonematoides, como plantas-armadilhas (o nematoide penetra, mas não completa o seu

desenvolvimento), más hospedeiras (há penetração, mas poucos nematoides se desenvolvem), ou plantas que contêm compostos nematicidas ou nematostáticos na constituição de seus tecidos que podem ser liberados no meio externo (exudatos radiculares tóxicos) ou atuar no interior da planta (FREITAS *et al.*, 2001, FERRAZ *et al.*, 2012).

Dentre as plantas que podem ser utilizadas com tais finalidades, e em que o nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp) não consegue se reproduzir pode-se citar as do gênero *Mucuna*, *Crotalaria*, *Tagetes*, algumas gramíneas da família Poaceae (FERRAZ; VALLE, 2001; DIAS-ARIEIRA *et al.*, 2003) e plantas do gênero *Chenopodium* (família Chenopodiaceae) (QUARLES, 1992). Estas plantas podem produzir metabólitos com propriedades nematicidas, após a penetração de fitonematoides, ou podem tê-los constitutivamente (CUNHA *et al.*, 2003). O extrato ou óleo essencial de algumas destas plantas podem apresentar elevado efeito nematicida e/ou nematostático ‘*in vitro*’ sobre *Meloidogyne* sp (JOURAND *et al.*, 2004; OKA, 2001; SHAIKAT; SIDDIQUI, 2001).

Assim, muitos trabalhos têm sido direcionados para o cultivo de plantas antagonistas e/ou incorporação de partes destas plantas ou de extratos vegetais em solos infestados por nematoides, com expressivos resultados no controle destes organismos (MAUCH; FERRAZ, 1996; WANG *et al.*, 1998; KHAN *et al.*, 2001; SHAIKAT *et al.*, 2002; BEGUM *et al.*, 2003).

O emprego de plantas com efeito antagônico a fitonematoides pode também ser utilizado em plantio intercalado, consorciado ou em rotação com outras culturas. Algumas podem fixar nitrogênio e todas fornecem expressivos volumes de matéria orgânica, que quando incorporada e decomposta, aumenta a atividade de fungos antagonistas, a proliferação de inimigos naturais e ainda melhora as características gerais do solo (BADRA *et al.*, 1979; FERRAZ; FREITAS, 2004).

2.6.10.1 *Tagetes* spp

Entre as espécies com efeito antagônico a nematoides, as do gênero *Tagetes* estão entre as mais estudadas, sendo particularmente eficientes no controle de *Pratylenchus* spp e *Meloidogyne* spp, embora sejam também eficientes no controle de outros nematoides (FERRAZ; VALLE, 2001).

Plantas de *Tagetes* possuem terpenoides, flavonoides, alcaloides e carotenoides, entre outros compostos. Além de ornamental, apresenta propriedades nematicida, inseticida, bactericida, fungicida, sendo também utilizada como planta medicinal e como corante de

alimentos (VASUDEVAN *et al.*, 1997; ZAVALETA-MEJIA, 1999). As espécies de *Tagetes* são conhecidas popularmente por vários nomes, destacando-se o “cravo-de-defunto”.

2.6.10.2 Leguminosas

As leguminosas têm se mostrado promissoras nesse papel como antagonistas. Plantas como mucunas e crotalárias são citadas em diversos trabalhos por seu potencial na supressão a *Meloidogyne* spp. Valle *et al.* (1996), ressaltaram que essas plantas são más hospedeiras, por não permitirem que o nematoide complete o seu ciclo biológico. Dentre elas destacam-se a mucuna anã (*Mucuna deeringiana* Bort), mucuna preta [*Mucuna aterrima* (Piper *et* Trary) Merr.], *Crotalaria striata* D.C., *C. paulina* Schrank e *C. spectabilis* Roth. Para os citados autores, os resultados de reações das diferentes plantas antagonistas não devem ser extrapolados, pois, as espécies vegetais podem apresentar diferentes níveis de resistência aos nematoides e estes podem variar seu comportamento diante das antagonistas de acordo com a sua espécie e virulência.

2.6.10.2.1 *Crotalaria* spp

Há mais de 350 espécies descritas no gênero, localizadas nos trópicos e subtropicais de ambos os hemisférios (COOKE; WHITE, 1996).

A espécie mais estudada como antagonista aos nematoides das galhas é a *C. spectabilis*. Trabalhos iniciais já afirmavam que os juvenis de segundo estágio (J2) de *M. arenaria*, *M. hapla*, *M. incognita* e *M. javanica*, penetravam nas raízes dessa planta, mas não se desenvolviam, morrendo precocemente (ASMUS; FERRAZ, 1988). Crotalária, contudo, possui algumas limitações para os agricultores como a difícil obtenção de sementes, pequeno desenvolvimento vegetativo em algumas regiões e toxicidade para animais (FERRAZ; FREITAS, 2004; ASMUS; FERRAZ, 1988).

2.6.10.2.2 Feijão guandu (*Cajanus cajan* L. Millsp)

Feijão guandu (*C. cajan* L. Millsp) é uma leguminosa, de crescimento inicial lento, que se desenvolve bem em solos tropicais e subtropicais, com bastante resistência à seca. Existem variedades de desenvolvimento do tipo anual, bianual ou semiperene. Esta leguminosa possui raiz pivotante profunda, podendo romper camadas compactadas. Tem apresentado bom desenvolvimento em solos arenosos e argilosos. Não tolera umidade excessiva nas raízes. É pouco exigente quanto à fertilidade, desenvolvendo-se em solos com pH de 5 a 8. É uma planta rústica que pode ser utilizada como adubo verde, produtora de

grãos para a alimentação humana, ou forrageira rica em proteínas para a alimentação animal (CALEGARI *et al.*, 1993).

O feijão guandu vem alcançando, progressivamente, posição de destaque entre as diversas espécies de adubos verdes nos últimos 20 anos, sendo encontrado cada vez com mais frequência em áreas cultivadas no Brasil (MACHADO *et al.*, 2007).

No que diz respeito ao aspecto fitossanitário, particularmente no manejo de doenças, o feijão guandu confere outra importante vantagem que é a indução da supressividade do solo contra vários patógenos (VIAENE; COYNE; KERRY, 2006), além de apresentar resistência, que varia de moderada a alta, frente algumas espécies de fitonematoides dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, e a espécie *R. reniformis* (WANG, SIPES; SCHIMITT, 2002; GERMANI; PLENCHETTE, 2004). Contudo, na literatura existem muitos relatos de fitonematoides encontrados associados ao feijão guandu em todo o mundo (SHARMA, 1985). A variação na reação do feijão guandu aos fitonematoides, comportando-se ora como resistente, ora como suscetível, está relacionada, principalmente, com a não identificação das variedades ou cultivares utilizadas nos relatos pelos autores. Assim, para a utilização do feijão guandu, ou de outros adubos verdes, na recuperação de áreas infestadas, é importante identificar a variedade e caracterizar as suas reações, em termos de resistência ou suscetibilidade, frente às principais espécies de nematoides, de modo que a escolha do guandu promova reduções, e não aumentos, nas populações destes patógenos (RITZINGER; FANCELLI, 2006).

2.6.10.3 Gramíneas

Algumas espécies de gramíneas têm mostrado efeito antagônico sobre fitonematoides, especialmente espécies do gênero *Brachiaria*. Elas se adequam ao esquema de rotação com plantas anuais ou perenes e são usadas como cultura de cobertura, nesse último caso, ou como pastagem em ambos os casos (FERRAZ; FREITAS, 2004).

2.6.10.3.1 Milheto (*Pennisetum glaucum* L.)

O milheto é uma gramínea de ciclo anual, que vem ganhando um aumento significativo da sua área plantada, principalmente nas regiões de Cerrado, devido seu elevado potencial de cobertura do solo quando utilizado em sistema de plantio direto, bem como para seu uso em forma de forragem na pecuária seja ela de corte ou de leite. Apresenta excelente valor nutritivo, boa palatabilidade, e digestibilidade em pastejo, sem danos toxicológicos aos animais (FILHO *et al.*, 2003).

Por ser considerada uma planta pouco exigente em relação ao solo, o milho é uma cultura de boa adaptação a regiões com baixa fertilidade, déficit hídrico e altas temperaturas. Seu sistema radicular vigoroso e sua alta capacidade de absorção de nutrientes são as principais características que fazem com que esta espécie sobressaia às outras coberturas verdes. O uso de técnicas de cultivo que não utilizam o revolvimento do solo e que empregam à adição de carbono orgânico por meio do cultivo de plantas de coberturas verdes, são medidas fundamentais na manutenção e aumento da matéria orgânica, importante na estruturação química, física e biológica do solo e principalmente na capacidade de trocas catiônicas em solos altamente intemperizados (MARCANTE; CAMACHO; PAREDES, 2011).

O sistema radicular profundo do milho, atingindo até mais de um metro, permite a ciclagem de nutrientes em quantidades consideráveis, deixando-os disponíveis as culturas subsequentes, uma vez que as plantas absorvem os nutrientes das camadas subsuperficiais do solo e os liberam, posteriormente, na camada superficial após a decomposição dos seus resíduos (PIRES *et al.*, 2007). Devido às boas características agrícolas desta planta, surge o interesse por pesquisas relacionadas à rotação de cultura utilizando a espécie (FILHO *et al.*, 2003).

2.6.11 Plantas tóxicas

As plantas tóxicas possuem em seus tecidos, substâncias com propriedades naturais, físicas, químicas ou físico-químicas, que alteram o conjunto funcional-orgânico de animais e do homem, tendo em vista sua incompatibilidade vital, conduzindo assim estes seres vivos a reações biológicas diversas. O grau de toxicidade depende da dosagem ingerida ou do contato pelo indivíduo, embora haja substâncias tóxicas que empregadas em dosagens mínimas entrem na formulação de vários medicamentos (ALBUQUERQUE, 1980).

Perdas econômicas geradas por intoxicações ocasionadas por plantas em bovinos, ovinos, caprinos e equinos podem ser classificadas como diretas e indiretas. As intoxicações diretas incluem morte de animais, redução do desempenho reprodutivo (abortos, infertilidade, malformações fetais) e da produção (leite, carne ou lã) dos animais sobreviventes, bem como de outras alterações ou doenças devidas ao aumento da susceptibilidade pela depressão imunológica. As perdas indiretas estão associadas com os custos de controle das plantas tóxicas nas pastagens, com medidas de manejo para evitar as intoxicações (construção de cercas e pastoreio alternativo), com compra de animais para substituir os mortos, com os

custos do diagnóstico das intoxicações e do tratamento dos animais afetados. Além disso, deve-se considerar a redução do valor da forragem devido ao atraso na sua utilização e a redução do valor da terra pela infestação com plantas tóxicas (RIET-CORREA *et al.*, 1993; JAMES, 1994; RIET-CORREA; MEDEIROS, 2001; RIET-CORREA *et al.*, 2007).

No Brasil, pelo menos 9,75 milhões de cabeças da população bovina morre anualmente por diferentes causas, entre 10% e 14% dessas mortes (entre 975.000 e 1,365 milhões de bovinos) são causadas por plantas tóxicas (RIET-CORREA; MEDEIROS, 2001, RIET-CORREA *et al.*, 2007).

No país, o número de plantas conhecidas como tóxicas para ruminantes e equinos aumenta permanentemente. Em 2008 eram conhecidas 122 espécies em 71 gêneros e em 2012, esse número aumentou para 131 espécies em 79 gêneros (RIET-CORREA *et al.*, 2009).

2.6.11.1 Timbaúba (*Enterolobium contortisiliquum*)

Enterolobium contortisiliquum (Vell.) Morong, conhecida como orelha de negro, orelha de macaco, timburí, timbaúba, tamboril, tambori, pau-de-sabão, timbaíba, timbó, tambaré, pacará e tamburé. É uma árvore que pode atingir de 20-35 m de altura, encontrada em diversas regiões, desde Pará até o Rio Grande do Sul. Possui inflorescências branco-esverdeadas em capítulos axilares. A frutificação ocorre de junho a julho, mas as favas podem permanecer nas árvores por um longo tempo. Se caracteriza por produzir favas pretas, com a forma de uma orelha humana, com 6-10 cm de comprimento (LORENZI, 1998). Trata-se de uma espécie heliófila, pouco exigente quanto às características do solo, e de crescimento rápido, sendo empregada, por isso, em florestamentos e reflorestamentos, atendendo a inúmeros objetivos que envolvem o paisagismo na recuperação de áreas degradadas (MAINIERI; CHIMELO, 1989).

No Brasil, a intoxicação por favas de *E. contortisiliquum* foi descrita nos Estados da Bahia (TOKARNIA *et al.*, 1999), Rio Grande do Sul, e Mato Grosso (GRECCO *et al.*, 2002). As favas da árvore desse gênero são responsabilizadas por abortos em vacas e por lesões de origem fotossensibilizantes, afetando diretamente o desempenho produtivo dos animais (TOKARNIA *et al.*, 1999). A fotossensibilidade é um estado em que os animais desenvolvem hipersensibilidade a luz solar pela presença de alguma substância anormal na circulação periférica (GARNER, 1970) ou agente fotodinâmico na pele (SMITH, 1994).

Saponinas triterpênicas bimedésidicas denominadas de enterolosaponinas A e B e contortosiliosides A, B, C, D, E e G foram isoladas de *E. contortisiliquum* e identificadas quanto ao seu efeito tóxico (MINAKI *et al.*, 2003, 2004).

2.6.11.2 Ciúme (*Calotropis procera* W.T. Aiton)

A espécie vegetal *C. procera* (Asclepiadaceae), originária da África, Índia e Pérsia, é de ocorrência subspontânea e comum na região Nordeste do Brasil, onde é conhecida popularmente como ciúme, ciumeira ou algodão de seda (JOLY, 1979).

O aspecto corticiforme do caule parece ser uma grande adaptação morfofisiológica da espécie, que reduz a perda de água excessiva para o meio, funcionando também como isolante térmico e protegendo da ação direta dos ventos. Apresenta fissuras ou sulcos que permitem a troca controlada com o meio, além da serosidade, que reduz o ataque de insetos. A espécie possui fácil propagação por meio de sementes, com excelente germinação, sem a necessidade de pré-tratamentos, pois não apresenta dormência podendo ser plantadas diretamente no solo (VOGT, 1995). Com florescimento e frutificação durante todo ano, produz milhares de sementes por planta que são disseminadas pelo vento, podendo alcançar vários quilômetros sendo este tipo de dispersão um dos mais favoráveis ao estabelecimento das espécies vegetais (LITTLE *et al.*, 1974).

O látex presente nas plantas desta espécie é uma emulsão constituída de proteínas, aminoácidos, carboidratos, lipídios, vitaminas, alcaloides, carbonatos, resinas, gomas, taninos e terpenos (MORCELLE *et al.*, 2004), além de componentes celulares em solução ou em suspensão, dentre eles núcleos, mitocôndrias, ribossomos e ácidos nucléicos (LYNN; CLEVETTE-RADFORD, 1986). Apresenta ainda alto conteúdo de polímeros formados por unidades de isopreno que originam a fração borracha, quando exposto ao ar, este é o seu constituinte químico principal, por outro lado a fração livre de borracha é rica em proteínas solúveis (MEKKRIENGKRAI *et al.*, 2004). No látex pode-se encontrar também, diversas substâncias ativas a exemplo de compostos fenólicos, saponinas, esteróis, triterpenoides, ésteres norditerpênicos, flavonoides, benzoilisoloneolona, benzoilienolona, procesterol, hidróxicetona esteriodal, estigmasterol, sitosterol, proceraína, protease, cisteína estável, histamina, frugisida, coroglaucigenina, corotoxigenina, uzarigenona e deglucouzarina. O extrato etanólico das folhas *C. procera*, apresenta significativa atividade antipirética, analgésica e bloqueadora neuromuscular. A análise fitoquímica deste extrato revelou a

presença de alcaloides, glicosídeos cardíacos, taninos, flavonoides, esteroides e/ou triterpenos (MOSSA *et al.*, 1991).

Desse modo, diferentes partes da planta tem sido utilizadas como fitoterápicos antihelmínticos, antimicrobianos, larvicidas, nematicidas entre outras aplicabilidades (KHAN; MALIK, 1989; BASU *et al.*, 1991; AKTAR *et al.*, 1992; HUSSEIN *et al.*, 1994; TANIRA *et al.*, 1994).

2.6.11.3 *Datura* spp

O gênero *Datura* pertence à família Solanaceae a qual compreende as culturas da batata, tomate, pimentão e pimenta (*Capsicum* spp). A classificação das espécies dentro do gênero *Datura* depende fortemente de marcadores genéticos, os quais sugerem que este gênero apresenta grande variabilidade quando comparado aos outros gêneros dentro da família Solanaceae em razão de uma provável mutação (FORNONI; NÚÑEZ-FARFÁN, 2000; LUNA-CAVAZOS; BYE, 2011).

As 18 espécies pertencentes ao gênero *Datura* são plantas daninhas, que diferem entre si apenas pela cor das flores e número de espinhos das cápsulas dos frutos. O nome *datura* deriva da palavra sânscrita "Dhutra" (divina embriaguez). Várias espécies de *Datura* são conhecidas e amplamente utilizadas por suas propriedades medicinais e tóxicas que estão baseadas em mais de 30 alcaloides. Devido a suas flores noturnas perfumadas em forma de funil, espécies como *D. inoxia* L., *D. metel* L., *D. stramonium* L. e *D. wrightii* L. são cultivadas como plantas ornamentais, no entanto, *D. metel* é conhecida a partir de populações selvagens (DEWOLF, 1956).

A *D. stramonium*, é a espécie mais comum dentro deste gênero, sendo conhecida como estramônio, figueira-do-inferno, figueira-brava, quinquilho, mamoinha brava, zabumba, entre outros (NOGUÉ, 2003). Caracteriza-se por suas grandes flores brancas de formato cônico, as quais permanecem o dia inteiro quase fechadas, abrindo totalmente somente a noite, os frutos são em forma de cápsula com quatro folhetos, revestidos com espinhos e contendo numerosas sementes que podem ser de marrom-escuro a pretas, em forma de rim, com 3 mm de comprimento. As folhas apresentam uma forma pontiaguda, verde escura e uma nervura muito pronunciada na parte de trás. O caule e ramos são calvo verde liso, escuro e emitem um odor desagradável (BRUNETON, 2001; BRAVO-DÍAZ, 2003; STELLA *et al.*, 2010).

Tradicionalmente, *D. stramonium* foi utilizada para finalidades místicas e religiosas (AJUNGLA *et al.*, 2009), como uma planta medicinal herbal com efeitos narcóticos ou ainda para tratar problemas de saúde (DESSANGES, 2009). As sementes de *D. stramonium* são "fumadas" para alcançar experiências alucinógenas, sendo tóxica quando consumidas de forma inadequada (DIKER *et al.*, 2007). Pesquisadores descobriram no Noroeste da Turquia descobriram que as sementes da espécie também possuem atividade antimicrobiana contra *Escherichia coli* (UZUN *et al.*, 2004). No Nepal o suco das folhas é dado com leite quente para expulsar vermes intestinais, especificamente tênia (RAJBHANDARI, 2001; RAUT; SHRESHTHA, 2012). Desde os anos 1800, que o estramônio é usado como um agente terapêutico na Grã-Bretanha (DESSANGES, 2001).

Estudos relatam que a planta inteira contém 0,26 % de alcaloides. Sementes de estramônio contem o alcaloide daturina, isolado pela primeira vez, purificado e cristalizado por Geiger e Hesse, em 1833. As sementes contêm óleo graxo (25 %), do qual foi o ácido datúrico, foi isolado. As hastes contêm mais alcaloides (0,30 % a 0,40 %, volumetricamente) do que mesmo as sementes (0,25 % a 0,29 %), e as sementes contêm mais alcaloides que as folhas (0,21 % para 0,23 % folhas secas, e 0,27 % para as folhas verdes) (KHARE, 2007). Iranbakhsh *et al.* (2006) relataram a percentagem de atropina e escopolamina em diferentes fases de desenvolvimento e partes de estramônio, o estudo sugeriu que a raiz continha níveis mais baixos de escopolamina do que de atropina e o mesmo vale para o tronco. Em caules, a atropina foi quase três vezes maior do que a escopolamina, no entanto, folhas e sementes continham maior nível de escopolamina do que atropina.

Na medicina moderna usos terapêuticos de estramônio são ofuscados por seus efeitos tóxicos. A administração de grandes quantidades da espécie causam agitação e convulsões, midríase, visão turva, fotofobia, secura da boca e mucosas, sede extrema, taquicardia, náuseas e vômitos, dificuldade em engolir e falar, hipertermia, hipertensão, alucinações e subsequente amnésia, perda de consciência e coma (DIKER *et al.*, 2007; SPINA; TADDEI, 2007). Embora a morte ocasionada pelo envenenamento por estramônio seja rara, a recuperação pode levar vários dias (NORTON, 2008).

Suas folhas e os extratos das demais partes da planta mostram atividades antifúngicas e antimicrobianas elevadas (GUL *et al.*, 2012). *Staphylococcus aureus*, *Proteus vulgaris*, *P. aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Aspergillus niger* e espécies de *Fusarium* são algumas das espécies sensíveis a estramônio (REDDY, 2009). O extrato aquoso mostra

excelente eficácia como inseticida (MWINE *et al.*, 2006). Os extratos alcoólicos por sua vez mostram melhor atividade antimicrobiana do que extratos aquosos. Quando utilizada em forma de extrato as folhas mostram melhor eficácia, seguida pelo caule e raiz (GACHANDE; KHILLARE, 2013).

Uma outra espécie conhecida, a *D. metel* L. chamada popularmente de saia-roxa, trombeta-roxa, metel, babado-de-viúva, zabumba-roxa, manto-de-cristo, anágua-de-viúva, é uma erva anual que atinge de quatro a cinco metros de altura. As flores são violeta nas bordas e brancas do lado de dentro, o fruto é uma cápsula espinhosa, as sementes, por sua vez, têm o maior teor de alcalóides em comparação com as flores, caule, frutos imaturos e folhas. As sementes, juntamente com outras substâncias são usadas como um remédio para os sintomas da loucura baseado no princípio homeopático, e decocção de sementes é referida como sendo útil em doenças oculares. As sementes também constituem a fonte potencial de hioscina, substância biologicamente ativa (ANOZIE, 1986). Estudos demonstram que o extrato obtido das sementes de *D. metel* pode ser útil no alívio da dor, asma e outras doenças, desde que seja usado por alguém experiente e hábil no uso de plantas medicinais (KERMI *et al.*, 2000) podendo também ser utilizado no tratamento de feridas, cárie dentária e da lepra (ASLAM, 1996).

2.7 Outras espécies de interesse

2.7.1 Nim (*Azadirachta indica* A. Juss)

Azadirachta indica (sin. *Antelaea azadirachta*, *Melia azadirachta*), conhecida popularmente como nim, tem sido usada por séculos no Oriente como planta medicinal (no tratamento de inflamações, infecções virais, hipertensão e febre), planta sombreadora, repelente, material para construção, combustível, lubrificante, adubo e, mais recentemente, como praguicida (LOCKE, 1995; SCHMUTTERER, 1990).

O nim é uma árvore com bom crescimento e desenvolvimento em áreas de clima tropical e subtropical (VERKERK; WRIGHT, 1993). Pertencente à família Meliaceae, como o mogno, seu porte pode variar de 15 a 20 m de altura, são árvores atrativas, com folhas sempre verdes em grande quantidade, imparipenadas, alternadas, com folíolos de coloração verde-claro intenso, que caem somente em casos de seca extrema. As flores são pequenas, brancas, bissexuadas, possuem um perfume semelhante ao mel e atraem muitas abelhas. Os frutos são lisos, glabros, elipsóides, amarelos quando maduros, com uma polpa doce

envolvendo as sementes. As sementes e as folhas são usualmente empregadas no controle de pragas (MARTINEZ, 2002, SCHMUTTERER, 1990).

O nim contém compostos que possuem propriedades químicas que são capazes de afetar mais de 200 espécies de insetos. Apesar de os efeitos de produtos à base de nim serem bastante conhecidos no controle de insetos, podem também influenciar outros organismos como os nematoides, caramujos (especialmente *Biomphalaria glabrata*, auxiliando no controle da esquistossomose), crustáceos (que prejudicam culturas de arroz por utilizarem as mesmas fontes de nitrogênio), e fungos. Além disto, a planta pode produzir um acréscimo na produção de certas espécies animais benéficas à agricultura. Bons exemplos disso são aumentos em cerca de 25 % na produção de minhocas (*Eisenia foetida*) utilizadas no melhoramento de solos e de compostos que parecem não afetar abelhas que polinizam plantações e árvores, joaninhas que consomem pulgões e vespas que atuam como parasitas em várias pestes agrícolas (LOCKE, 1995; MARTINEZ, 2002).

Seus principais elementos químicos são uma mistura de três ou quatro compostos que podem ser modificados em mais de 20 outros menores, porém não menos ativos. No geral, esses compostos pertencem à classe dos produtos naturais conhecidos por triterpenos, mais especificamente limonoides. De fato, pelo menos nove limonoides extraídos de nim têm demonstrado habilidade em bloquear o desenvolvimento de pragas agrícolas. Dentre esses, a azadiractina é o mais estudado e mais potente. Apesar de os compostos bioativos presentes no nim serem encontrados em toda a planta, aqueles presentes primeiramente nas sementes e folhas são os que possuem compostos mais concentrados e acessíveis, facilmente obtidos por meio de processos de extração em água e solventes orgânicos como hidrocarbonetos, álcoois, cetonas ou éteres (MARTINEZ, 2002).

O nim tem sido usado de diversas maneiras nas pesquisas visando o controle de fitonematoides: cobertura do solo com folhas frescas ou secas, extratos foliares aplicados ao solo, exsudatos radiculares, pó-de-serra, cobertura de sementes com extratos ou óleo, pó de semente para aplicação no solo ou como cobertura de sementes de interesse na agricultura e, tratamento de raízes de plantas por mergulho em extratos foliares. Esta última técnica já foi testada em várias espécies de plantas tais como tomate, berinjela, repolho (*Brassica oleracea*), couve-flor e pimenta, com resultados muito significativos para *M. incognita*, *M. javanica*, *R. reniformis*, *Tylenchorhynchus brassicae* e outros nematoides (RAO *et al.*, 1997; FERRAZ *et al.*, 2012).

A maior parte dos trabalhos sobre o uso de nim no controle de nematoides utiliza as tortas resultantes do processamento das sementes, em incorporação ao solo. Alguns produtos industrializados a base de nim têm mostrado boa atividade nematicida. O efeito de nim contra nematoides, provavelmente, é devido à presença de várias substâncias químicas, tais como azadiractina, nimbin, salanim, nimbidin e outros. Devido à sua relativa seletividade esses produtos podem ser recomendados em muitos programas de manejo integrado já que, provavelmente, não irão poluir o ambiente (SCHUMETTERER; 1997; FERRAZ *et al.*, 2012).

2.7.2 Trigo mourisco (*Fagopyrum esculentum* Moench)

O trigo mourisco é uma planta dicotiledônea pertencente à família Polygonaceae, também conhecido como trigo sarraceno, trigo mouro ou trigo preto. Apesar do nome, não possui parentesco com o trigo comum (*Triticum aestivum* L.), pertencente à família Poaceae (Department of Agriculture and Rural Development, 2012). Devido a sua composição química e ao uso de seus grãos assemelharem-se aos dessa gramínea é considerado por alguns excepcionalmente um cereal (SILVA *et al.*, 2002; Department of Agriculture and Rural Development, 2012). Em outra classificação, o trigo mourisco é definido como pseudocereal, assim como a quinoa e o amaranto (SPEHAR, 2007).

Esta espécie caracteriza-se por ser uma planta rústica, de ciclo curto e de múltiplos usos (MYERS; MEINKE, 1994). Tem sido indicada para emprego como cobertura do solo e também é cultivada como planta forrageira para ruminantes. A planta é capaz de reciclar potássio e fósforo do solo e de contribuir na supressão de diversas doenças radiculares. (DWIVEDI, 1996; MAGALHÃES *et al.*, 1991). O trigo mourisco desenvolve-se bem em solos pobres, podendo ser utilizado na recuperação de solos esgotados como adubo verde. O período de floração dura em torno de 40 dias, sendo esta espécie muito procurada pelas abelhas. O mel obtido das flores do trigo mourisco possui atividade bactericida (RYBAK; SZCZESNA, 1996).

2.8 Extratos vegetais

Métodos alternativos de controle têm sido estudados, a exemplo do uso de extratos de diferentes espécies e partes de plantas com propriedades nematicidas como mucuna, nim, *Tagetes* spp; *Crotolaria* spp, *Brassica* spp, *Ocimum basilicum*, mamona (*Ricinus communis*), entre outras (FERRIS; ZHENG, 1999; NEVES *et al.*, 2005, FERRAZ *et al.*, 2012).

A aplicação de extratos naturais pode representar a substituição de produtos químicos convencionais e tornar-se uma medida alternativa de controle de nematoides viável para pequenas áreas (SCRAMIN *et al.*, 1987). Outra característica interessante no uso de extratos botânicos, é que existem diferentes técnicas de aplicação destes extratos que podem ser via solo e via foliar (GARDIANO *et al.*, 2008).

As plantas produzem diversos compostos orgânicos que não possuem função direta no seu crescimento e desenvolvimento. Estes compostos são chamados de metabólitos secundários, e são sintetizados pelas plantas para exercerem atividade de atração de polinizadores, adaptação ambiental e fitoproteção (TAIZ; ZEIGHER, 2004), inclusive contra fitonematoides (FERRAZ *et al.*, 2010; 2012).

A possibilidade de controle de fitonematoides por meio da aplicação de extratos ou óleos de origem vegetal com propriedades nematicidas tem estimulado pesquisadores em todo o mundo, testando-se metabólitos e componentes químicos de muitas plantas para o controle do nematoide das galhas (FERRIS; ZENG, 1999; CHITWOOD, 2002).

Ainda que no Brasil diversas espécies de plantas tenham sido estudadas para o controle de fitonematoides, considerando que a flora brasileira é muito rica, há muitas espécies a serem pesquisadas, pois muitas famílias botânicas ainda não foram sequer estudadas. Os novos estudos devem se basear na busca por novas plantas com potencial nematicida, na descoberta e caracterização de compostos ativos, na concentração destes, seu modo de ação, e melhor forma de aplicação no campo (FERRAZ *et al.*, 2010).

3 MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi dividido em quatro ensaios, sendo estes desenvolvidos no Laboratório de Fitopatologia e em casa de vegetação, ambos pertencentes ao Setor de Fitossanidade, Departamento de Fitotecnia, do Centro de Ciências Agrárias, da Universidade Federal do Ceará, Campus do Pici, Fortaleza, no período de janeiro de 2014 a abril de 2015.

A temperatura da casa de vegetação foi monitorada diariamente com o auxílio de termômetro de mercúrio durante todo o período de realização dos ensaios, tendo sido possível registrar variação entre $30 \pm 7^{\circ}\text{C}$ com média de 29°C .

Espécies vegetais empregadas nos ensaios

Para a realização dos ensaios com o nematoide *M. enterolobii* empregaram-se nove espécies vegetais: feijão guandu ‘Fava Larga’, *C. breviflora*, milho ‘ADR 500’, timbaúba, cíume, estramônio, metel, nim e trigo mourisco (Figura 1). Estas foram escolhidas levando em consideração a presença de substâncias tóxicas em seus tecidos. As duas espécies olerícolas utilizadas nos ensaios, por sua vez, foram tomate ‘Santa Clara’ e alface ‘Crespa de Verão’, em razão de sua importância econômica na horticultura e à hospedabilidade ao nematoide.

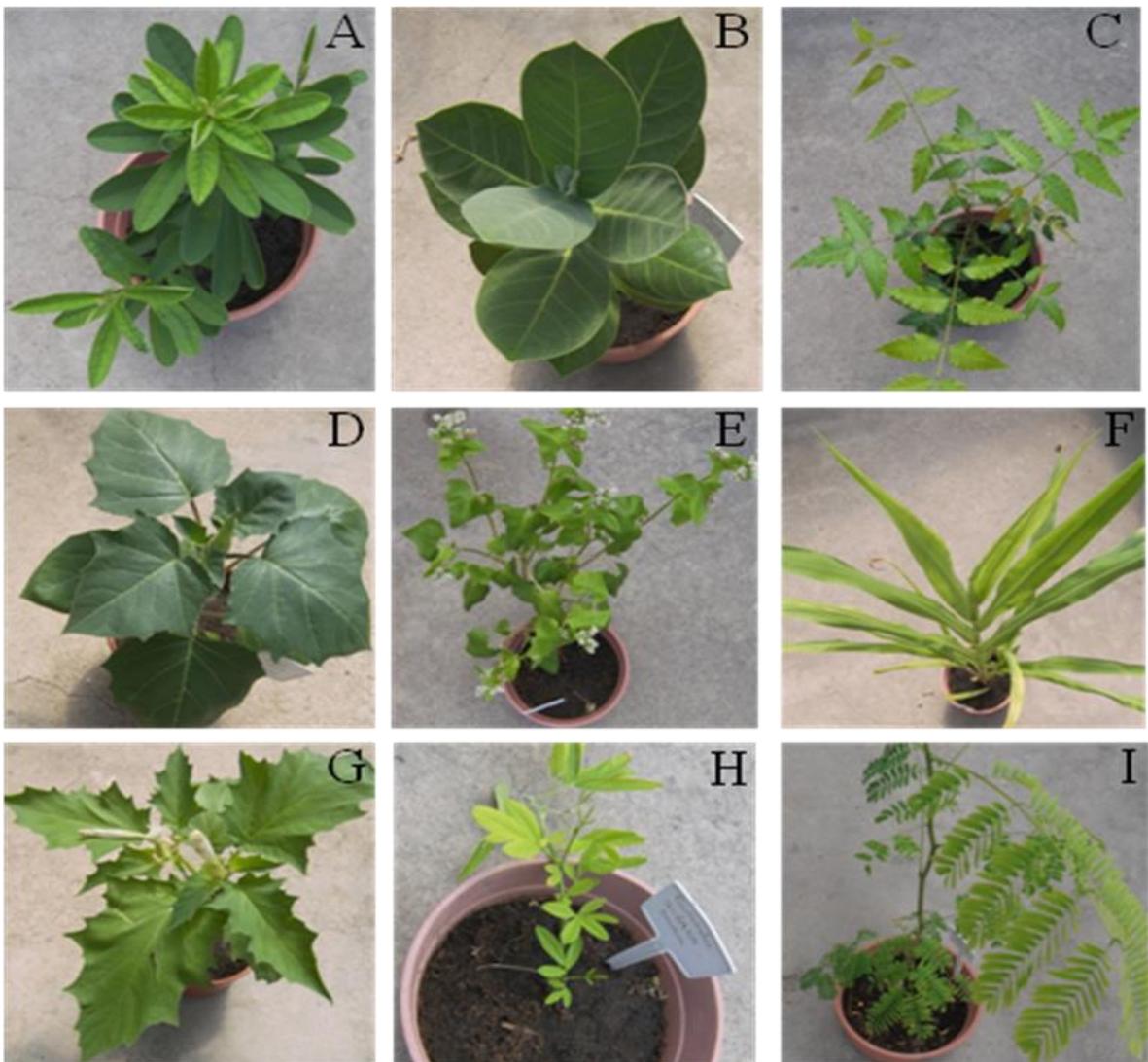
Todas as espécies vegetais utilizadas foram propagadas através de sementes as quais foram semeadas em bandejas de isopor de 128 células, contendo a mistura de solo:esterco na proporção 2:1, respectivamente, autoclavada durante uma hora a 120°C . As bandejas foram mantidas em casa de vegetação e regadas duas vezes ao dia, uma pela manhã e outra no fim da tarde.

Obtenção e manutenção do inóculo

A população de *M. enterolobii* foi obtida a partir de goiabeiras em pomares infestados localizados no município de Mauriti, região sul do estado do Ceará. A espécie do nematoide foi confirmada empregando-se a técnica da eletroforese com a isoenzima esterase, utilizando-se fêmeas de aspecto branco-leitosas retiradas das raízes coletadas, conforme Alfenas e Brune (2006). Após confirmação da espécie, procedeu-se à extração de ovos e J2 de *M. enterolobii*, seguindo a metodologia de Coolen e D'Herde (1972). As raízes foram trituradas em liquidificador na presença de água contendo solução de hipoclorito de sódio a 0,5 %, durante 20 segundos. A suspensão obtida foi vertida em peneira de 20 mesh (0,850 mm) acoplada sobre uma outra peneira de 400 mesh (0,038 mm). Com auxílio de jatos de água de uma piseta recolheu-se o material (fragmentos de raízes e nematoides) da peneira de

400 mesh para um béquer no qual adicionaram-se 2 g de caulim homogeneizando-se com bastão de vidro. Em seguida, a mistura foi colocada em tubos da centrífuga Baby Excelsa II equilibrando-se seus pesos e centrifugando-se a 1.750 rpm durante 5 minutos. Após esta centrifugação procedeu-se ao descarte do sobrenadante e ressuspensão do sedimento com sacarose a 45 %. Os tubos foram novamente balanceados e centrifugados a 1.750 rpm por 1 minuto. O sobrenadante obtido foi vertido em peneira de 400 mesh, lavando-se os nematoides com água corrente para retirada total da sacarose. Ovos e juvenis foram recolhidos em becker para uso na inoculação de coléus (*Solenostemon scutellaroides* L. Codd), plantas usadas pelo setor para manutenção de *M. enterolobii* em casa de vegetação, visando para posterior uso nos ensaios.

Figura 1 – Espécies vegetais com princípios tóxicos. A- *C. breviflora*, B- ciúme, C- nim, D- metel, E- trigo mourisco, F- milho 'ADR 500', G- estamônio, H- feijão guandu I- timbaúba.



3.1 Ensaio 1: Hospedabilidade das espécies vegetais com princípios tóxicos a *M. enterolobii*

As espécies vegetais testadas quanto ao parasitismo pelo *M. enterolobii* foram: feijão guandu 'Fava Larga', *C. breviflora*, milho 'ADR 500', timbaúba, ciúme, estramônio, metel, nim, trigo mourisco e tomate 'Santa Clara' (controle), num total de 10 tratamentos.

Decorridos 15 dias da sementeira, as mudas das espécies com pelo menos três folhas verdadeiras, foram transplantadas para vasos de 2 litros contendo a mesma mistura solo e esterco utilizada nas bandejas. Passados cinco dias do transplante, as mudas foram inoculadas com suspensão contendo 5.000 ovos/juvenis em três orifícios equidistantes próximos a base do caule com 3 cm de profundidade cada um. Sessenta dias após a inoculação, as plantas foram cuidadosamente retiradas dos vasos e as raízes lavadas em água corrente para remoção de restos de solo. Depois de lavadas, as raízes foram levadas ao Laboratório de Fitopatologia onde se realizou a verificação da presença ou ausência de galhas, como também foram determinados o número de galhas (NG), o número de massas de ovos (NMO), índice de massas de ovos (IMO) e fator de reprodução (FR), redução do fator de reprodução (RFR) e índice de reprodução (IR). A avaliação de tais variáveis foi feita com o auxílio de microscópio estereoscópico. O FR, RFR e IR só foram possíveis de calcular após a extração de ovos das raízes pelo mencionado método de Coolen e D'Herde (1972).

Para a determinação do NG e do NMO, registrou-se a média de todas as plantas de cada espécie para a análise das variáveis. O IMO foi calculado empregando-se a escala numérica, conforme Taylor e Sasser (1978) (Tabela 1). Posteriormente, Hadisoeganda e Sasser (1982) atribuíram conceitos aos valores numéricos estabelecidos por Taylor e Sasser (1978) elaborando uma classificação para o IMO com o correspondente comportamento das espécies vegetais a *Meloidogyne* spp. Embora esse critério de classificação tenha gerado discussão, é um dos mais utilizados, tendo em vista que a suscetibilidade é sempre medida baseada no número de massas de ovos e não no número de galhas (MOURA, 1997).

Tabela 1 - Classificação quanto à suscetibilidade das plantas de acordo com o número de massas de ovos (Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982)).

Número massas de ovos	Índice numérico	IMO	Classificação das plantas
0	0	0,0-1,0	Altamente resistente (AR)
1-2	1	1,1-3,0	Muito resistente (MR)
3-10	2	3,1-3,5	Moderadamente resistente (MOR)
11-30	3	3,6-4,0	Ligeiramente resistente (LR)
31-100	4	4,1-5,0	Suscetível (S)
>100	5	-	-

Levando em consideração o fator de reprodução (FR), o qual é calculado pela razão entre população final (Pf) e a população inicial (Pi), as espécies vegetais são classificadas como imune (FR = 0), resistentes (FR < 1) e suscetíveis (FR > 1) (OOSTENBRINK, 1966).

A variável redução do fator de reprodução foi calculada empregando-se a fórmula abaixo, onde RFR = redução do fator de reprodução, RFP = fator de reprodução da espécie padrão (tomate) e FRT = fator de reprodução do tratamento:

$$RFR = \left(\frac{RFP - RFT}{RFP} \right) \times 100$$

Para o cálculo da RFR foram empregados valores obtidos das médias do tratamento padrão (tomate) e a das médias obtidas de cada tratamento.

As espécies foram classificadas quanto ao comportamento em relação a redução do fator de reprodução em: imunes, quando RFR = 100, altamente resistentes, quando RFR for de 96 a 99, moderadamente resistentes, quando RFR for de 76 a 95, pouco resistentes quando RFR for de 51 a 75 e suscetíveis quando RFR for de 0 a 50 (MOURA; REGIS, 1987).

O índice de reprodução (IR) foi determinado utilizando-se o tomateiro como controle padrão (100%), em comparação com a reprodução do nematoide nas demais espécies

vegetais estudadas. Desse modo, obteve-se o IR pela razão entre o número de ovos por grama de raiz das espécies do tratamento (NOGR_{trat}) plantas avaliadas e número de ovos por grama de raiz da espécie padrão (tomate) (NOGR_{ep}), multiplicando-se o valor encontrado por cem, conforme a fórmula abaixo:

$$IR = \left(\frac{NOG_{trat}}{NOGR_{ep}} \right) \times 100$$

Para o cálculo da IR foram empregados valores obtidos das médias tanto dos tratamentos como da espécie padrão.

Os níveis de resistência das espécies vegetais foram determinados de acordo com o critério estabelecido por Taylor (1967), citado por Hadisoeganda e Sasser (1982), no qual determina que IR > 50 % a espécie é suscetível (S); IR estiver entre 26 % a 50 %, a espécie é levemente resistente (LR); IR estiver entre 11 % a 25 % a espécie é moderadamente resistente (MOR); IR estiver entre 1 % a 10 % a espécie é muito resistente (MR); IR estiver for abaixo de 1 %, a espécie é altamente resistente (AR), e quando não houver reprodução, IR = 0, a espécie é imune (I) (MOURA; REGIS, 1987).

O delineamento empregado foi o inteiramente casualizado, composto por 10 tratamentos e 10 repetições cada, onde cada unidade experimental foi representada por um vaso contendo uma planta. Previamente os dados foram submetidos a análise de normalidade pelo teste de Shapiro-Wilk a 5% de probabilidade, sendo constatado que os mesmos não possuíam distribuição normal, portanto, aplicou-se o método não paramétrico de Kruskal-Wallis a 5% de probabilidade pelo software estatístico Assistat versão 7.7 beta (SILVA, 2015).

3.2 Ensaio 2: Avaliação do efeito residual das espécies com princípios tóxicos sobre população remanescente de *M. enterolobii* no solo

Inicialmente mudas de alface ‘Crespa’, produzidas em sementeiras, com aproximadamente 15 dias de germinação foram transplantadas para vasos de 2L contendo a mistura autoclavada de solo: esterco na proporção 2:1. Após cinco dias do transplântio as mudas, então com 20 dias de idade, foram inoculadas com 5.000 ovos de *M. enterolobii* e cultivadas por 60 dias, em condições de casa de vegetação, para possibilitar a multiplicação do nematoide e, conseqüentemente, a infestação do solo. Posteriormente, as plantas de alface,

foram retiradas e mudas de feijão guandu ‘Fava Larga’, *C. breviflora*, milheto, timbaúba, ciúme, estramônio, metel, nim, trigo mourisco e alface ‘Crespa’ (controle), com 20 dias da germinação foram transplantadas para os vasos contendo solo infestado com *M. enterolobii*. Após 60 dias, as plantas foram retiradas dos vasos procedendo-se a um intervalo de dois dias para, em seguida, realizar o transplante de mudas de alface com 20 dias da semeadura. Para a avaliação do efeito dos exsudados radiculares deixados pelas espécies anteriormente cultivadas sobre a população residual de *M. enterolobii*, as plantas de alface foram mantidas nos vasos por 60 dias.

Atingido o tempo definido as plantas de alface foram, cuidadosamente, retiradas para que não houvesse danos ao sistema radicular, lavadas em água corrente e colocadas em papel toalha para retirada do excesso de água. As plantas de alface foram pesadas para posterior avaliação e comparação de seu crescimento. Foram consideradas as seguintes variáveis para a avaliação dos efeitos dos exsudados radiculares sobre o patógeno: a presença ou ausência de galhas; quando presente, o número de galhas (NG) e o número de massas de ovos (NMO), os quais foram contados com auxílio de microscópio estereoscópico. Após a contagem, procedeu-se a extração de ovos pelo método Coolen e D’Herde (1972), realizando-se a contagem do número de ovos (NO) com auxílio da Câmara de Peters.

As variáveis avaliadas de NG, NMO e NO na alface foram empregadas com o objetivo de constatar se as espécies com princípios tóxicos anteriormente cultivadas à introdução da alface, exerceram influência sobre a população residual de *M. enterolobii* presente no solo.

Foi utilizado o delineamento inteiramente casualizado, sendo 10 tratamentos com 10 repetições cada. Empregou-se na análise dos dados o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis a 5 % de probabilidade (Assistat versão 7.7), em razão dos dados não seguirem distribuição normal (SILVA, 2015).

3.3 Ensaio 3: Incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos em solo infestado por *M. enterolobii* para posterior cultivo de tomate

Mudas de alface ‘Crespa’ com 15 dias de idade foram transplantadas para vasos de 2 L contendo a mistura autoclavada de solo:esterco na proporção 2:1. Cinco dias após o estabelecimento das mudas estas foram inoculadas com uma suspensão contendo 5.000 ovos/juvenis, visando à multiplicação do nematoide em um período de 60 dias.

Paralelamente à multiplicação do nematoide na alface, plantas de sete espécies vegetais, feijão guandu ‘Fava Larga’, milho, timbaúba, cíume, estramônio, metel e alface, foram cultivadas em vasos de 2L contendo a mistura autoclavada de solo:esterco na proporção 2:1 por um período também de 60 dias.

Decorrido o tempo determinado, as plantas de alface que multiplicavam o nematoide foram retiradas do solo. No mesmo dia, ao solo já infestado foram adicionados 5.000 ovos/juvenis com finalidade de aumentar ainda mais a população do patógeno. Em seguida, procedeu-se à incorporação no solo de material vegetal proveniente das sete espécies vegetais constituído de caule, folhas e flores, previamente trituradas com faca em pedaços de aproximadamente 2 cm. O material vegetal (10 plantas de cada espécie) foi triturado separadamente, depois homogeneizado e incorporado ao solo dos vasos onde havia sido cultivada a alface. A incorporação foi feita de maneira que cada vaso recebeu a mesma quantidade do material triturado (80 a 120 gramas), conforme a espécie, sendo uniformemente misturado ao solo (Figura 2). Os vasos permaneceram descobertos em casa de vegetação (31 ± 5 °C) durante 30 dias, sendo regados duas vezes ao dia. Ao final desse período, mudas de tomate com 20 dias da germinação foram transplantadas para os vasos que continha o material vegetal já decomposto. Em vasos infestados, sem a incorporação de matéria verde, foram igualmente transplantadas mudas de tomate como controle do ensaio.

Sessenta dias após o transplântio, as plantas de tomate foram removidas, suas raízes lavadas em água corrente e colocadas sobre papel toalha à temperatura ambiente para retirada do excesso de umidade no laboratório.

Para todas as plantas registraram-se massa fresca da planta e o comprimento (altura) medindo-se da base do colo até a última bifurcação axilar. A avaliação de presença ou ausência de galhas, assim como a contagem do número de galhas (NG) e do número de massas de ovos (NMO) presentes nas raízes, foram realizadas com auxílio de microscópio estereoscópico.

O delineamento utilizado foi o inteiramente casualizado com oito tratamentos, sendo que o controle não recebeu incorporação de material vegetal, com 10 repetições cada. A análise dos dados foram realizadas pelo teste não paramétrico de Kruskal-Wallis a 5 % de probabilidade (Assistat versão 7.7) (SILVA, 2015), com exceção da variável massa fresca da planta, em virtude da mesma possuir distribuição normal sendo feita análise de variância (ANOVA) seguida pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade.

Figura 2- Etapas de preparação de material vegetal para incorporação ao solo. A- trituração, B- pesagem, C- deposição e D- incorporação.



Fonte: SANTOS, 2015.

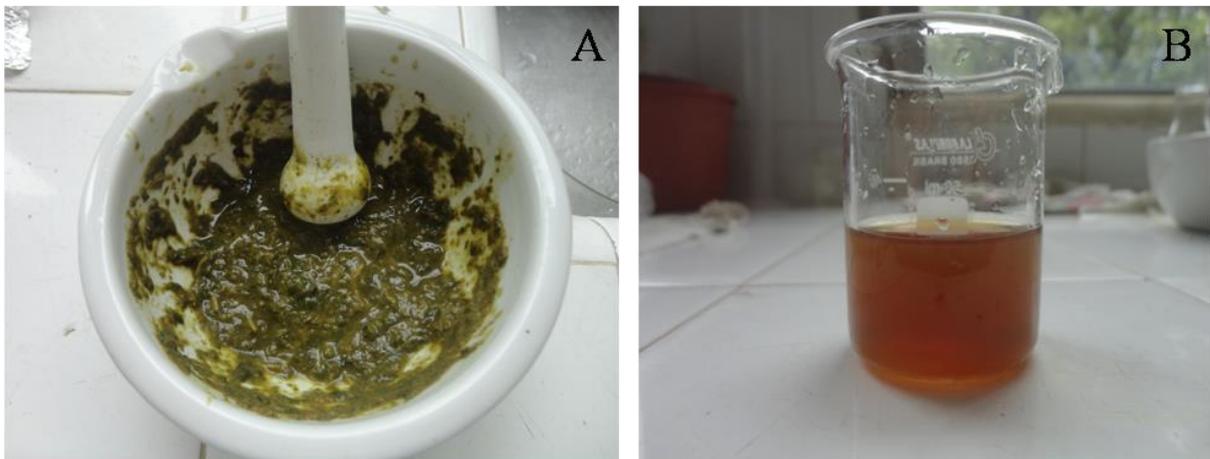
3.4 Ensaio 4: Efeito *in vitro* de extratos aquosos de espécies tóxicas sobre juvenis de *M. enterolobii*

A forma de obtenção dos extratos foliares baseou-se no método de Dias *et al.* (2000). As seguintes espécies vegetais foram utilizadas para preparo de extratos aquosos e aplicação ‘*in vitro*’ sobre J2 de *M. enterolobii*: timbaúba, ciúme, estramônio e metel. Essas plantas foram selecionadas em razão dos resultados obtidos nos ensaios anteriores e de serem consideradas as mais tóxicas. As quatro espécies foram cultivadas em casa de vegetação ($29 \pm 5^\circ\text{C}$) em vasos de 2 L contendo uma mistura autoclavada de solo:esterco na proporção 2:1. Ao completarem 60 dias de idade, as folhas medianas e novas foram coletadas no início da manhã, dispostas em bandejas em camadas finas e postas para secar, em ambiente de casa de

vegetação, com revolvimento periódico para secagem homogênea do material, durante aproximadamente duas semanas.

Quando secas, as folhas foram pesadas e 10 gramas de cada espécie foram, separadamente, colocadas em erlernmeyer. Em seguida, adicionou-se água destilada, previamente fervida, na proporção 1:10 (p/v), ou seja, 100 ml. Os erlernmeyers foram cobertos com papel alumínio e a mistura permaneceu em repouso por 24 horas. Decorridas as 24 horas, as folhas foram maceradas em almofariz com pistilo, o extrato foi filtrado em gaze, centrifugado por 35 minutos a 2.000 rpm em centrífuga modelo Excelsa Baby II, e o obtido passado em papel de filtro Whatman nº 1 (Figura 3).

Figura 3 - Obtenção de extratos para aplicação em juvenis de *M. enterolobii*. A- maceração de folhas secas e B- extrato na diluição 1:10.



Fonte: SANTOS, 2015.

Os tratamentos empregados foram constituídos pelos extratos de folhas ao qual adicionou-se a mesma quantidade em água destilada fervida (diluição final 1:20) e sem diluição (1:10). Para o controle, por sua vez, empregou-se apenas a água destilada previamente fervida.

Aproximadamente 60 massas de ovos de *M. enterolobii* retiradas de raízes de cóleus foram colocadas em três placas de Petri de 9 cm de diâmetro contendo água destilada e fervida. As massas permaneceram em água por 24 horas para obtenção de juvenis de segundo estágio (J2). Em placas de Petri medindo 3,5 cm de diâmetro, foram transferidas 50 juvenis com auxílio de pipeta semiautomática de 50 µl e, em seguida, adicionado 2 mL dos extratos.

Os juvenis permaneceram em contato com os extratos por 48 horas e só então procedeu-se a avaliação do efeito tóxico dos extratos sob microscópio estereoscópico Olympus modelo PZO- Labimex aumento 40 X. Considerou-se morto o juvenil que apresentasse o corpo retilíneo e imóvel. Neste caso, os juvenis foram transferidos para água e 24 horas depois observou-se se haviam ou não voltado à atividade. Quando os juvenis voltam a atividade após contato com água considera-se o extrato como tendo efeito nematostático, porém, se os J2 permanecerem imóveis, considera-se o extrato como tendo efeito nematicida.

O ensaio foi conduzido empregando o delineamento inteiramente casualizado, tendo nove tratamentos (quatro espécies vegetais, duas diluições e controle) com oito repetições cada.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Ensaio 1 - Hospedabilidade das espécies vegetais com princípios tóxicos a *M. enterolobii*

Trabalhos que avaliem a suscetibilidade da maioria das espécies vegetais empregadas no presente ensaio em relação à meloidoginose ainda são escassas no Brasil.

As espécies vegetais, feijão guandu ‘Fava Larga’, *C. breviflora*, milho ‘ADR 500’, timbaúba, ciúme, estramônio, metel, nim, trigo mourisco e tomate ‘Santa Clara’ (controle), 60 dias após a inoculação com *M. enterolobii*, de um modo geral, apresentaram pouca ou nenhuma infestação em suas raízes. O número de galhas foi reduzido, e quando presentes as galhas eram pequenas (3-5 mm). O número de massas de ovos externas foi inferior ao de galhas observadas, e, frequentemente, quando galhas eram escarificadas, fêmeas não eram encontradas, sugerindo que o patógeno não estaria atingindo a fase adulta.

Com base nos critérios de Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), as espécies feijão guandu, *C. breviflora*, milho, estramônio, metel, nim e trigo mourisco foram classificadas como sendo altamente resistentes, apresentando IMO igual a zero. A timbaúba foi considerada como sendo muito resistente, com IMO de 2,4, enquanto que o ciúme apresentou-se como moderadamente resistente com IMO de 3,4, (Tabela 2).

De acordo com o FR, *C. breviflora*, milho, estramônio, metel, nim e trigo mourisco foram consideradas imunes ao nematoide, uma vez que o FR variou de zero a 0,4, conforme Oostenbrink (1966). Nessas espécies não foram observadas galhas, nem massas de ovos (Figura 4). O feijão guandu, a timbaúba e o ciúme comportaram-se como resistentes, em razão de FR ser inferior a 1,0 e maior que zero (Tabela 2). O número de galhas nessas espécies variou de 23,2 a 79,2 e o de massa de ovos de 2,0 a 33,7 (Figura 4). Rosa (2010) encontrou comportamento semelhante ao do presente trabalho para as espécies *C. breviflora* e milho (cultivar não mencionada), que também foram consideradas imunes (FR = 0), fato que confirma a resistência ao parasitismo dessas espécies vegetais a *M. enterolobii*. Espécies de crotalarias como a *C. spectabilis*, *C. juncea* e *C. paulina* são consideradas plantas armadilhas a *M. incognita* e *M. javanica* em razão de juvenis penetrarem, mas não conseguirem completar o ciclo de vida em suas raízes (SILVA *et al.*, 1990). A reação de leguminosas a *M. enterolobii* foi avaliada por Silva e Silva (2009), os quais mostraram que *Mucuna pruriens* e *C. paulina* reduziram para zero os índices de galhas e de massas de ovos

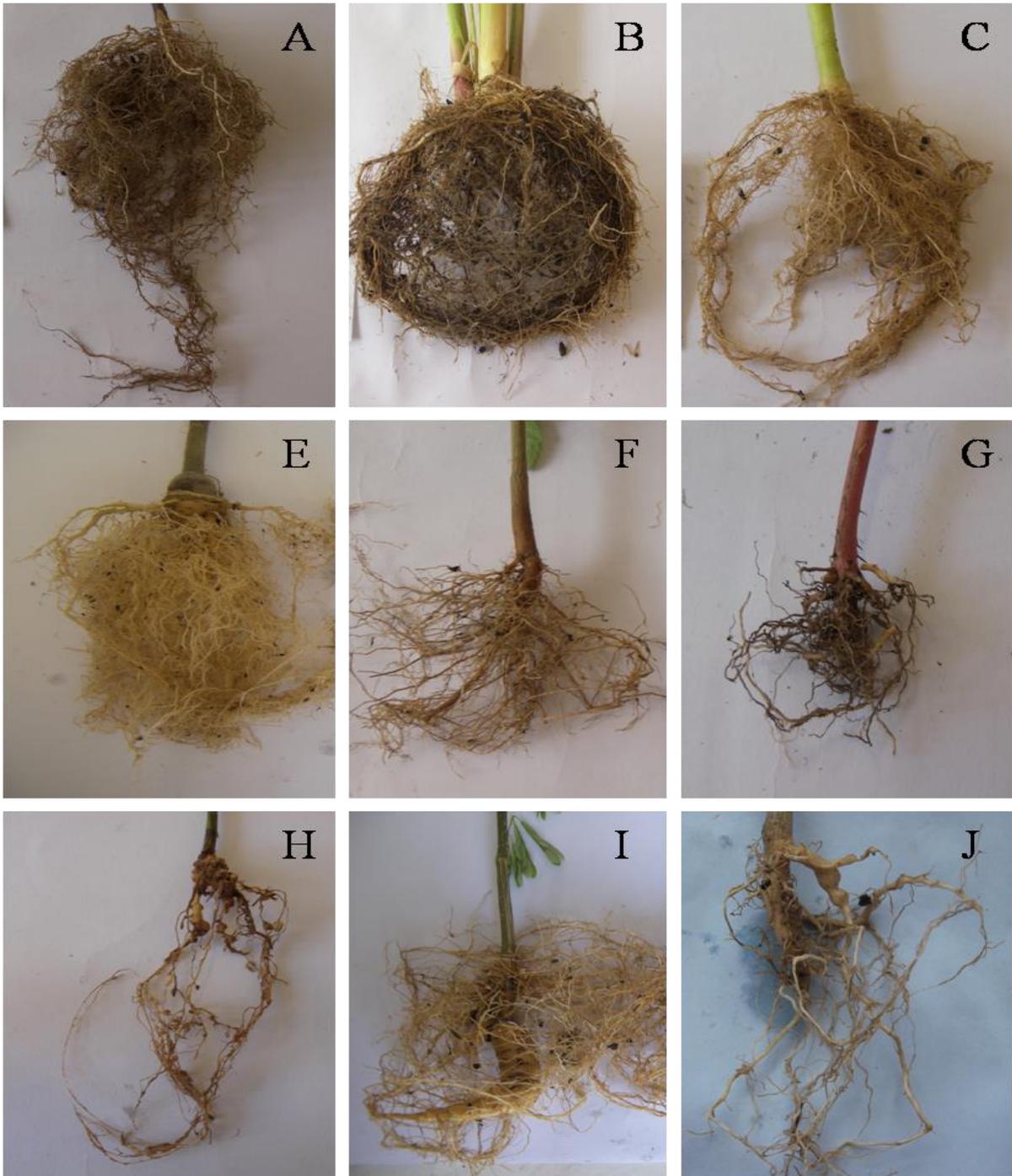
em tomateiro. É possível supor que *C. breviflora* com relação a *M. enterolobii* apresente comportamento semelhante ao das mencionadas crotalarias.

Tabela 2 – Comparação de médias do número de galhas (NG), número massas de ovos (NMO), número de ovos (NO), massa fresca de raiz (MFR), fator de reprodução (FR), índice de massa de ovos (IMO), redução do fator de reprodução (RFR) e índice de reprodução (IR) de dez espécies vegetais frente à infestação por *M. enterolobii*. Fortaleza-CE. 2015.

Espécies estudadas	Variáveis e Índices avaliados							
	NG	NMO	NO	MFR	IMO	FR	RFR	IR
Feijão guandu ‘Fava Larga’	23,2 b	2,0 ab	113,2 ab	12,5 ab	0,4 ab	0,02 ab	99,2 b	0,8
<i>C. breviflora</i>	0,0 a	0,0 a	0,0 a	16,1 abc	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Milheto ‘ADR 500’	0,0 a	0,0 a	0,0 a	51,9 d	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Timbaúba	52,2 b	14,9 bc	612,6 bc	21,5 bcd	2,4 bc	0,1 bc	95,8 b	4,2
Ciúme	79,2 b	33,7 c	1.314,3 c	18,1 abc	3,4 c	0,3 c	90,9 b	9,0
Estramônio	0,0 a	0,0 a	0,0 a	24,2 cd	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Metel	0,0 a	0,0 a	0,0 a	23,9 cd	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Nim	0,0 a	0,0 a	0,0 a	15,1 abc	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Trigo mourisco	0,0 a	0,0 a	0,0 a	7,8 a	0,0 a	0,0 a	100 a	0
Tomate ‘Santa Clara’ (Controle)	310,9 b	86,8 c	14.539,3 c	73,7 d	4,1 c	2,9 c	-	100

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Kruskal-Wallis, a 5% de probabilidade.

Figura 4 – Sistemas radiculares das espécies vegetais com princípios tóxicos em relação a suscetibilidade a *M. enterolobii*. A- *C. breviflora*, B- milho, C- estramônio, D- metel, E- nim, G- trigo mourisco, H- feijão guandu ‘Fava larga’, I- timbaúba e J- ciúme.



Fonte: SANTOS, 2015.

Imunidade a *M. enterolobii* foi também relatada por Santana *et al.* (2009) em outras gramíneas forrageiras como *Brachiaria brizantha* e *Panicum maximum*. Asmus e Andrade (1998) verificaram a alta resistência de aveia (*Avena sativa* L.) 'FMS-1', e das forrageiras milheto comum e do milheto 'BN-2', *B. brizantha*, *P. maximum* 'Mombaça' e 'Tanzânia', *Stylosanthes guianensis* 'Mineirão' e o teosinto (*Zea mays* subsp. *mexicana*) a *M. javanica*.

Carneiro *et al.* (2006) avaliaram a reação de 13 espécies de gramíneas a *M. incognita*, *M. paranaensis* e *M. javanica*, em casa de vegetação, onde todos foram resistentes com exceção do capim pé de galinha (*Cynodon dactylon* L.), triticale (*X Triticosecale* Wittmack) '981' e capim marmelada (*Brachiaria plantaginea*). O milheto 'ADR 500' foi resistente *M. incognita* raça 1 e a *M. paranaensis*, mas foi bom hospedeiro para a raça 3 de *M. incognita* e para *M. javanica* (CARNEIRO *et al.*, 2007).

Guimarães *et al.* (2003), avaliando a suscetibilidade de cultivares de milho (*Zea mays* L.) encontrou a cultivar 'São José BR-5026' como sendo imune a *M. enterolobii*, não verificando a presença do patógeno no interior das raízes. Contudo, Dias *et al.* (2010), em ensaio com 37 genótipos de milho e o mesmo patógeno, verificou que seis genótipos foram altamente resistentes (FR < 1,0) e 24 moderadamente resistentes (FR = 1,1 a 3,0).

As gramíneas em sua maioria vêm demonstrando bons resultados comportando-se de modo antagônico ao nematoide das galhas, concordando desde modo, com o resultado encontrado para o milheto 'ADR 500' neste trabalho.

Com relação ao feijão guandu, Costa e Ferraz (1990), Santos e Ruano (1996) estudando a reação de algumas espécies vegetais a *M. javanica*, verificaram que esta leguminosa comportava-se como má hospedeira a este nematoide por apresentar reduzido número de galhas e massas de ovos em suas raízes. Resultados parecidos foram descritos por Costa *et al.* (1998), fazendo uma comparação entre o feijão guandu e o tomateiro quanto à penetração e o desenvolvimento de juvenis de *M. javanica* nas raízes de tais espécies. Os autores concluíram que, tanto uma espécie quanto a outra, permitem a penetração e o desenvolvimento do nematoide, porém, somente no tomateiro os J2 de *M. javanica* conseguem atingir a fase adulta. A população que penetrou no guandu não se desenvolveu ou quando houve desenvolvimento, esse foi em baixo número e tardio, demorando o nematoide a completar seu ciclo nessa espécie.

Com relação a estramônio, metel, nim, trigo mourisco e timbaúba não há relatos

no Brasil de ocorrência natural de alguma espécie de *Meloidogyne*, enquanto que para o ciúme há registro de plantas afetadas por espécies de *M. javanica* (MANSO *et al.*, 1994).

No que diz respeito as variáveis de RFR e IR, as espécies *C. breviflora*, milheto, estramônio, metel, nim e trigo mourisco foram imunes a *M. enterolobii*, tendo em vista que os valores foram 100 % e zero, respectivamente, para todas as plantas avaliadas. Em relação ao feijão guandu, a porcentagem de RFR (99,2 %) e de IR (0,8 %) caracterizou essa espécie como altamente resistente. Para timbaúba e ciúme o RFR de 95,8 % e 90,9 %, respectivamente, o que os classifica em altamente resistentes (MOURA; REGIS, 1987). Contudo, o IR em timbaúba de 4,2 % e em ciúme de 9,0 %, mostra que ocorreu multiplicação de *M. enterolobii* em suas raízes, entretanto, esta se deu em baixos níveis, caracterizando-as como muito resistentes (Tabela 2), de acordo com Taylor (1967), citado por Hadisoeganda e Sasser (1982).

O tomateiro apresentou para todas as variáveis avaliadas valores superiores aos das demais espécies vegetais estudadas, com médias de NG de 310,9; NMO de 86,8; NO de 14.539,3/raiz; IMO 4,1 com um FR de 2,9 (Tabela 2) valores que atestaram a viabilidade do inóculo de *M. enterolobii*. Diversos pesquisadores utilizam o tomate como controle positivo em seus ensaios, devido à elevada suscetibilidade frente a diferentes espécies do gênero *Meloidogyne* (CARNEIRO *et al.*, 2006a; ALMEIDA *et al.*, 2008; SCHERER, 2009; SILVA *et al.*, 2009). A cultivar Santa Clara usada em questão, foi escolhida por sua conhecida suscetibilidade a *Meloidogyne*, pela facilidade de obtenção de sementes e pela sua importância econômica no estado, confirmando pelos resultados, ser boa hospedeira a *M. enterolobii* (Figura 5).

Figura 5 – Reação de suscetibilidade de tomateiro a *M. enterolobii*.



Fonte: SANTOS, 2015.

O comportamento das espécies vegetais, em geral, frente as diferentes variáveis de avaliação sobre o parasitismo e reprodução de nematoides mostra que os critérios adotados pelos diferentes autores são adequados, tendo em vista, que somente a presença de galhas não é suficiente para classificar a suscetibilidade de uma espécie, visto que a penetração não significa sucesso no desenvolvimento do ciclo de vida. A presença de galhas é caracteristicamente sintoma, não devendo ser empregada como variável de avaliação, uma vez que em plantas resistentes pode haver a formação de galhas e em plantas tidas como suscetíveis, não (MOURA, 1997). O índice de massas de ovos (IMO), fator de reprodução (FR), redução do fator de reprodução (RFR) e o índice de reprodução (IR) variáveis adotadas tanto por Taylor e Sasser (1978) modificado por Hadisoeganda e Sasser (1982), Oostenbrink (1966), e Moura e Regis (1987), mostraram-se como os critérios mais apropriados para avaliar a interação entre o fitonematoide e as espécies vegetais, colaborando para evidenciar os resultados obtidos no presente trabalho.

Várias outras espécies têm sido relatadas no Brasil como antagonistas a *Meloidogyne* spp, nas mais variadas famílias botânicas tais como: leguminosas, como o amendoim cavalo (*Arachis hypogaea* L.), a clitoria ternata (*Clitoria ternatea* L.), crotalárias (*Crotalaria* spp), a ervilhaca peluda (*Vicia villosa* Roth.), o feijão-arroz (*Vigna unbellata* Thunb. Ohwi e Ohashi.), o feijão caupi (*V. unguiculatta* L. Walp.), o feijão-de-porco (*Canavalia ensiformes* L. DC.), o labe labe (*Dolichos lablab* L.), a mucuna preta (*Mucuna aterrima* Piper e Tracy Holland.), tefrósia (*Tephrosia candida*), timbó (*Ateleia glazioviana*); gramíneas, como a aveia branca (*A. sativa* L.), a aveia preta (*A. strigosa* Scrib.), o azévem (*Lolium multiflorum* Lam.), o capim-moa (*Setaria italica* L. Beauv.), o capim-pé-de-galinha-gigante (*Eleusine coracana* L. Gaertn.), centeio (*Secale cereale*), triticale; brássicas, como canola (*Brassica napus* L.), o nabo forrageiro (*Raphanus sativus* var. *oleiferus* L.), euforbiáceas como a mamona (GUIMARÃES *et al.*, 2003 SCHERER 2009).

Possivelmente a resistência da maioria das espécies vegetais estudadas neste trabalho com relação a *M. enterolobii* esteja relacionada à presença em seus tecidos de inúmeras substâncias bioativas liberadas através do sistema radicular e/ou de possuir mecanismos de resistência à penetração do patógeno. A espécie *C. breviflora* possui esses dois mecanismos. O estramônio é rico em alcaloides, principalmente a escopolamina e a atropina. A metel apresenta altas taxas de hioscina em seus tecidos. O nim, por sua vez, contém compostos que pertencem à classe dos triterpenos, mais especificamente limonoides

(azadiractina) que estão presentes por toda a planta. No entanto, para as espécies feijão guandu ‘Fava Larga’, milho ‘ADR’ e trigo mourisco, não há ainda informações que expliquem o comportamento como altamente resistente, devido às poucas pesquisas na área. É possível que haja exsudados radiculares que repelem ou sejam nocivas a juvenis, ou que o nematoide não consiga penetrar na raiz em razão de mecanismos de defesa da planta ou ainda que penetre mas não consiga completar o ciclo.

A ampla distribuição das espécies vegetais em diferentes famílias botânicas incluindo plantas herbáceas e arbóreas, testadas neste trabalho demonstrou que, apesar da natureza polífaga do *M. enterolobii*, a maioria das plantas avaliadas apresentaram reação desfavorável ao patógeno, com potencial para serem cultivadas em solos infestados com o nematoide.

Deste modo, o conhecimento da hospedabilidade das espécies vegetais é fundamental para uma recomendação de seu cultivo em áreas infestadas pela espécie *M. enterolobii*, uma vez que plantas não hospedeiras contribuem para a redução do nematoide em programas de manejo.

4.2 Ensaio 2: Avaliação do cultivo de espécies com princípios tóxicos em solo infestado com *M. enterolobii* para posterior plantio de hortaliça

Por ocasião da remoção das plantas de alface 60 dias após a inoculação de *M. enterolobii* constatou-se que as raízes apresentavam numerosas galhas (Figura 6) confirmando a multiplicação do nematoide e, conseqüentemente, a obtenção de solo infestado para o posterior cultivo das nove espécies com princípios tóxicos por mais 60 dias, que foram seguidos pelo plantio da alface por novos 60 dias.

As plantas de alface cultivadas após o plantio prévio das nove espécies apresentaram, em geral, um bom desenvolvimento. Suas raízes foram observadas considerando as variáveis NG, NMO, NO e MFR (Tabela 3). As plantas que sucederam a *C. breviflora*, milho, estramônio e nim foram as que obtiveram melhor resultado, visto que suas raízes não apresentaram desenvolvimento de galhas ou massas de ovos, indicando que houve a erradicação do patógeno nos vasos.

Outras duas espécies com bons resultados por deixarem a população de *M. enterolobii* em baixos níveis no solo foram mel e trigo mourisco, em razão de poucas galhas (22,7 e 31,0, respectivamente) (Figura 5) e reduzido NMO e NO nas raízes da alface (Tabela 3). Entretanto, o nematoide não foi eliminado do solo.

Os valores das variáveis observados em raízes de alface após o cultivo de feijão guandu, timbaúba e ciúme foram mais elevados (Tabela 3) demonstrando que estas espécies, ainda que consideradas resistentes, possibilitaram a multiplicação do nematoide de forma que a população residual foi capaz de recuperar-se nas alfaces após 60 dias. É possível que a população do nematoide no solo após o primeiro cultivo da alface por 60 dias fosse superior ao inóculo de 5.000 ovos usados no ensaio anterior com as mesmas espécies vegetais. A determinação de juvenis presentes no solo após a alface não foi realizada.

Com isso, percebe-se que plantas resistentes não são adequadas para anteceder o plantio de espécies suscetíveis como a alface em solos infestados, pois, ainda que a cultura não seja afetada no primeiro cultivo, a população residual do patógeno aumentará podendo comprometer o desenvolvimento de plantas num cultivo posterior.

Tabela 3 – Comparação de médias da matéria fresca da raiz (MFR), número de galhas (NG), número de ovos (NO), em plantas de alface cultivadas em mesmo solo após cultivo de espécies com princípios tóxicos. Fortaleza-CE. 2015.

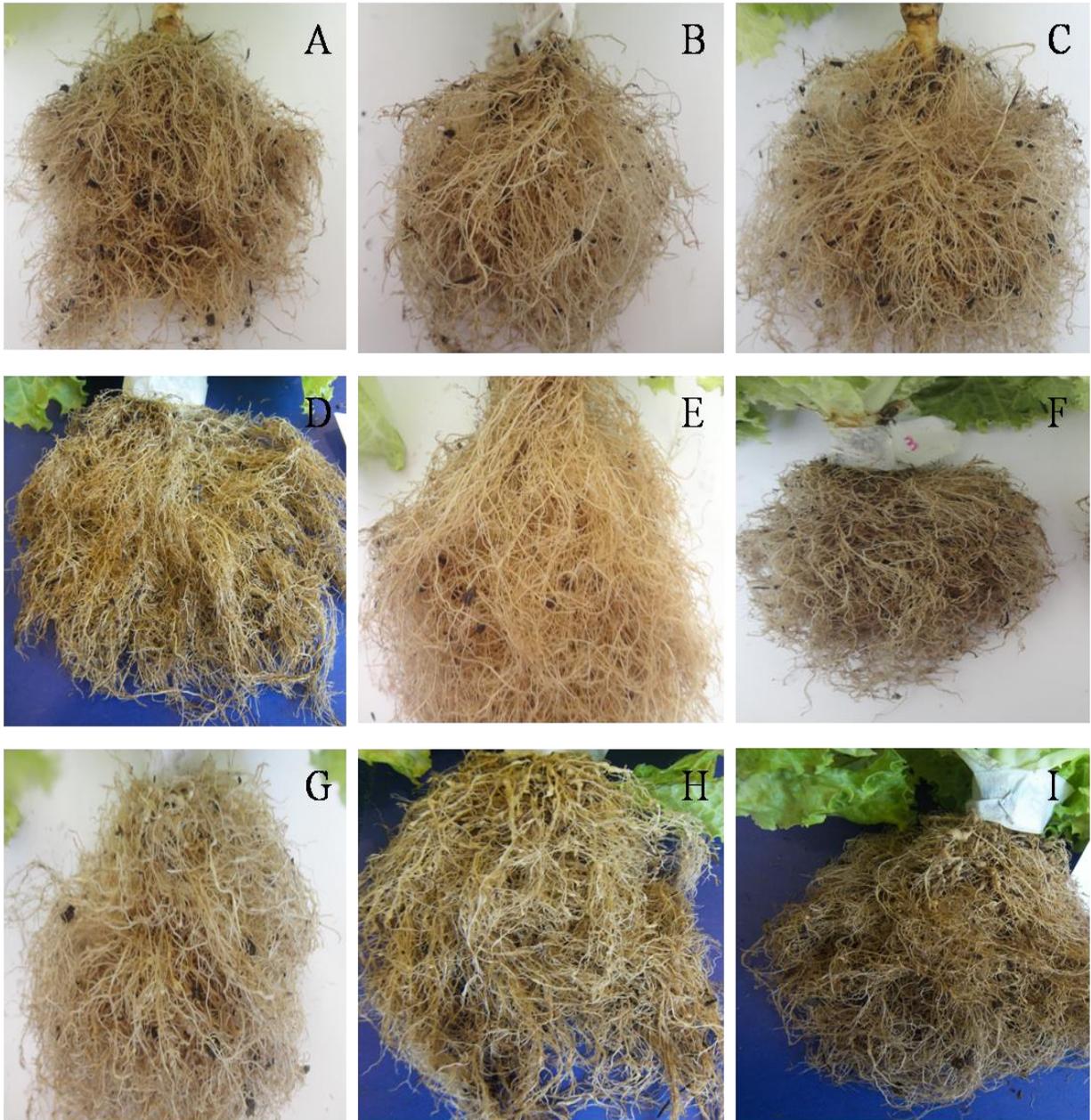
Espécie antecessora	NG	NMO	NO	MFR
Feijão guandu ‘Fava Larga’	650,1 bcd	53,5 c	23.770,8 b	132,2 bc
<i>C. breviflora</i>	0,0 a	0,0 a	0,0 a	137,2 ab
Milheto	0,0 a	0,0 a	0,0 a	137,9 ab
Timbaúba	501,9 bcd	4,4 a	176,7 a	138,0 ab
Ciúme	795,2 cd	15,0 ab	97,7 a	168,3 a
Estramônio	0,0 a	0,0 a	0,0 a	114,9 c
Metel	22,7 ab	0,5 a	53,4 a	130,8 bc
Nim	0,0 a	0,0 a	0,0 a	130,8 bc
Trigo mourisco	31,0 abcd	2,2 ab	616,7 ab	135,6 abc
Alface crespa (controle)	1.121,1 d	84,4 bc	27.882,9 b	133,3 bc

*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Kruskal-Wallis, a 5% de probabilidade.

Silva e Silva (2009) observaram resultados que concordam com o presente ensaio, visto que, ao avaliarem índices de galhas e de massas de ovos de *M. enterolobii* nas raízes de tomateiro após cultivo de milho, *B. ruziziensis* e *B. brizantha*, plantas resistentes ao patógeno, constataram que estes foram reduzidos. Asmus (2008) afirma que o cultivo de

milheto, sorgo (*Sorghum bicolor*), *Brachiaria* spp e *P. maximum* ocasionou a redução, mas não a eliminação, de *Rotylenchus reniformis* em campo.

Figura 6 – Sistemas radiculares de alface sucedendo o cultivo de plantas com princípios tóxicos em solo infestado com *M. enterolobii*. A- brevíflora, B- milho, C- estramônio, D- metel, E- nim, F- trigo mourisco, G- feijão guandu ‘Fava larga’, H- timbaúba e I- ciúme.



Fonte: SANTOS, 2015.

Exsudatos radiculares de espécies antagonistas ou más hospedeiras a nematoides comprometem a mobilidade destes patógenos e a eclosão de juvenis, interferindo nas divisões celulares do J2 dentro do ovo, conseqüentemente retardando o ciclo até o rompimento da

cutícula dos juvenis. Essas substâncias podem ainda ter efeito nematostático que paralisam a fase infectiva (J2), podem interferir na atração dos J2 pelas raízes além de também afetar ou ainda comprometer a penetração do juvenil na planta, implicando dessa maneira, de forma negativa no seu ciclo de vida e na sua relação com a planta hospedeira (FERRAZ; FREITAS, 2004; CAMPOS *et al.*, 2006). Fatores como a idade da planta, condições de estresse, seja ele hídrico ou climático, tipo de solo, bem como, a presença de microrganismos na rizosfera, podem alterar a exsudação radicular, tanto no que diz respeito à qualidade como a quantidade (SILVEIRA; FREITAS, 2007). Os exsudatos que são produzidos e liberados pelas raízes são formados por diversos compostos, dentre eles, enzimas, CO₂, íons, aminoácidos, açúcares e metabólitos, que são capazes de prejudicar o comportamento dos nematoides no solo (CURTIS, 2008). Além disto, o ambiente rizosférico é rico em outras substâncias como secreções, mucilagens, mucigel e lisados celulares, capazes de interferir na relação patógeno-hospedeiro no solo (CAMPBELL; GREAVES, 1990).

Os resultados obtidos neste ensaio utilizando as espécies *C. breviflora*, milho, estramônio, nim, metel e trigo mourisco antecedendo a alface podem estar relacionados com uma ou mais das interferências associadas aos exsudatos radiculares.

Diversas espécies vegetais, espontâneas e/ou cultivadas, já tiveram a ação comprovada de seus exsudatos radiculares e extratos sobre fitonematoides, os quais possuem propriedades estimulantes, repelentes, nematostáticas e/ou nematicidas, que atuam antes ou após a penetração dos juvenis nas raízes. Espécies de *Tagetes*, *Mucuna*, *Colocasia*, *Brassica* e algumas gramíneas são comumente exploradas em razão desta característica (DIAS-ARIEIRA *et al.*, 2003; LOPES *et al.*, 2005; CAMPOS *et al.*, 2006).

A estramônio, a mamona e *T. minuta* estimularam o parasitismo por *Paecilomyces lilacinus* em ovos de *M. incognita* e *M. javanica* demonstrando interações positivas entre controles alternativos. Rizosfera de plantas antagonistas podem ser uma fonte potencial de agentes para o controle biológico de fitonematoides (FERRAZ; FREITAS, 2004).

Em condições de laboratório, pesquisadores observaram que exsudatos extraídos da região da coifa de plantas de ervilha (*Pisum sativum*) conseguiram reduzir a mobilidade de *M. incognita* (HUBBARD *et al.*, 2005). Do mesmo modo, Santos e Gomes (2011) estudaram o efeito ‘*in vitro*’ de exsudatos radiculares provenientes de diferentes cultivares de mamona, sobre a eclosão e mobilidade de J2 de *Meloidogyne* spp, e observaram resultados nocivos

muito mais acentuados em ensaios com *M. enterolobii* nos quais a morte dos J2 variou de 96,35 a 100 % .

O uso das espécies *C. breviflora* e *C. spectabilis* como culturas de sucessão ou rotação, comprovadamente reduzem a população dos nematoides *M. javanica*, *M. incognita*, *P. brachyurus* e *Heterodera glycines*, sendo consideradas as mais importantes no manejo de fitonematoides (INOMOTO *et al.*, 2006).

Experimentos com rotação de cultura em áreas de cultivo de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp), empregando milho, amendoim (*Arachis hypogaea* L.) e *C. juncea*, demonstraram que essas culturas foram eficientes no controle populacional de *Meloidogyne* spp, apresentando redução na população desses nematoides no solo (MOURA, 1991). Rosa *et al.* (2003), cultivando *C. juncea* pelo período de um ano em campos de cana-de-açúcar, verificaram que a população mista de *Meloidogyne* na área foi reduzida drasticamente.

Gramíneas forrageiras, especialmente as do gênero *Brachiaria*, têm efeito positivo no controle de *M. incognita* e *M. javanica*. Em um estudo conduzido por DIAS-ARIEIRA *et al.* (2002) verificou-se que a penetração e o desenvolvimento de J2 desses nematoides em *B. brizantha* e *B. decumbens* foi menor que em soja (*Glycine max* L. Merrill) (controle) e que os J2 que entraram no sistema radicular das gramíneas não completaram o seu ciclo, se desenvolvendo, no máximo, até J4.

Cinco espécies de gramíneas, *B. decumbens*, *P. maximum* ‘Guiné’, *B. brizantha*, *Eragrostis curvula* e *Digitaria decumbens* ‘Pangola’ mostraram elevado efeito supressivo a *M. javanica*, constatado pelo reduzido número de galhas (10 a 23) observado nas raízes dos tomateiros cultivados após estas espécies. No mesmo ensaio, numerosas galhas (2.278) foram observadas em tomateiros cultivados em solo após o plantio de aveia preta (*A. strigosa*) (BRITO; FERRAZ, 1987).

Em relação à massa fresca de raiz, as plantas de alface que foram cultivadas após a espécie ciúme foram as que apresentaram maiores médias de peso de raiz, seguidas pelas plantas que sucederam a *C. breviflora*, a timbaúba e o milheto. Nas demais espécies, feijão guandu, metel, nim e trigo a MFR variou de 130,8 a 135,6 g, valores que não diferiram entre si. A alface cultivada após estramônio foi a que apresentou menor desenvolvimento radicular com média de 114,9 g aproximando-se de outros resultados do mesmo ensaio (Tabela 3).

Alface cultivada após a alface (controle) confirmou a infestação do patógeno no solo, apresentando NG de 1.121, NMO de 84,4 e NO de 27.882,9 (Figura 7). A massa fresca da raiz foi de 133,3 g não diferindo do peso da maioria dos resultados.

Figura 7 - Sistema radicular de alface após cultivo prévio de alface ‘Crespa’ (controle).



Fonte: SANTOS, 2015.

Em geral, as raízes de alface, tanto as infestadas como não infestadas, apresentaram bom desenvolvimento, com a parte aérea, em todos os casos, de aspecto vigoroso e com a coloração característica da cultivar, sem haver clorose, murchas ou amarelecimento.

De acordo com os resultados obtidos neste ensaio, em que as alfaces cultivadas após *C. breviflora*, milho, estramônio e nim, não apresentaram infestação por *M. enterolobii*, concluí-se que estas espécies são promissoras para o cultivo em solo infestado visando-se a erradicação do nematoide, em razão da provável existência de mecanismos antagonistas que provocam a eliminação do patógeno do solo. A *C. breviflora*, além de desfavorecer a presença do *M. enterolobii* no solo, ainda pode, por ser leguminosa, contribuir com o desenvolvimento das plantas fornecendo nitrogênio para as espécies subsequentes ao seu cultivo.

4.3 Ensaio 3: Incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos em solo infestado por *M. enterolobii*

Com base na observação das raízes das plantas de tomateiro que sucederam a incorporação das sete espécies vegetais constatou-se, após os 60 dias, que não ocorreu

infestação do nematoide, tendo em vista a total ausência de galhas em todas as plantas, significando que houve redução em 100 % da população de *M. enterolobii* presente no solo (Figura 8). Isto pode ser explicado baseando-se na existência de diferentes metabólitos presentes nos tecidos vegetais dessas espécies que quando decompostas e liberadas no solo, podem ter sido tóxicas ocasionando a eliminação do patógeno. Além disso, foi aliada a técnica de incorporação de resíduos um período de pousio de 30 dias para que todo o material vegetal fosse decomposto, deixando o nematoide isento de um hospedeiro para seu desenvolvimento. Isso demonstra que a ação conjunta dessas duas práticas foi efetiva para o controle do nematoide.

De acordo com MOSSA *et al.* (1991), no látex de plantas de ciúme podem ser encontradas diversas substâncias ativas a exemplo de compostos fenólicos, saponinas, esteróis, triterpenoides, ésteres norditerpênicos, flavonoides, entre outras. A análise fitoquímica de extrato foliares revelou ainda a presença de alcaloides, taninos, flavonoides, esteroides e/ou triterpenos. Substâncias classificadas como saponinas, esteróis, flavonoides, alcaloides, ativos contra nematoides já foram identificados em plantas como a *Chenopodium ambrosioides* L., *C. quinoa* e *C. album* (QUARLES, 1992 apud FERRAZ *et al.*, 2012).

Ensaio conduzidos por Akthar *et al.*, 1992 com folhas picadas de ciúme incorporadas ao solo, mostraram que houve uma significativa redução da população de muitas espécies de fitonematoides. Extratos foliares dessa planta causaram uma forte influência na eclosão e na mortalidade de juvenis e adultos e também diminuíram a penetração de nematoides nas raízes. O tratamento de raízes nuas de mudas de tomate e pimentão com extratos de folhas de ciúme reduziram significativamente o desenvolvimento de *M. incognita*.

Ahmad *et al.* (1996) avaliando a adição de folhas secas de ciúme observaram 53 % de redução na reprodução do nematoide *M. javanica* presente no solo. Outros trabalhos utilizando incorporação de folhas de ciúme demonstraram eficiência no controle não apenas a *M. javanica*, mas também de *M. incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Hoplolaimus indicus*, *Helicotylenchus indicus*, *Tylenchulus filiformis* (AKHTAR; ALAM, 1990; AKHTAR *et al.*, 1990; GONZÁLEZ *et al.*, 2001).

Lopes *et al.* (2008) incorporaram ao solo folhas secas de ciúme, feijão-de-porco, *C. spectabilis* e falso-boldo (*Coleus barbatus*), contudo não obtiveram um resultado satisfatório sobre a população de *M. javanica*, recomendando outras formas de manejo integrada a esta para permitir o controle mais satisfatório do patógeno.

Figura 8 - Sistemas radiculares de alface cultivados após incorporação de parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos. A- ciúme, B- timbaúba, C- metel, D- estramônio, E- trigo mourisco, F- milho e G- alface.



Fonte: SANTOS, 2015.

De acordo com Rao *et al.* (1996) a interação de plantas com fungos micorrízicos estimulou o crescimento de mudas de tomate depois que o fungo *Glomus fasciculatum* foi introduzido em sementeira infestada por *Meloidogyne* sp, a qual se tinha adicionado folhas de ciúme. A interação entre esses dois componentes resultou em uma significativa redução do número de galhas nas raízes e uma diminuição do número de ovos por massa de ovos. A colonização pelo *G. fasciculatum* foi maior nas raízes das mudas de tomate plantadas no solo onde se tinha adicionado as folhas de ciúme, indicando que ocorreu uma interação complementar.

As solanáceas metel e estramônio têm sido estudadas, por muitos pesquisadores, em ensaios com a incorporação dos resíduos vegetais ao solo ou ‘*in vitro*,’ usando-se extratos foliares, e em ambas tem sido demonstrado forte ação antagonista a vários nematoides. Amostras do conteúdo total de alcaloides e de hioscina, extraídos das folhas de metel, foram avaliadas contra as espécies de nematoides *M. incognita*, *Hoplolaimus indicus* e *Helicotylenchus multicinctus*. Os alcaloides mataram de 90 a 100 % de todos os nematoides, enquanto que a hioscina foi efetiva somente contra *H. indicus*, ao nível de 90 % de mortalidade (QAMAR *et al.*, 1995).

Em dois experimentos em casa de vegetação, um envolvendo a incorporação de resíduos e o outro o consórcio de *Crotalaria longirostrata* com tomateiro, constatou-se que a incorporação vegetal ao solo de *C. longirostrata* foi suficiente para reduzir o número de galhas em raízes de tomate causadas por *M. incognita* e *M. arenaria*, cultivadas posteriormente à incorporação. Sendo que a adição de resíduos de *C. longirostrata* foi superior ao consórcio desta planta com o tomateiro na redução do patógeno. Estes resultados sugerem que o controle do nematoide ocorreu em razão da presença de compostos tóxicos presentes nos tecidos de *C. longirostrata* e não a uma possível ação como planta armadilha, como as espécies vegetais desse gênero são conhecidas. Em condições de laboratório os exsudatos radiculares de *C. longirostrata* tiveram ação contra juvenis de *Meloidogyne* spp (VILLAR; ZAVALA-MEJIA, 1990).

Algumas espécies, como a *B. brizantha* e *B. decumbens*, eliminaram quase totalmente as espécies *M. incognita* e *M. javanica* em experimentos conduzidos em casa de vegetação, com incorporação da parte aérea das duas braquiárias ao solo e posterior plantio de tomateiros (DIAS-ARIEIRA *et al.*, 2003).

As práticas de pousio, quando realizadas em campo após a eliminação das raízes de plantas infestadas, mostraram-se eficazes na redução populacional de *Meloidogyne* spp, mesmo quando concretizado em um pequeno período de tempo (DUTRA; CAMPOS, 1998; 2003) em razão de os fitonematoides morrerem por inanição.

Silva *et al.* (2006) verificaram que após a incorporação da parte aérea de pimenta de macaco (*Piper aduncum*) em solo, houve redução significativa na população de *M. incognita*. Além do controle do patógeno os tomateiros que se desenvolveram nesse solo exibiram desenvolvimento mais vigoroso.

Avaliando o efeito de leguminosas sobre fitonematoides no cultivo de hortaliças, alface americana e repolho, Moraes *et al.* (2006) observaram que a incorporação das leguminosas reduziu a população de *M. incognita*.

Lopes *et al.* (2005), em estudo do efeito da incorporação de parte aérea seca de mucuna preta e de tomateiro ao solo sobre *M. incognita* e *M. javanica* observaram que a adição da leguminosa promoveu uma significativa redução no número de galhas de ambas as espécies de nematoides em raízes de tomateiro, diferentemente daqueles que receberam a parte aérea do tomateiro.

Analisando o efeito da incorporação de folhas de *T. diversifolia*, Osei *et al.* (2011) verificaram que essa asterácea contribuiu na redução da população de todos os nematoides testados, destacando-se os dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* que atingiram reduções de 86 e 87 %, respectivamente, na densidade populacional, quando comparado ao controle.

Morris e Walker (2002) realizaram um estudo utilizando a biomassa seca de feijão-de-porco e tefrósia visando o controle de *M. incognita*, verificaram que a biomassa das duas espécies reduziram a população do nematoide.

A interação entre solarização e incorporação prévia de matéria orgânica, foi avaliada por Souza (2004), onde este concluiu que a ação conjunta desses dois métodos tem a propriedade de atuar de forma benéfica na população de microrganismos antagonistas, incrementando a produção de substâncias tóxicas aos fitopatógenos, aumentando a supressividade.

Em geral, a incorporação de plantas que possuem substâncias com alguma atividade nematicida, podem potencializar o emprego destas como supressoras ao desenvolvimento do nematoide além de proporcionar a melhoria das propriedades físicoquímicas do solo, do desenvolvimento da microflora e microfauna benéficas do solo que promovem a ativação da microbiota antagonista. No entanto, grande parte das espécies empregadas na incorporação não possui valor comercial, o que desestimula a adoção da prática pela maioria dos pequenos produtores (INOMOTO *et al.*, 2008; SILVA, 2011).

Segundo Oka (2010), a incorporação da matéria orgânica atua sobre fitonematoides por meio de diferentes mecanismos: liberação de compostos nematicida preexistentes, produção de substâncias com ação nematicida durante a decomposição, aumento da população de microrganismos antagonistas além de melhorar as propriedades físicas do solo.

Os compostos químicos preexistentes mais comuns nas espécies vegetais pertencem ao grupo dos ácidos fenólicos, cumarinas, terpenoides, flavonoides, alcaloides, glicosídeos cianogênicos, taninos e quinonas (FERREIRA; AQUILA, 2000; KING; AMBIKA, 2002), vários destes são importantes como mecanismos bioquímicos pré-formados. Entre as rotas de liberação de tais compostos estão aquelas que envolvem a decomposição de tecidos vegetais ou exsudação do sistema radicular, volatilização e lixiviação (MEDEIROS; LUCCHESI 1993; RODRIGUES *et al.*,1999).

A alface por sua vez, também demonstrou resultados satisfatórios no controle de *M. enterolobii*, tendo em vista que os tomateiros cultivados após a incorporação da parte aérea dessa asterácea, não apresentaram galhas. A alface é rica em diversas substâncias químicas como glicosídeos cianogênicos, que constituem, principalmente, as moléculas químicas de defesa da planta contra insetos, como também oxalatos e nitratos, os quais possuem ação microbiana comprovada (MÍDIO; MARTINS, 2000).

Ainda com base nos dados obtidos, ressalta-se que as plantas de tomateiro (controle) cultivadas em vasos que não receberam adição de matéria orgânica, e que também permaneceram por 30 dias sem plantas, mas com irrigação diária, apresentaram médias de número de galhas de 113,9, de número de massa de ovos/raiz de 15,8, e número de 7.589 ovos/raiz, comprovando que o solo empregado no ensaio estava infestado (Figura 9). Com isso, constata-se que o efeito somado da irrigação e da ausência de plantas não foram suficientes para eliminar o nematoide do solo.

Figura 9 - Sistema radicular de tomate cultivado em solo em que não houve incorporação de matéria verde (controle).



Fonte: SANTOS, 2015.

No que diz respeito à massa fresca da planta, os tomateiros que tiveram matéria orgânica adicionada ao solo mostraram desenvolvimento superior quando comparados aos que não tiveram a parte aérea incorporada ao solo. Os tomateiros que cresceram em vasos onde houve incorporação da leguminosa timbaúba apresentaram o melhor ganho de massa fresca (163,0 g), com plantas mais vigorosas e bem desenvolvidas, seguida pelas plantas de tomateiro cultivadas após a incorporação da parte aérea da metel (147,9 g) (Gráfico 1). As plantas desenvolvidas nos vasos com os demais tratamentos apresentaram valor médio de massa fresca variando de 112,2 a 131,7 g, enquanto que o tomateiro controle teve o valor da massa fresca de 99,0 g. Quanto a variável crescimento (altura da planta), todas as plantas de tomateiro avaliadas, incluindo o controle, apresentaram médias variando de 49,9 a 56,6 cm, não diferindo estatisticamente entre si (Figura 10).

Figura 10 - Plantas de tomateiro cultivadas após incorporação da parte aérea de espécies vegetais com princípios tóxicos. A- aspectos gerais das plantas e B- crescimento (altura) das plantas.



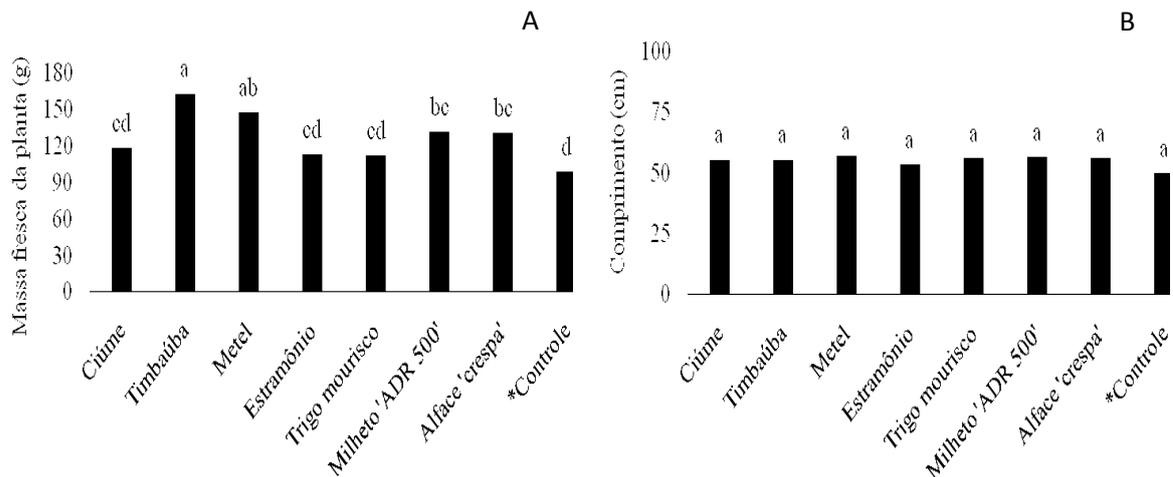
Fonte: SANTOS, 2015.

De acordo Ritzinger e Ritzinger (2003), dentre as alternativas de controle de nematoides em solos infestados, o uso da matéria orgânica de plantas com potencial nematicida incorporadas ao solo podem reduzir a população dos nematoides e favorecer a longevidade da cultura.

Neste ensaio, foi constatado que a incorporação de massa verde de todas as espécies utilizadas foi eficaz na eliminação de *M. enterolobii* do solo, sugerindo que a decomposição dos tecidos foliares teria liberado substâncias com efeito nocivo aos

nematoides. Além disso, incorporação teria colaborado no melhor desenvolvimento das plantas que se apresentaram mais vigorosas que as demais sem adição da matéria orgânica.

Gráfico 1 – Comparação das médias da massa fresca (A) e do crescimento (B) de tomateiros 60 dias após plantio em solo com a incorporação da parte aérea de espécies com princípios tóxicos e em solo sem incorporação. Fortaleza-CE. 2015.



*Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade (Massa fresca da planta). Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem estatisticamente entre si pelo teste de Kruskal-Wallis, a 5% de probabilidade (Comprimento). *Controle = tomate em solo infestado sem massa verde incorporada.

Nos últimos anos, a busca por métodos alternativos para o manejo de doenças de plantas que possuam baixo impacto econômico e ambiental, como o emprego da matéria orgânica no solo, tem se intensificado em razão da necessidade de uma agricultura sustentável, com alta qualidade e produtividade (SOARES *et al.*, 2004).

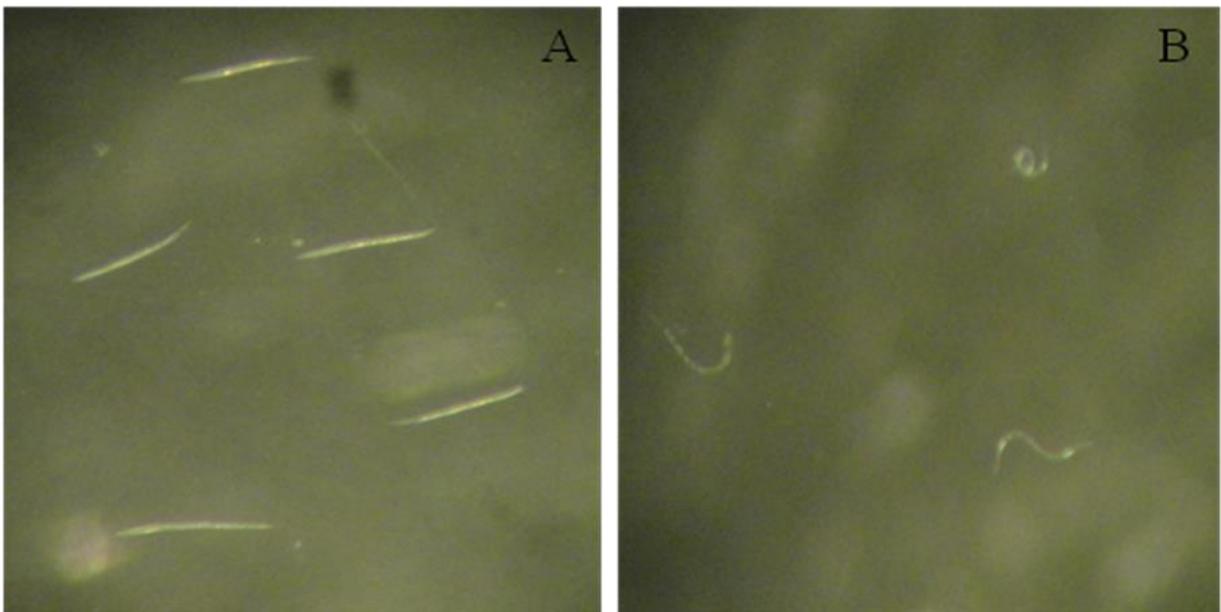
4.4 Ensaio 4: O efeito *in vitro* de extratos aquosos de espécies tóxicas sobre juvenis de *M. enterolobii*

Todos os extratos aquosos avaliados no presente ensaio, nas duas diluições (10 e 20 %) das espécies estudadas, timbaúba, ciúme, estramônio e metel, mostraram 100 % de eficácia na mortalidade de juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii*, quando comparados ao controle em que não ocorreu mortalidade. Após 48 horas de exposição aos extratos os J2 encontravam-se com seus corpos retilíneos e imóveis, não retornando a atividade depois de transferidos e mantidos na água por 24 horas, demonstrando assim possuírem ação nematicida (Figura 11).

Os resultados obtidos com o uso dos extratos aquosos de ciúme, estramônio e metel podem ser atribuídos às propriedades que estas plantas possuem para o controle de verminoses intestinais em humanos e ruminantes. As espécies acima relatadas são ricas em diversas substâncias biofarmacológicas, principalmente, as da classe dos alcaloides.

Bitencourt (1999), avaliando 15 espécies vegetais e seus possíveis efeitos nematicidas a partir de extratos aquosos ‘*in vitro*’, verificou que as espécies de estramônio, *Datura* sp e *T. erecta* foram as que mais inibiram a eclosão de juvenis de *M. javanica*. O estramônio possui atividade antihelmíntica comprovada, tanto para o uso medicinal ou veterinário, como também no controle de fitonematoides (FERRIS; ZHENG, 1999; DIAS *et al.*, 2000; COIMBRA *et al.*, 2006).

Figura 11 – Visão de micrscópio esterioscópico de juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii* em placas de Petri. A- J2 mortos após 48h de exposição à extratos aquosos. B- J2 após 48h de exposição à água (controle).



Fonte: SANTOS, 2015.

Bharadwaj e Sharma (2007) verificaram que o extrato aquoso oriundo de folhas de *T. patula* em testes ‘*in vitro*’, inibiram a eclosão de J2 de *M. incognita* em 100 % após 48 horas de exposição em todas as concentrações do extrato. Avaliando a atividade ‘*in vitro*’ do extrato aquoso obtido de folhas de *T. erecta*, Hasabo e Noweer (2005) verificaram que houve 100 % de mortalidade dos J2 de *M. incognita*, comprovando a ação nematicida existente em folhas dessa planta.

O efeito nematicida do nim já foi demonstrado sobre várias espécies de fitonematoides dentre eles *R. reniformis*, *M. incognita* e *Pratylenchus* sp. A parte da planta empregada para a obtenção dos extratos, o método de extração e o tipo de solvente utilizado, são os principais fatores que podem influenciar na atividade do composto (MARTINEZ, 2002). Testes ‘*in vitro*’, do extrato bruto de nim reduziu em 100 % a eclosão e ocasionou a mortalidade de 100 % dos J2 de *M. incognita* (ADEGBITE; ADESIYAN, 2005).

Em estudos realizados ‘*in vitro*’ avaliando a atividade do extrato aquoso obtido de sementes de mamão (*Carica papaya*), Neves *et al.* (2005a; 2005b) constataram a redução em 95,3 % da eclosão de juvenis de *M. javanica* e de 99,3 % de *M. incognita*. Além disso, os autores também observaram o efeito nematicida do extrato sobre juvenis de segundo estágio de ambas as espécies dos nematoides relatando 100 % de mortalidade. As sementes de mamão contêm glicosinolatos os quais dão origem a isotiocianatos, que estão diretamente relacionados com o sistema de defesa desta espécie quando a mesma sofre qualquer tipo de injúria (MAYTON *et al.*, 1996; KERMANS HAI *et al.*, 2001).

Ferreira *et al.* (2013) verificaram que a utilização de extratos aquosos das asteráceas cravo-de-defunto, vedélia (*Sphagneticola trilobata*), erva-de-touro (*Tridax procumbens* L.), girassol-mexicano (*Tithonia diversifolia*), botão-de-ouro (*Unxia kubitzkii*) e zínia (*Zinnia elegans*) foram eficientes na redução da eclosão de juvenis do gênero *Meloidogyne*. Em extratos de girassol-mexicano Odeyemi e Adewale (2011) relataram a presença de alcaloides e saponinas que inibiram em 98 % a eclosão de juvenis de *M. incognita*, dois dias após a incubação.

Extratos aquosos de espinho-de-cristo (*Euphorbia hirta* L.), quebra-pedra (*Phyllanthus amarus* L.) e fedegoso (*Cassia obtusifolia* L.), ocasionaram, ‘*in vitro*’, até 100 % de mortalidade de juvenis de segundo estágio de *M. incognita* (OLABIYI *et al.*, 2008).

O efeito nematicida ‘*in vitro*’ dos extratos de melão-de-São-Caetano (*Momordica charantia* L.), artemísia (*Artemisia velorum* L.), confrei (*Symphytum officinalis* L.), losna (*A. absinthium* L.), bardana (*Arctium lappa* L.) e mentrasto (*Agerathum conyzoides* L.) causaram a mortalidade de J2 de *M. incognita*, com frequência de 81 a 100 % de mortalidade (DIAS *et al.*, 2000).

Extratos aquosos de arruda (*Ruta graveolens* L.), figueira (*Ficus elastica* Roxb.), romã (*Punica Granatum* L.), alho (*Allium sativum* L.), cebola (*A. cepa* L.) e vinca

(*Catharantus roseus* G. Don.) em experimentos ‘*in vitro*’, causaram 100 % de inativação de J2 de *M. exigua* (AMARAL *et al.*, 2002).

Adekunle e Akinlua (2007), afirmam que leucena (*Leucena leucecephala*) e gliricídia (*Gliricidia sepium*) apresentam compostos nematocidas em seus sistemas radiculares e em suas folhas após extração em álcool. Porém, observaram que estas espécies são suscetíveis a *Meloidogyne* spp, *Pratylenchus* spp, *Helicotylenchus* spp e *Rotylenchulus* spp.

Diversos trabalhos descritos na literatura relatam a utilização de extratos de plantas como fontes em potencial de compostos nematocidas e nematostáticos, principalmente de folhas, raízes e sementes (SILVA *et al.*, 2002; CHITWOOD, 2002). Especialmente em leguminosas, esses efeitos têm sido relacionados geralmente à presença de lectinas, que possuem funções biológicas como atividades inseticida, fungicida e nematocida, e metabólitos secundários. As lectinas são proteínas ou glicoproteínas que se ligam reversivelmente a um mono ou oligossacarídeo específico e que possuem funções biológicas como atividades inseticida, fungicida e nematocida. (MARBAN-MENDONZA *et al.*, 1987; MOLAN *et al.*, 2000).

Além da vantagem no controle de *Meloidogyne* spp, com a utilização de extratos vegetais a partir de espécies de plantas antagonistas, tem-se a possibilidade de exploração econômica destas plantas pelos agricultores (DIAS *et al.*, 1998). E uma vez descobertos estes compostos com propriedades nematocidas, os mesmos podem ser utilizados diretamente pelo agricultor, não gerando gastos e, com isso, aumentando a sua receita ou também, de esses compostos poderem ser isolados, identificados e sintetizados por indústrias (GARDIANO, 2006).

Os extratos das quatro espécies testadas neste estudo apresentaram comportamento semelhante aos exemplos mencionados de comprovada atividade nociva sobre nematoides podendo, assim, as espécies serem consideradas promissoras para o controle de fitonematoides, em especial *M. enterolobii*, uma vez que as saponinas, alcaloides e compostos fenólicos, presentes em seus tecidos, possuem propriedades nematocidas. Os extratos dessas plantas poderiam ainda ser testadas no tratamento de solos infestados. A presença daqueles compostos no solo pela decomposição da parte aérea incorporada das espécies timbaúba, ciúme, estramônio e metel, poderia estar associada à mortalidade de juvenis ali presentes, promovendo o controle do patógeno.

As espécies com princípios tóxicos empregadas nesta pesquisa, em geral, mostraram elevada resistência a *M. enterolobii*, e nas formas como foram investigadas para o controle do nematoide, seja em cultivo prévio, em incorporação ou na forma de extratos, demonstraram possuir propriedades antagonistas ao patógeno. A maior parte destas espécies é comum no estado e desenvolvem-se com facilidade em diferentes ambientes, o que possibilita seu emprego em forma de rotação ou em incorporação, alternativas de controle cultural.

5 CONCLUSÕES

As espécies vegetais *Crotalaria breviflora*, milho 'ADR 500', estramônio, metel, nim e trigo mourisco foram imunes a *Meloidogyne enterolobii*.

Feijão guandu 'Fava larga', timbaúba e ciúme foram resistentes a *M. enterolobii*.

O cultivo prévio de *C. breviflora*, milho 'ADR 500', estramônio e nim erradicou *M. enterolobii* do solo.

O plantio de metel e trigo mourisco em solo infestado deixaram população residual de *M. enterolobii*.

Feijão guandu 'Fava Larga', ciúme e timbaúba cultivados em solo com *M. enterolobii* reduziram pouco a infestação do nematoide.

A incorporação ao solo da parte aérea de timbaúba, estramônio, metel, ciúme, milho, trigo mourisco e alface erradicaram *M. enterolobii*.

Os extratos aquosos de folhas secas de timbaúba, estramônio, metel e ciúme provocaram 100 % de mortalidade de juvenis de segundo estágio de *M. enterolobii* 'in vitro'.

C. breviflora, milho 'ADR 500', estramônio, metel, nim, trigo mourisco, ciúme e timbaúba podem ser recomendadas em sistemas de manejo para o controle de *M. enterolobii*.

REFERÊNCIAS

- ABAD, P.; CASTAGNONE-SERENO, P.; ROSSO, M.N.; ENGLER, J.A.; FAVERY, B. Invasion, feeding and fevelopment. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J.L. (Ed.). Root-knot nematodes. Wallingford, UK: CAB INTERNATIONAL, p.163-181, 2009.
- ADEGBITE, A. A.; ADESIYAN, S. O. Root extracts of plants to control root-knot nematode on edible soybean. **World Journal of Agricultural Sciences**, v. 1, n. 1, p. 18-21, 2005.
- ADEKUNLE O.K.; AKINLUA, A. Nematicidal effects of leucaena leucoce phalaand gliricidia sepium extracts on *meloïdogyne incognita* infecting okra. **Journal of Agricultural Sciences**, v. 52, n. 1, p. 53-63, 2007.
- AGRRIANUAL. Anuário da Agricultura Brasileira. São Paulo: FNP Consultoria e Comércio, 159p. 2008.
- AHMAD, R.; SHAHAB, M.Z.; INAM-UL-HAQ, M.; JAVED,N.; DOGAR, M.A.; KHAN, M.Y. Effect of soil amendment with *Calotropis procera* for the control of *Meloïdogyne javanica* infection on eggplant. **Pakistan Journal of Nematology**, v. 14, p. 55-59, 1996.
- AJUNGLA L, PATIL PP, BARMUKH RB, NIKAM TD. Influence of biotic and abiotic elicitors on accumulation of hyoscyamine and scopolamine in root cultures of *Datura metel* L. **Indian J Biotechnol.** v.8, n.3, p. 317-322, 2009.
- AKHTAR, M., A. H. WANI; M. M. Alam. Control of root-knot nematode with bare-root dip in leaf extracts of Persian lilac and *Calotropis*. **Current Nematology**, v.3, n. 1, p. 41-44, 1992.
- AKHTAR, M.; ALAM, M.M. Evaluation of nematicidal potential in some plants against root-knot nematode on tomato and chilli. International Nematology Network Newsletter, v. 7, p. 10-12, 1990.
- AKHTAR, M.; ANVER, S.; YADAV, A. Effects of organic amendments to soil as nematode supressants. International Nematology Network Newsletter, v. 7, p. 21-22, 1990.
- AKHTAR, M.; MAHMOOD, I. Control of root-knot nematode by bare-root dip in undecomposed and decomposed extracts of nim cake and leaf. **Nematologia Mediterranea**, v. 22, n. 1, p. 55-57, 1994.
- AKHTAR, N.; MALIK, A.; NOOR-ALI, S.; KAZMI, S.U. Proceragenin na Antibacterial Cardenolide from *Calotropis procera*. **Phytochemistry**, v.31, n. 8, p. 2821- 2824, 1992.
- ALBUQUERQUE, J.M. **Plantas tóxicas no Jardim e no Campo**. FCAP. Belém. 1980.120 p.
- ALFENAS, A.C. **Eletroforese e marcadores bioquímicos em plantas e microrganismos**. Viçosa: UFV, 2006. 627p.
- ALMEIDA, E. J. de *et al.* Novos registros sobre *Meloïdogyne mayaguensis* no Brasil e estudo morfológico comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 32, n. 3, p. 236-241, 2008.

- ALMEIDA, E.J. de *et al.* Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba (*Psidium guajava*) no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 112-113, 2006.
- ALMEIDA, S. G. de; PETERSEN, P.; CORDEIRO, A. **Crise socioambiental e conversão ecológica da agricultura brasileira – subsídios à formulação de diretrizes ambientais para o desenvolvimento agrícola**. 1ª Ed. 122 p. Rio de Janeiro, 2001.
- ALVARENGA, M.A.R., MELO, P.C.T., SHIRAHIGE, F.H. Cultivares. *In:* ALVARENGA, M.A.R. **Produção em campo, cada de vegetação e hidroponia**. 2ª Ed. Lavras. Editora Universitária de Lavras, p. 49- 59. 2013.
- AMARAL, D. R.; OLIVEIRA, D. F.; CAMPOS, V. P.; CARVALHO, D. A. Efeitos de alguns extratos vegetais na eclosão, mobilidade, mortalidade e patogenicidades de *Meloidogyne exigua* do cafeeiro. **Nematologia Brasileira**, v. 26, n.1, p. 43-48, 2002.
- ANOZIE V.C. Pharmacognostic studies on *Datura metel* Linn. Macro-morphology and micro-morphology of fruits and seed. **Herba Polonica**. v. 32, p. 197-208. 1986.
- ASLAM, M. Asian medicine and its practice in Britain. *In:* Trease and Evans Pharmacognosy. W.C. Evans (ed), 14th edition, published by W.B. Saunders Company Ltd. p. 491-502. 1996.
- ASMUS, G. L.; VICENTINI, E. M.; CARNEIRO, R. M. D. G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 31, n. 1, p. 112-115. 2007.
- ASMUS, G.L. Ocorrência e manejo do nematoide reniforme em Mato Grosso do Sul. *In:* **Tecnologia e Produção: soja e milho 2008/2009**. Maracaju-MS: Fundação MS, p.123-125. 2008.
- ASMUS, G.L.; ANDRADE, P.J.M. Reprodução do nematóide de galhas em plantas forrageiras utilizadas em sistemas integrados de produção agropecuária. Dourados MS: Embrapa Agropecuária Oeste, Circular Técnica, 28.1998. 6p.
- ASMUS, R. M. F.; FERRAZ, S. Antagonismo de algumas espécies vegetais, principalmente leguminosas, a *Meloidogyne javanica*. **Fitopatologia Brasileira**, v.13, p. 20-24, 1988.
- AYATOLLAHY, E.; FATEMY, S.; ETEBARIAN H. R. Potential for biological control of *Heterodera schachtii* by *Pochonia chlamydosporia* var. *chlamydosporia* on sugar beet. **Biocontrol Science and Technology**, v. 18, n. 2, p.157-67. 2008.
- AZEVEDO, D. M. P. Cultivo da Mamona – Tratos culturais. Embrapa algodão. 2003.
- BADRA, T., SALEH, M.A.; OTEIFA, B.A. Nematicidal activity and composition of some organic fertilizers and amendments. **Revue Nématologie**, v. 2, p. 29-36. 1979.
- BALAN, J.; GERBER, N. Attraction and killing of the nematode *Panagrellus redivivus* by the predaceous fungus *Arthrobotrys dactyloides*. **Nematologica**, v. 18, p. 163-173. 1972.
- BARRON, G.L. **The nematode-destroying fungi**. Canadian Biological Publications, Guelph, 1977. 140 p.

- BASU A.; SEN T.; RAY, R.N.; CHAUDHURI, A.K.N. Hepatoprotective effects of *Calotropis procera* root extract on experimental liver damage in animals. **Fitoterapia**, v. 63, n. 3, p. 319-324, 1991.
- BEGUM, Z.; SHAUKAT, S.S.; SIDDIQUI, I.A. Suppression of *Meloidogyne javanica* by *Conyza canadensis*, *Blumea obliqua*, *Amaranthus viridis* and *Eclipta prostrata*. **Pakistan Journal of Plant Pathology**, v.2, n.3, p.174-180, 2003.
- BHARADWAJ, A.; SHARMA, S. Effect of some plant extracts on the hatch of *Meloidogyne incognita* eggs. **International Journal of Botany**, v. 3, n. 3, p. 312-316, 2007.
- BLUM, L. E. B.; CARES, J. E.; UESUGI, C. H. **Fitopatologia: o estudo das doenças de plantas**. Brasília: Otimismo, 1ª Ed. 2006. 250p.
- BOST, S.C.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Genetic basis of the epidemiologic effects of resistance to *Meloidogyne incognita* in the tomato cultivar Small Fry. **Journal of Nematology**, v. 14, p. 540-544, 1982.
- BRAVO-DÍAZ, L. **Farmacognosia**. Madrid: Elsevier España; 2003.
- BRICKELL, C.D.; BAUM, B.R.; HETTERSCHEID, W.L.A.; LESLIE, A.C., MCNEILL, J.; TREHANE, P.; VRUGTMAN, F.; WIERSEMA, J.H. International code of nomenclature of cultivated plants. **Acta Horticulturae**, v.647, p.1-123, 2004.
- BRITO, J. A. *et al.* Effects of the Mi-1, N and Tabasco genes on infection and reproduction of *Meloidogyne mayaguensis* on tomato and pepper genotypes. **Journal of Nematology**, v. 39, n. 4, p. 327-332, 2007.
- BRITO, J. A.; S. FERRAZ. Antagonismo de *Brachiaria decumbens* e *Panicum maximum* cv. guiné a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 11, p. 270-285. 1987.
- BRODIE, B. B. Differential vertical movement of non volatile nematicides in soil. **Journal of Nematology**, v. 3, n. 3, p. 292-295, 1971.
- BROWN, C.R.; MOJTAHEDI, H.; SANTO, G.S. Resistance to Columbia root-knot nematode in *Solanum* spp and in hybrids of *S. hougasii* with tetraploid cultivated potato. Orono, **American Journal Potato**, v.68, p. 445-452, 1991.
- BRUNETON, J. **Farmacognosia Zaragoza**. Acribia. 2001. 2ª Ed.
- CALEGARI, A.; MONDARDO, A.; BULISANI, E. A.; WILDNER, L. P.; COSTA, M. B. B.; ALCÂNTARA, P. B.; MIYASAKA, S.; AMADO, T. J. C. **Adubação verde no sul do Brasil**. Rio de Janeiro/RJ: Editora AS-PTA, p.247-248, 1993.
- CAMARGO, L. de S. **As hortaliças e seu cultivo**. 2ª ed. Campinas: Fundação Cargill, 1984. 448p.
- CAMPBELL, R.; GREAVES, M.P. Anatomy and community structure of the rhizosphere. In: LYNCH, J.M. **The Rhizosphere** (ed). John Wiley, New York - EUA, p. 11-34. 1990.
- CAMPOS, H.D.; CAMPOS, V.P.; COIMBRA, J.L. Efeito de exsudato radicular de *Brachiaria decumbens* e de sorgoleone de *Sorghum bicolor* no desenvolvimento de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v.30, n.1, p. 59- 65, 2006.

CAMPOS, V. P. Doenças causadas por nematoides em alcachofra, alface, chicória, morango e quiabo. Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 17, n. 182, p. 21-28, 1985.

CAMPOS, V. P. Doenças causadas por nematoides em tomate. In: ZAMBOLIM, L.; VALE, F.X. R.; COSTA, H. (Ed.) **Controle de doenças de plantas – hortaliças**. Viçosa: UFV, Cap. 23, p. 801-884. 2000.

CANTU, R. R. *et al.* Reação de porta enxertos comerciais de tomateiro a *Meloidogyne mayaguensis*. **Summa Phytopathologica**, Jaguariúna, v. 35, n. 3, p. 216-218, 2009.

CARNEIRO, R. M. D. G. *et al.* Primeiro relato de fitonematóide *Meloidogyne mayaguensis* parasitando goiaba (*Psidium guajava* L.) cv. Paluma. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 1, p. 55-57. 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; BRAGA, R. S.; ALMEIDA, C. A.; GIORIA, R. Primeiro registro de *Meloidogyne mayaguensis* parasitando plantas de tomate e pimentão resistentes à Meloidoginose no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 81-86, 2006.

CARNEIRO, R.M.D.G. Uma visão mundial sobre a ocorrência e patogenicidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e outras culturas. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, **Resumos**, Petrolina, PE. p. 22, 2003.

CARNEIRO, R.M.D.G., CIROTTO, P.A., SILVA, D.B. and CARNEIRO, R.G. Resistance to *Meloidogyne mayaguensis* in *Psidium* spp. accessions and their grafting compatibility with *P. guajava* cv. 'Paluma'. **Fitopatologia Brasileira**, v. 32, p. 281-284. 2007.

CARNEIRO, R.M.D.G.; HIDALGO-DIAZ, L.; MARTINS, I.; SILVA, K.F.A.; SOUSA, M.G.; TIGANO, M.S. Effect of nematophagous fungi on reproduction of *Meloidogyne enterolobii* on guava (*Psidium guajava*) plants. **Nematology**, v.13, p. 721-728, 2011.

CARVALHO, J.L.; PAGLIUCA, L.G. Tomate: Um mercado que não para de crescer globalmente. **Revista Hortifruti Brasil**, n.58, p. 6-14, 2007.

CASTRO, A.G. **Defensivos agrícolas como um fator ecológico**. EMBRAPA-CNPDA (Documento 6), Jaguariúna, 20 p. 1989.

CHARCHAR, J. M.; MOITA, A. W. Reação de cultivares de alface à infecção por mistura populacionais de *Meloidogyne incognita* em condições de campo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 14, n. 2, p. 185-189, 1996.

CHARCHAR, J. M.; RITSCHER, P. S. Resistência de batata-doce à infecção por nematóides das galhas. **Horticultura Brasileira**, v. 17, n. 3, p. 282, 1999.

CHARCHAR, J.M.; ARAGÃO, F.A.S. Variação anual da população mista de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *M. javanica* em cultivos de batata 'Bintje' no campo. **Nematologia Brasileira**, v.29, n.2, p. 225-232, 2005.

CHARCHAR, J.M; MOITA, A. W. **Metodologia para seleção de hortaliças com resistência a nematóides: Alface/*Meloidogyne* spp.** Comunicado Técnico, 27. Brasília, DF, 2005.

CHEN, S. Y.; DICKISON, D. W.; MITCHELL, D. J. Viability of *Heterodera glycines* exposed to fungal filtrates. **Journal of Nematology**, v. 32, p. 190-197, 2000.

CHITWOOD, D. J. Phytochemical based strategies for nematode control. **Annual Review Phytopathology**, v. 40, p. 221-249, 2002.

CNPH – EMBRAPA. 2013. **Alface em números**. Disponível em:<
http://hortibrasil.org.br/jnw/index.php?option=com_content&view=article&id=1131:alface-em-numeros&catid=64:frutas-e-hortalicas-frescas&Itemid=82>. Acesso em: 11 mar 2015.

COIMBRA, J.L.; SOARES, A.C.F; GARRIDO, M.S.; SOUSA, C.S.; RIBEIRO, F.L.B. Toxicidade de extratos vegetais a *Scutellonema bradys*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 41, p. 1209-1211. 2006.

COOK, R.; EVANS, K. Resistance and tolerance. In: BROWN, R.H.; KERRY, B.R. eds. **Principles and Practice of Nematode Control in Crops**. Academic Press, London. p. 179-231. 1987.

COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J.A. **Method for the Quantitative Extraction of Nematodes from Plant Tissue**. State Nematology and Entomology Research Station, Ghent, 77 p. 1972.

COOKE, C. G.; WHITE, G. A. *Crotalaria juncea*: a potencial multi-purpose fiber crop. p. 389-394. In: COOK, C. G.; WHITE, G. A. eds. **Progress in new crops**. Arlington, VA. 1996.

COSTA, D. C.; FERRAZ, S. Avaliação do efeito antagônico de algumas espécies de plantas, principalmente de inverno, a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**. v.15 p. 61-69. 1990.

COSTA, D. C.; FERRAZ, S.; CALDAS, R. C. Estudo comparativo da penetração e desenvolvimento de *Meloidogyne javanica* em raízes de guandu e tomateiro. **Nematologia Brasileira**. v. 22, p. 80-86. 1998.

COSTA, M. J. N.; CAMPOS, V. P.; OLIVEIRA, D. F.; PFENNING, L. H. Toxicidade de extratos vegetais e de esterco a *Meloidogyne incognita*. **Summa Phytopathologica**, v. 27, p. 245-50, 2001.

CUNHA, F.R.; OLIVEIRA, D.F.; CAMPOS, V.P. Extratos vegetais com propriedades nematicidas e purificação do princípio ativo do extrato de *Leucaena deucocephala*. **Fitopatologia Brasileira**, v.18, n.4, p.438-441, 2003.

CURTIS, R.H.C. Plant-nematode interactions: environmental signals detected by the nematodes chemosensory organs control changes in the surface cuticle and behaviour. **Parasite**, v.15. p. 310-316. 2008.

De LEY, P.; M.M. BLAXTER. Systematic position and phylogeny. In: LEE, D.L (ed). **The Biology of Nematodes**. CRC, Boca Raton, p. 1-30. 2002.

DERPSCH, R.; CALEGARI, A. **Plantas para adubação verde de inverno**. Londrina: IAPAR, 1992. 80p.

DESAEGER, J.; RAO, M.R. The potential of mixed covers of *Sesbania*, *Tephrosia* and *Crotalaria* to minimise nematode problems on subsequent crops. **Field Crops Research**, v. 70, p. 111-125, 2001.

DEVAY, J. La solarización del suelo parece demasiado bella pero funciona. **Chile Agrícola**, v. 17, p. 129-132. 1992.

De WOLF, G. P. Notes on cultivated Solanaceae, *Datura*. **Baileya**. v. 4, p. 12-23. 1956.

DIAS, C. R.; MACIEL, S. L.; VIDA, J. B.; SCAPIM, C. A. Efeito de quatro espécies de plantas medicinais sobre *Meloidogyne incognita* (Kofoid e White, 1919) Chitwood, 1949 em cultivo protegido. **Nematologia Brasileira**, v. 22, n. 2, p. 58-65, 1998.

DIAS, C. R.; SCHWAN, A. V.; EZEQUIEL, D. P.; SARMENTO, M. C. Efeito de extratos aquosos de plantas medicinais na sobrevivência de juvenis de *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 24, p. 203-210, 2000.

DIAS, W.P.; DIAS, J.F.V.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, v. 34, p. 98-105. 2010.

DIAS-ARIEIRA, C. R.; SCHWAN, A.V.; EZEQUIEL, D. P.; SARMENTO, M. C.; FERRAZ, S. Efeito de extratos aquosos de plantas medicinais na sobrevivência de juvenis de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, v. 24, p. 203-210, 2000.

DIAS-ARIEIRA, C.R. **Controle de *Heterodera glycines* e *Meloidogyne* spp. por gramíneas forrageiras**. 2002. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2002.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; MIZOBUTSI, E.H. Avaliação de gramíneas forrageiras para o controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* (Nematoda). **Acta Scientiarum**, v.25, n.2, p.473-477, 2003.

DIKER D, MARKOVITZ D, ROTHMAN M, SENDOVSKI U. Coma as a presenting sign of *Datura stramonium* seed tea poisoning. **European Journal of Internal Medicine**. v.18, p. 336-338. 2007.

DUNN, R. A. Soil Organic Matter, Green Manures and Cover Crops For Nematode Management. University of Florida. **IFAS Extension**. 1994.

DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P. Efeito do preparo do solo na população dos nematoides das galhas (*Meloidogyne* spp.). In: XXI CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. Maringá. **Resumos...** Brasília, Sociedade Brasileira de Nematologia, p.45, 1998.

DUTRA, M. R.; CAMPOS, V. P. Manejo do solo e da irrigação como nova tática de controle de *Meloidogyne incognita* em feijoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 28, n. 6, p. 608-614, 2003.

DWIVEDI, G.K. Tolerance of some crops to soil acidity and response to liming. **Journal of the Indian Society Of Soil Science**. Uttar Pradesh. v. 44, n. 4, p. 736-741. 1996.

- EISENBACK, J.D.; TRIANTAPHYLLOU, H.H. Root-knot nematode: *Meloidogyne* sp and races. In: NICKLE, W.R. (ed) **Manual of agricultural nematology**. New York, p. 191-274. 1991.
- EMBRAPA HORTALIÇAS (2006). **Sistemas de produção Tomate Industrial**. Disponível em: <<https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Tomate/TomateIndustrial/mudas.htm>>. Acesso em: 06 mar 2015.
- ESBENSHADE, P.R.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Use of Enzyme Phenotypes for Identification of *Meloidogyne* Species. **Journal of Nematology**. v. 17, p. 6-20. 1985.
- FARGETTE, M. Use of the esterase phenotype in the taxonomy of the genus *Meloidogyne*: esterase phenotypes observed in West African populations and their characterization. **Revue de Nématologie**, v. 10, n. 1, p. 45-56, 1987.
- FERRAZ, L. C. C. B. As meloidoginoses da soja: passado, presente e futuro. In: SILVA, J. F. V. (Org.). **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Londrina: EMBRAPA Soja; Sociedade Brasileira de Nematologia, p. 15-38. 2001.
- FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.R. Nematóides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, A. (Ed) **Manual de Fitopatologia – princípios e conceitos**. São Paulo: Ceres, 1995. Cap.8, p.168-201.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E. A.; DIAS-ARIEIRA, C. R. **Manejo sustentável de fitonematóides**. Viçosa: UFV, 2010. 245 p.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematóides**. Viçosa. UFV. 2012. 304p.
- FERRAZ, S.; FREITAS, L.G. 2004. **O controle de fitonematóides por plantas antagonistas e produtos naturais**. Disponível em: <<http://www.jcofertilizantes.com.br/pesquisa/pesquisa16-o-controle-de-fitonematoides.pdf>>. Acesso em: 11 abr. 2015.
- FERRAZ, S.; SANTOS, M.A. **Controle biológico de fitonematóides pelo uso de fungos**. Revisão Anual de Proteção de Plantas. v. 3, p. 283-314. 1995.
- FERRAZ, S.; VALLE, L.A.C. **Controle de fitonematóides por plantas antagônicas**. Viçosa: Editora UFV, 2001. 73p.
- FERREIRA, A.G.; AQUILA, M.E.A. **Alelopatia: uma área emergente da ecofisiologia**. Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal, 12 (Edição Especial), p. 175-204. 2000.
- FERREIRA, I. C. M.; SILVA, G. S.; NASCIMENTO, F. S. Efeito de extratos aquosos de espécies de Asteraceae sobre *Meloidogyne incognita*. **Summa Phytopathology**. v.39, p. 40-44, 2013.
- FERRIS, H.; ZHENG, L. Plant sources of chinese herbal remedies: effects on *Pratylenchus vulnus* and *Meloidogyne javanica*. **Journal of nematology**, v. 31, n. 3, p. 241-263, 1999.
- FILGUEIRA, F.A.R. **Novo manual de olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. 3ª ed., Viçosa: Editora UFV. 2008. 402p.

FILGUEIRA, F.A.R. Asteráceas – alface e outras hortaliças herbáceas. In: FILGUEIRA, F.A.R. **Novo manual de Olericultura: agrotecnologia moderna na produção e comercialização de hortaliças**. Viçosa: editora Ceres, v.1, p. 289-295. 2000.

FILGUEIRA, F.A.R. **Manual de olericultura: cultura e comercialização de hortaliças**. 2 ed. São Paulo: editora Agronômica Ceres, 1982. 338p.

FILHO, I. A. P.; FERREIRA, A. da S.; COELHO, A. M.; CASELA, C. R.; KARAM, D.; RODRIGUES, J. A. S.; CRUZ, J. C.; WAQUIL, J. M. **Manejo da cultura do milho**. Circular Técnica 29. Embrapa, 2003.

FONSECA, J. M. O GORGULHO. **Boletim Informativo sobre Biodiversidade Agrícola**. Colher para semear – Rede Portuguesa de Variedades Tradicionais. Ano 4 . n. 5. 2007. 13p.

FORGE, T.A.; INGHAM, R.E.; KAUFMAN, D.; PINKERTON, J.N. Population growth of *Pratylenchus penetrans* on winter cover crops grown in Pacific Northwest. **Journal of Nematology**, v. 32, p. 42-51, 2000.

FORNONI J, NÚÑEZ-FARFÁN J. Evolutionary ecology of *Datura stramonium*: genetic variation and costs for tolerance to defoliation. **Evolution**. v.54, p. 789-797. 2000.

FRAGOSO, R.R.; LOURENÇO, I.T.; VIANA, A.A.B.; SOUZA, D.S.L.; ANDRADE, R.V.; MEHTA, A.; BRASILEIRO, A.C.M.; PINTO, E.R.C.; LIMA, L.M.; ROCHA, T.L.; GROSSI-DE-SÁ, M.F. **Interação molecular planta-nematoide**. Documentos Embrapa Cerrados, Planaltina, DF, 198, 56 p. 2007.

FREITAS L.G.; OLIVEIRA, R.D.L.; FERRAZ, S. **Introdução a Nematologia**. Viçosa: Editora UFV, 2001. 84p.

GACHANDE, B.D.; KHILLARE, E.M. *In-vitro* evaluation of *Datura* species for potential antimicrobial activity. **Bioscience Discovery**. v. 4, p.78-81. 2013

GARDIANO, C. G. **A atividade nematicida de extratos aquosos e tinturas vegetais sobre *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949**. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Viçosa. Viçosa, 2006. 92 p.

GARDIANO, C. G.; FERRAZ, S.; LOPES, E. A.; FERREIRA, P. A.; CARVALHO, S. L.; FREITAS, L. G. Avaliação de extratos aquosos de espécies vegetais, aplicados via pulverização foliar, sobre *Meloidogyne javanica*. **Summa Phytopathologica**, v. 34, n. 4, p. 376-377, 2008.

GARNER, R.J. **Toxicologia Veterinária**, 3a ed. Ed. Acríbia. Zaragoza. España. 1970. 470 p.

GERMANI, G.; PLENCHETTE, C. Potential of crotalaria species as green manure crops for the management of pathogenic nematodes and beneficial mycorrhizal fungi. **Plant and Soil**, v.266, p.333-342, 2004.

GHINI, R.; BETTIOL, W. Proteção de plantas na agricultura sustentável. **Cadernos de Ciência e Tecnologia**, Brasília, v.17, n.1, p.61-70, 2000.

GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; CARNEIRO, R.M.D.G.; SOARES V.N. Survey and characterization of root-knot-nematodes (*Meloidogyne* spp.) in kiwi (*Actinida deliciosa*) in

the extreme south of Brazil. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF NEMATOLOGY, 5/ AUSTRALASIAN ASSOCIATION OF NEMATOLOGISTS, 51, Brisbane, Australia. p.190. 2008b.

GOMES, V. M. *et al.* Caracterização do estado nutricional de goiabeiras em declínio parasitadas por *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 154-160, 2008.

GONZÁLEZ, K.; CROZZOLI, R.; GRECO, N. Utilización de enmiendas orgánicas en el control de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, v. 29, p. 41-45. 2001.

GOTO, R. A cultura de alface. In: **Produção de hortaliças em ambiente protegido: condições subtropicais**. São Paulo: editora Unesp, v.1, p.137-159. 1998.

GRECCO, F.B.; DANTAS, A.F.M.; RIET-CORREA, F.; LEITE, C.G.D.; RAPOSO, J.B. Cattle intoxication from *Enterolobium contortisiliquum* pods. **Veterinary and Human Toxicology**. v. 44, p. 160-162. 2002.

GUIMARÃES, L. M.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Parasitismo de *Meloidogyne mayaguensis* em diferentes espécies botânicas. **Nematologia Brasileira**, v. 27, n. 2, p. 139-145. 2003.

GUL, H, QAISRANI RN, KHAN MA, HASSAN S, YOUNIS N. Antibacterial and antifungal activity of different extracts of *Datura stramonium* (branches and leaves sample). **Journal of Biotechnology and Pharmaceutical Research**. v.3, p.141-148. 2012.

HADISOEGANDA, W.W.; SASSER, J.N. Resistance of tomato, bean, southern pea, and garden pea cultivars to root-knot nematodes based on host suitability. **Plant Disease**, v.66, p. 145-150. 1982.

HAGUE, N. G. M.; GOWEN, R. S. Chemical control of nematodes. In.: BROW, R.H.; KERRY, B.R. (eds). **Principles and practice of nematode control in crops**. London, Academic Press. p. 131-173. 1987.

HASABO, A. A.; NOWEER, E. M. A. Management of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* on eggplant with some plant extracts. Egypt. **Journal Phytopathology**, v. 33, n. 2, p. 65-72, 2005.

HEALD, C.M. Classical Nematode Management Practices. In: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. (Eds.). **Vistas on Nematology: a commemoration of the twenty-fifth anniversary of the Society of Nematologists**. DeLeon Springs: E. O. Painter Printing Co., p. 100-104. 1987.

HUBBARD, J.E., FLORES-LARA, Y.; SCHIMITT, M.; McCLURE, M.A.; STOCK, S.P.; HAWES, M.C. Increase penetration of host roots by nematodes after recovery from quiescence induced by root cap exudate. **Nematology**, v.7, p. 321-331. 2005.

HUSSEIN, H. I. *et al.* Uscharin, the most potent molluscicidal compound tested against land snails. **Journal of Chemical Ecology**, v.20, n.11, p. 135-140, 1994.

IBGE (2015). **Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística**. Disponível em <<http://www.sidra.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/lspa/lspa>>. Acesso em: 22 Fev 2015.

- INOMOTO, M.M. 2008. **Importância e manejo de *Pratylenchus brachyurus***. Revista Plantio Direto, n. 8. Disponível em: <<http://www.plantiodireto.com.br/index.php?body=cont-int&id=894>>. Acesso em: 05 mai. 2015.
- INOMOTO, M.M.; MOTTA, L.C.C.; BELUTI, D.B.; MACHADO, A.C.Z. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 39-44, 2006.
- IRANBAKHSH, A.; AIL, M.; OSHAGHI MAJD, A. Distribution of Atropine and Scopolamine in Different Organs and Stages of Development in *Datura stramonium* L. (solanaceae). Structure and Ultrastructure of Biosynthesizing Cells. **Acta Biologica Cracoviensia Series Botanica**, v. 48, p. 13-18. 2006.
- JAMES, L. F. Solving poisonous plant problems by a team approach. In: COLEGATE, S. M.; DORLING, P. R. (ed.). **Plant associated toxins**. Wallingford: CAB International, p.1-6. 1994.
- JATALA, P. Biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v.24, p. 453-489. 1986.
- JOLY, A.B. **Botânica: Introdução à taxonomia vegetal**. 5.ed. São Paulo: Nacional, 1979. 777p.
- JONATHAN, E. I.; BARKER, K. R.; ABDEL-ALIM, F. F.; VRAIN, T. C., DICKSON, D. W. Biological control of *Meloidogyne incognita* on tomato and banana with rhizobacteria, actinomycetes, and *Pasteuria penetrans*. **Nematropica**, v. 30, p.231-240. 2000.
- JOURAND,P.; RAPIOR, S.; FARGETTE, M.; MATEILLE, T. Nematostatic effects of a leaf extract from *Crotalaria virgulata* subsp. *grantiana* on *Meloidogyne incognita* and its use to protect tomato roots. **Nematology**, v.6, p. 79, 2004.
- KARSEN, G.; MOENS, M. Root-knot nematodes. In: PERRY, R.L.; MOENS, M. eds. **Plant Nematology**, Cambridge, MA, USA, CABI North America Office, p. 59-90. 2006.
- KATAN, J.; GREENBERGER, A.; ALAN, H.; GRINSTEIN, A. Solar heating by polyethylene mulching for the control of diseases caused by soil-borne pathogens. **Phytopathology**, v.66, p.683-688, 1976.
- KERMANSAL, R.; MCCARRY, B.E., ROSENFELD,J.; SUMMERS,P.S.; WERETILNYK, E.A.; SORGER, G.J. Benzyl isothiocyanate is the chief or sole anthelmintic in papaya seed extracts. **Phytochemistry**, v.57, p. 427-435. 2001.
- KERMI, V.A. **The vaults of Erowid**. 2000. Disponível em:< www.erowid.com>. Acesso em: 20 fev 2014.
- KERRY, B.R. Rhizosphere interactions and the exploitation of microbial agents for the biological control of plant-parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, v. 38, p.423-441. 2000.
- KHAN, A.; SHAUKAT, S.S.; QAMAR, F.; ISLAM, S.; HAKRO, A.A.; JAFFRY, A.H. Management of plant parasitic nematodes associated with chili through organic soil amendments. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v.4, n.4, p.417-418, 2001.

- KHAN, A.Q.; MALIK, A. Asteroids from *Calotropis procera*. **Phytochemuistry**, v.28, n.10, p. 2859-2861, 1989.
- KHARE, C.P. **Indian medicinal plants**. Delhi: Rajkamal Electric Press. 2007, 203p.
- KING, S.R.; AMBIKA, R. Allelopathic plants. *Chromolaena odorata* (L.). **Allelopathy Journal**, v. 9, p. 35-41. 2002.
- KUROZAWA, C.; PAVAN, M.A. Doenças do tomateiro (*Lycopersicon esculentum*). In: KIMATI, H.; AMORIM, A.; REZENDE, J.A.M.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L.E.A. (Ed) **Manual de Fitopatologia – Doenças das Plantas Cultivadas**. São Paulo: Ceres, Cap.67, p.607-626. 2005.
- LIMA, I.M., DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos 38 hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**. v. 27, p. 257-258. 2003.
- LIMA, I.M., DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira cv. 'Paluma' no Estado do Espírito Santo. In: XXVII CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. 2007, Goiânia. **Anais...** Goiânia: UFG, p. 96-97. 2007.
- LITTLE, E.L.; WOODBURY, R.O.; WADSWORTH, F.H. **Trees of Puerto Rico and the Virgin Islands**, U.S. Department of Agriculture, Washington, DC. p. 1024, 1974.
- LOCKE, J.C. Fungi. In: “**The Neem Tree**”. Edited By H. Schmutterer, VHC, p.118-126. 1995.
- LOPES, C.A.; ÁVILA, A. C. de. **Doenças do tomateiro**. Brasília, Embrapa. 2005. 151p.
- LOPES, C.A.; QUEZADO-DUVAL. **Doenças da alface**. Circular Técnica da Embrapa Hortaliças. n 14, 1998. 20 p.
- LOPES, E. A.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G.; FERREIRA, P. A.; AMORA, D. X. Efeito de extratos aquosos de mucuna preta e de manjerição sobre *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 67-74, 2005.
- LOPES, E. A.; FERRAZ, S.; FERREIRA, P. A.; FREITAS, L. G.; GARDIANO, C. G.; DHINGRA O. D.; DALLEMOLE-GIARETTA R. Efeito da Incorporação da Parte Aérea de Quatro Espécies Vegetais sobre *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**. v. 32, n. 1, 2008.
- LORDELLO, L. G. E. **Nematoides das plantas cultivadas**, 8ª ed., Nobel, São Paulo, 1986. 95p.
- LORDELO, A.I.L.; LORDELO, R.R.A. Genótipos de milho indicados para plantio em áreas infestadas por *Meloidogyne javanica*. **O Agrônomo**, v.44, n.1/3, p. 74-76, 1992.
- LORENZI, H. **Árvores Brasileiras: Manual de Identificação e Cultivo de Plantas Arbóreas do Brasil**. Instituto Plantarum de Estudos da Flora Ltda. 2ª ed. Editora Plantarum, Nova Odessa, São Paulo. 1998.

- LUNA-CAVAZOS M, BYE R. Phytogeographic analysis of the genus *Datura* (Solanaceae) in continental Mexico. **Revista Mexicana de Biodiversidad**. v. 82, p. 977-988. 2011
- MACHADO, A.C.Z.; MOTTA, L.C.C.; SIQUEIRA, K.M.S.; FERRAZ, L.C.C.B.; INOMOTO, M.M. Host status of Green manures for two isolates of *Pratylenchus brachyurus* in Brazil. **Nematology**, Leiden, v. 9, n. 6, p. 799-805, 2007.
- MAGALHÃES, J.C.A.J.; VIEIRA, R.F.; PEREIRA, J.; PERES, J.R.R. Efeito da adubação na disponibilidade de fósforo de fosfatos, numa sucessão de culturas, em solo de cerrado. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 15. p. 330-337. 1991.
- MAINIERI, C.; CHIMELO, J.P. **Fichas de características das madeiras brasileiras**. São Paulo: (Publicação IPT 1791) Instituto de Pesquisas Tecnológicas, 1989. 418p.
- MALUF, W. R. **Produção de hortaliças**. In: Lavras: UFLA, 2001, 70 p.
- MANKAU, R. Biocontrol: fungi as nematode control agents. **Journal of Nematology**, v.12, p. 244-252. 1980.
- MANSO, E.C.; TENENTE, R.C.V.; FERRAZ, L.C.C.B.; OLIVEIRA, R.S.; MESQUITA. R. **Catálogo de nematóides fitoparasitos encontrados associados a diferentes tipos de plantas no Brasil**. Embrapa - SPI, Brasília, 1994. 488 p.
- MARANHÃO, S.R.V.L.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de indivíduos segregantes de goiabeira a *Meloidogyne incognita* 1 e *M. mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, v. 25, p.191-195, 2001.
- MARBAN-MENDONZA, N.; JEYAPRAKASH, A.; JANSON, H. B.; DAMON JR., R. A.; ZUCKERMAN, B. M. Control of root-knot nematodes on tomato by lectins. **Journal of Nematology**, College Park, Md., US, v. 19, p. 331-335, 1987.
- MARCANTE, N. C.; SILVA, M. A. C.; PAREDE JÚNIOR, F. P. Teores de nutrientes no milho como cobertura de solo. **Bioscience Journal**, v. 27, n. 2, p. 196-204, 2011.
- MARQUELLI, W. A.; SILVA, W.L.C.S.; SILVA, H.R. **Manejo da irrigação em hortaliças**. Brasília: EMBRAPA-SPI / EMBRAPA-CNPQ, 1994. 60p.
- MARTINEZ, M. M. Ação do nim sobre nematoides. In: **O Nim- *Azadirachta indica*, natureza, usos múltiplos e produção**. IAPAR Instituto Agrônomo do Paraná, Londrina-PR. p. 65-68, 2002.
- MATTEDI, A. P.; SOARES, B. O.; ALMEIDA, V.S.; GRIGOLLI, J. F. J.; SILVA, L. J. da; SILVA, D. J. H. da. In: SILVA, D. J. H. da; VALE, F. X. R. de. **Tomate: tecnologia de produção**. Viçosa: UFV, 2007.46 p.
- MAUCH, N.; FERRAZ, S. Efeito antagonico de plantas da Família Compositae a *Meloidogyne incognita* Raça 3. **Nematologia Brasileira**, v.20, p.13-20,1996.
- MAYTON, H.S.; CLAUDIA, O.; VAUGHN, S.F. LORIA, R. Correlation of fungicidal activity of *Brassica* species with allyl isotiocianato production in macerated leaf tissue. **Phytopathology**, v.86, p. 267-271. 1996.

McSORLEY, R.; GALLAHER, R.N. Effect of tillage and crop residue management on nematode densities on corn. **Journal of Nematology**, v. 26, p. 669-674. 1994.

MEDEIROS, A.R.M. DE.; LUCCHESI, A.A. Efeitos alelopáticos da ervilhaca (*Vicia sativa* L.) sobre a alface em testes de laboratório. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 28, p. 9-14. 1993.

MEKKRIENGKRAI, D., K. UTE, E. SWIEZEWSKA, T. CHOJNACKI, Y. TANAKA, T. SAKDAPIPANICH. **Biomacromolecules**, v.5, p. 2013. 2004.

MELO, O.D. de MALUF, W.R. GONÇALVES, R.J. DE S. GONÇALVES NETO, A.C. GOMES, L.A.A. CARVALHO, R. de C. Triagem de genótipos de hortaliças para resistência a *Meloidogyne enterolobii*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.46, n.8, p.829-835, ago. 2011.

MELO, P.C.T. **Melhoramento genético do tomateiro**. Asgrow, Campinas, 1989. 55p. (impresso).

MICHEREFF, S.J. **Fundamentos de Fitopatologia**. Universidade Federal Rural De Pernambuco. Recife-PE. 2001. 150 p.

MÍDIO, A. F.; MARTINS, D. I. **Toxicologia de Alimentos**. São Paulo: Livraria Varela, 2000. 295 p.

MIMAKI Y.; HARADA H.; SAKUMA C.; HARAGUCHI M.; YUI S., KUDO T.; YAMAZAKI M.; SASHIDA Y. Enterolosaponins A and B, novel triterpene bisdesmosides from *Enterolobium contortisiliquum*, and evaluation for their macrophage-oriented cytotoxic activity. **Bioorganic and Medicinal Chemistry Letters**, v. 13, p. 623-627. 2003.

MIMAKI Y.; HARADA H.; SAKUMA C.; HARAGUCHI M.; YUI S.; KUDO T.; YAMAZAKI M.; SASHIDA Y. Contortisiliosides A-G: isolation of seven new triterpene bisdesmosides from *Enterolobium contortisiliquum* and their cytotoxic activity. **Helvetica Chimica Acta**, v. 87, p.851-865. 2004.

MIYASAKA, S. Histórico do estudo de adubação verde, leguminosas viáveis e suas características. Adubação Verde no Brasil. Campinas: Fundação Cargill, p.64-123. 1984.

MOLAN, A. L.; ALEXANDER, R.; BROOKAS, I. M.; MCNABB, W. C. Effects of sulla condensed tannins on the viability of three sheep gastrointestinal nematodes. Proceedings of the New Zealand. **Society of Animal Production**, v. 60, p. 21-25, 2000.

MORAES, S.R.G.; CAMPOS, V.P.; POZZA, E.A.; FONTANETTI, A.; CARVALHO, G.J.; MAXIMINIANO, C. Influência de leguminosas no controle de fitonematoides em cultivo orgânico de alface americana e repolho. **Fitopatologia Brasileira**, v.31, p.188-191, 2006.

MORCELLE, S.R.; CAFFINI, N.O.; PRIOLO, N. Proteolytic properties of *Funastrum clausum* latex. **Fitoterapia**, v. 75; p. 480-493, 2004.

MOREIRA, W. A. *et al.* Subsídios ao manejo integrado de nematoides das galhas em goiabeira no submédio do vale do São Francisco, Brasil. In: SIMPÓSIO DE LA GUAYABA, 1., 2003, guascalientes. **Anales...** Aguascalientes: Universidad del Mexico, p. 233-243. 2003a.

- MOREIRA, W. A. *et al.* Espécies de nematoides das galhas associados a culturas no Sub-médio São Francisco. In: XXIV CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. 2003, Petrolina. **Resumos...** Petrolina: Sociedade Brasileira de Nematologia, p. 256-257. 2003b.
- MORIS, J. B.; WALKER, J. T. Non-Traditional legumes as potential soil amendments for nematode control. **Journal of Nematology**, v. 34, n. 4, p. 358-361, 2002.
- MOSSA, J.S.; TARIQ, M.; MOUSIN, A.; BAGEEL, A.M.; ALYAHYA, M.A.; AL-SAID, M.S.; RAFATULLANH, S. Pharmacological studies on aerial parts of *Calotropis procera*. **The American Journal of Chinese Medicine.**, v.19, n.3/4, p.223-31, 1991.
- MOURA, R. M. **O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose**. Parte I. Revisão Anual de Patologia de Plantas, v. 4 p. 209-244, 1996.
- MOURA, R. M. **O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose**. Parte II. Revisão Anual de Patologia de Plantas, v. 5 p. 281-315, 1997.
- MOURA, R. M.; REGIS, E. M. O. Reações de feijoeiro comum (*Phaseolus vulgaris*) em relação ao parasitismo de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* (Nematoda: Heteroderidae). **Nematologia Brasileira**, v. 10, p. 215-225, 1987.
- MOURA, R.M. Dois anos de rotação de culturas em campos de cana-de-açúcar para controle de meloidoginose: Efeito dos tratamentos na população do nematoide. **Nematologia Brasileira**. v.15. n.1. p.1-7. 1991.
- NEVES, W. S.; FREITAS, L. G.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FABRY, C.F.S.; COUTINHO, M. M.; DHINGRA, O. D.; FERRAZ, S.; DEMUNER, J. A. Atividade de extratos de alho (*Allium sativum*), mostarda (*Brassica campestris*) e pimenta malagueta (*Capsicum frutescens*) sobre eclosão de juvenis de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v. 29, p. 273-278, 2005.
- NEVES, W.S., COUTINHO, M.M.; ZOOCA, R.J.F.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; FREITAS, L.G. Inibição da eclosão de juvenis de *Meloidogyne javanica* e de *M. incognita* por extrato aquoso de sementes de mamão. **Fitopatologia Brasileira**, v.32. 2005a.
- NEVES, W.S.; COUTINHO, M.M.; DALLEMOLE-GIARETTA, R.; ZOOCA, R.J.F.; FREITAS, L.G.; FABRY, C.F.S. Atividade nematicida de extratos de semente de mamão sobre juvenis de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. **Fitopatologia Brasileira**, v.32. 2005b.
- NOGUÉ, S. **Intoxicaciones agudas, protocolos de tratamiento**. Barcelona: Morales i Torres; 2003.
- NORTON S. TOXIC EFFECTS OF PLANTS. IN: KLAASSEN CD. **Casertt and Doull's toxicology, the basic science of poisons**. 7th ed. New York: McGraw Hill. p. 1110. 2008.
- ODEYEMI, I. S.; ADEWALE, K. A. Phytonematotoxic properties and nematicidal potential of *Tithonia diversifolia* extract and residue on *Meloidogyne incognita* infecting yam (*Discoria rotundata*). **Archives Phytopathology and Plant Protection**. v.44, p.1745-1753, 2011.
- OKA, Y. Mechanisms of nematode suppression by organic soil amendments. **A review. Applied Soil Ecology**, v. 44, p. 101-115, 2010.

OKA, Y. Nematicidal activity of essential oil components against the root-knot nematode *Meloidogyne javanica*. **Nematology**, v.3, p. 159, 2001.

OLABIYI, T. I.; OYEDUNMADE, E. E. A.; IBIKUNLE, G. J.; OJO, O. A. Chemical composition and bio-nematicidal potential of some weeds extracts on *Meloidogyne incognita* under laboratory conditions. **Plant Sciences Research**, v. 1, p. 30-35, 2008.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededeelingen van de Landbouwhogeschool Wageningen**, n.66, p. 8-10. 1966.

OOSTENDORP, M.; R.A. SIKORA. *In vitro* interrelationships between rhizosphere bacteria and *Heterodera schachtii*. **Review Nematology**, v.14, p. 269-274. 1990.

OSEI, K.; FENING, J. O.; GOWEN, S. R.; JAMA, A. The potential of four nontraditional legums in suppressing the population of nematodes in two Ghanaian soils. **Journal of Science and Environmental Management**, v. 1, p. 63-68, 2011.

PERALTA, I.E.; KNAPP, S.; SPOONER, D.M. Nomenclature for wild and cultivated tomatoes. **TGC Report**, v.56, p.6-12, 2006.

PERALTA, I.E.; KNAPP,S; SPOONER, D.M. History, origin and early cultivation of tomato (Solanaceae). In: RAZDAN, M.K., MATTOO, A.K. (ed). Tomato: Genetic improvement of solanaceous crop. Enfield: **Science publishers**,v.2, p.1-27. 2007.

PERALTA, I.E.W.; SPOONER, D.M. Granule-bound starch synthetase (GBSSI) gene phylogeny of wild tomatoes (*Solanum* L. section *Lycopersicon* (Mill) Wettst. subsection *Lycopersicon*). **American Journal of Botany**, v.88, p.1888-1902, 2001.

PEREIRA, F.O.M., SOUZA, R.M., SOUZA, P.M., DOLINSKI, C.; SANTOS, G.K. Estimativa do Impacto Econômico e Social Direto de *Meloidogyne mayaguensis* na Cultura da Goiaba no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v. 33, p.176-181. 2009.

PERRY, R.N., MOENS, M.; STARR, J.L. **Root-knot Nematodes**. CABI. 488p. 2009.

PIRES, F. R.; ASSIS, R. L de; SILVA, G. P.; BRAZ, A. J. B. P.; SANTOS, S. C.; VIEIRA NETO, S. A.; SOUZA, J. P. G. de. Desempenho agrônômico de variedades de milho em razão da fenologia em pré-safra. 2007.

QUARLES, W. Botanical pesticides from *Chenopodium*. *IPM Practitioner*, v.14, p.1-11, 1992.

RAJBHANDARI, K.R. **Ethnobotany of Nepal**. Kathmandu: Kishor Offset Press Private Limited. p.142-143. 2001.

RAMAMOORTHY, V.; VISWANATHAN, R.; RAGUCHANDER, T.; PRAKASAM, V.; SEMIYAPPAN, R. Induction of systemic resistance by plant growth promoting rhizobacteria in crop plants pests and diseases. **Crop Protection**, v. 20, p. 1-11. 2001.

RAMMAH, A.; HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne mayaguensis* n. sp (Meloidogynidae), a root-knot nematode from Puerto Rico. **Journal of Nematology**, v.20, p.58-69, 1988.

RAO, M. S., REDDY, P.; NAGESH, P M. Integration of *Paecilomyces lilacinus* with neem leaf suspension for the management of root-knot nematodes on egg plant. **Nematologia Mediterranea**, v. 25, p.249-252. 1997.

RAO, M. S.; REDDY, P. P. S. M. das. Effect of integration of *Calotropis procera* leaf and *Glomus fasciculatum* on the management of *Meloidogyne incognita* infesting tomato. **Nematologia Mediterranea**, v. 24, p. 59-61. 1996.

RAUT, B.; SHRESHTHA, A.P. Ethenoveterinary practices in Western Morang, Nepal. **International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research**. v.3, p.182-188. 2012.

REDDY BU. Antimicrobial activity of *Datura stramonium* L. and *Tylophora indica* (Burm. F.) Merr. **Pharmacologyonline**, v. 1, p.1293-1300, 2009.

RIBEIRO RCF; MIZOBUTSI EH; SILVA DG; PEREIRA JCR; ZAMBOLIM L. Controle de *Meloidogyne javanica* em alface por meio de compostos orgânicos. **Fitopatologia Brasileira** v. 23, p. 42-44. 1998.

RIBEIRO, M., CASTRO, J. M. C. **Pesquisadores debatem produção de mudas de goiabeiras livres de nematoides**. 2007. Disponível em:<www.embrapa.br/embrapa/imprensa/noticias/2007/outubro/2a-semanna/pesquisadores-debatem-a-producao-de-mudas-de-goiabeiras-livres-de-nematoides>. Acesso em 18 fev 2015.

RIBEIRO, N.R.; MIRANDA, D.M.; FAVORETO, L. **Nematoides um Desafio Constante**. Boletim de Pesquisa de Soja. Fundação Mato Grosso, p. 400-414, 2011.

RICH, J.R.; BRITO, J.A.; KAUR, R.; FERRELL, J.A. Weed species as hosts of *Meloidogyne*: a review. **Nematropica**, v. 39, n.2, p.157-185, 2009.

RICK, C.M.; HOLLE, M. Andean *Lycopersicon esculentum* var. *cerasiforme*: genetic variation and its evolutionary significance. **Economy Botany**, v.43, p. 69-78. 1990.

RIET-CORREA F.; MÉNDEZ M.C. Introdução ao estudo das plantas tóxicas, p.1-19. In: RIET-CORREA, F.; MÉNDEZ, M.C.; SCHILD, A.L. (ed.), **Intoxicações por Plantas e Micotoxinoses em Animais Domésticos**. Hemisfério Sul do Brasil, Pelotas. 1993. 340 p.

RIET-CORREA, F.; MEDEIROS, R. M. T.; TOKARNIA, C. H.; DOBEREINER, J. Toxic plants for livestock in Brazil: economic impact, toxic species, control measures and public health implications. In: PANTER, K. E.; WIERENGA, T. L.; PFISTER, J. A. (ed.). **Poisonous plants: global research and solutions**. Wallingford: CAB International, p. 2-14. 2007.

RIET-CORREA, F.; MÉNDEZ, M. C.; SCHILD, A. L. **Intoxicações por plantas e micotoxinoses em animais domésticos**. Montevideu: Hemisferio Sur, v. 1, 1993. 340p.

RIET-CORREA, F.; PFISTER, J.; SHILD, A.L., MEDIEROS, R. M; DANTAS, A. F. M. **Poisonings by plants, mycotoxins and related substances in Brazilian livestock**. Santa Maria: Pallotti, 2009. 246p.

RIET-CORREA, F; MEDEIROS, R. M. T. Intoxicação por plantas em ruminantes no Brasil e no Uruguai: importância econômica, controle e riscos para a saúde pública. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 21, n. 1, p. 38-42, 2001.

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

RITZINGER, C. H.; RITZINGER S. P. R. Cultivar hortaliças e frutas. In: Revista edição número 19. **Embrapa Mandioca e Fruticultura**. 2003.

RITZINGER, C.H.S.P.; SHARMA, R.D.; JUNQUEIRA, N.T.V. Nematóides. In: SANTOS FILHO, H.P.; JUNQUEIRA, N.T.V. (Ed.). **Maracujá: fitossanidade**. Brasília: EMBRAPA INFORMAÇÃO TECNOLÓGICA, p.49-55. 2003.

ROBERTS, P.A. Plant resistance in nematode pest management. **Journal of Nematology**, v.14, p. 24-33. 1982.

RODRIGUES, B.N., PASSINI, T.; FERREIRA, A.G. Research on allelopathy in Brazil In: Narwal, S.S. (Eds.). **Allelopathy update**. New Hampshire, Science Publishers. p. 307-323.1999.

ROSA, J. M. O. **Levantamento das espécies de nematoides das galhas em áreas de cultivo de olerícolas e reação de espécies vegetais a *Meloidogyne enterolobii* e *M. javanica***. Universidade Estadual Paulista “Júlio De Mesquita Filho” Faculdade De Ciências Agrônômicas - Campus De Botucatu. Tese de doutorado. Botucatu – SP. Novembro. 2010. 131p.

ROSA, R. C. T.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; CHAVES, A. Ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em cana-de-açúcar no Brasil. **Nematropica**, v. 27, n. 1, p. 93-95, 2003.

RYBAK, H.; SZCZESNA, T. Antibacterial activity of honey. **Pszczelnicze Zeszyty Naukowe**, Kazimierska. v. 40. n. 2. p. 279-280. 1996.

RYDER, E.J.; WHITAKER, T.N. Lettuce. Evolution of crop plants. New York: **Longman Group**, p. 39-41. 1976.

SANTANA, T.A.S.; ANTUNES JÚNIOR, E.F.; CARDOSO, J.M.S.; BITENCOURT, N.V.; MOREIRA, J.N.; VOLTOLINI, T.V.; CASTRO, J.M.C. Eficiência de gramíneas na recuperação de áreas infestadas pelo nematóide-das-galhas da goiabeira. In: Jornada de Iniciação Científica da Embrapa Semi-Árido, 2009, Petrolina-PE. **Anais...**, Embrapa Semi-Árido, Petrolina-PE, p.159-164. 2009.

SANTOS, C. D. G.; CARVALHO, S. L. F; SILVA, M. C. L. Solarização do solo em sacos plásticos para o controle dos nematóides das galhas, *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Revista Ciência Agrônômica**, v.37, n.3, p. 350-356, 2006.

SANTOS, E. S. dos. **Inhame (*Dioscorea* spp.): aspectos básicos da cultura**. João Pessoa: EMEPA-PB, SEBRAE, 1996.158 p.

SARAH, J.L. Utilisation d'une jachère travaillée pour lutter contre les nematodes parasites de l'ananas. **Fruits**, v. 42, p. 357-360. 1987.

SARDANELLI, S. **Plant-Parasitic Nematode Management on Vegetable Crops in Maryland**. Plant Nematology Laboratory Director. University of Maryland College Park. Fact Sheet 838. 2009.

- SASSER, J.M.; KIRBY, M.F. **Crop cultivars resistant toroot-knot nematodes, Meloidogyne species, with information on seed sources.** Department of Plant Pathology, North Carolina State University. 1979. 24 p.
- SASSER, J.N. **Plant-parasitic nematodes: the farmer's hidden enemy.** Raleigh, North Carolina: Department of Plant Pathology, 1990. 115 p.
- SCHERER, A. **Ocorrência e hospedabilidade de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeiras e em plantas de cobertura de solo no Paraná.** Universidade Estadual de Londrina. Tese de doutorado. Londrina – PR. 2009. 77 p.
- SCHMUTTERER, H. Properties and potential of natural pesticides from the neem tree, *Azadirachta indica*. **Annual Review Entomology**. v.35, p. 271-297. 1990.
- SCHMUTTERER, H. Side-effects of neem (*Azadirachta indica*) products on insect pathogens and natural enemies of spider, mites and insects. **Journal of Applied Entomology**, v. 121, p.121-128. 1997.
- SCRAMIN, S.; SILVA, H.P.; FERNANDES, L.M.S. *et al.* Avaliação biológica de extratos de 14 espécies vegetais sobre *Meloidogyne incognita* raça I. **Nematologia Brasileira**, v.12, p.21-129, 1987.
- SHARMA, S.B. A World list of nematodes pathogens associated with Chickpea, Groundnut, Pearl Millet, *Pigeon pea*, and *Sorghum*. ICRISAT, Patancheru, Andhra Pradesh, India, 1985.
- SHAUKAT, S.S.; SIDDIQUI, I.A. Nematicidal activity of some weed extracts against *Meloidogyne javanica* (Treub.) Chitwood. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v.4, n.10, p.1251-1252, 2001.
- SHAUKAT, S.S.; SIDDIQUI, I.A.; KHAN, G.H.; ZAKI, M.J. Nematicidal and allelopathic potential of *Argemone mexicana*, a tropical weed. **Plant and soil**, v.245, p.239-247, 2002.
- SILVA, F. A. S. ASSISTAT - **Assistência Estatística - versão 7.7 beta (pt)**. Programa computacional. Universidade Federal de Campina Grande Campus de Campina Grande-PB - DEAG/CTRN. 2014. Disponível em: <<http://www.assistat.com/>>. Acesso em: 10 mai. 2015.
- SILVA, G. S. Métodos alternativos de controle de fitonematoides. In: LUZ, W.C. (ed). **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, v.19, p. 81-152, 2011.
- SILVA, G. S.; FERRAZ, S; SANTOS; J. M. Efeito de *Crotalaria* spp sobre *Meloidogyne javanica*, *M. incognita* raça 3 e *M. exigua*. **Fitopatologia Brasileira**, v.15. p. 94-96. 1990.
- SILVA, G. S.; PEREIRA, A. L.; BASTOS, C. N.; MENDONÇA, V. C. M. Efeito da incorporação de resíduos foliares de *Piper aduncum* ao solo sobre o parasitismo de *Meloidogyne incognita* em tomateiro. **Nematologia Brasileira**, v. 30, n. 2, p. 219-222. 2006.
- SILVA, G. S.; SOUZA, I. M. R.; CUTRIM, F. A. Efeito da incorporação de sementes trituradas de feijão de porco ao solo sobre parasitismo de *Meloidogyne incognita* em tomateiro. **Fitopatologia brasileira**, v. 27, n. 4, p. 412-413, 2002.
- SILVA, G.H.; OLIVEIRA, D.F.; CAMPOS, V.P. Purificação de metabólitos fúngicos com efeitos tóxicos sobre *Meloidogyne incognita*. **Fitopatologia Brasileira**. v.27. p.594-59. 2002.

- SILVA, J.B.C.; GIORDANO, L.B. **Tomate para processamento industrial**. Brasília: Embrapa Comunicação para Transferência de Tecnologia - Embrapa Hortaliças, 168 p., 2000.
- SILVA, K. C.; SILVA, G. S. Reação de gramíneas e leguminosas a *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia brasileira**. v 33, p.198-200, 2009.
- SILVA, M. G. **Efeito da solarização e da adubação do solo sobre artrópodes, nematóides, atributos do solo e na produtividade de alface em cultivo protegido**. 2006. 136 p, Dissertação (Mestrado em Ciências Agrárias) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2006.
- SILVEIRA, A.P.D.; FREITAS, S.S. 2007. **Microbiota do Solo e Qualidade Ambiental**. Instituto Agronômico, Campinas (SP), 312 p.
- SMITH, B.P. **Tratado de medicina veterinária interna de grandes animais: moléstias de eqüinos, bovinos, ovinos e caprinos**. Ed. Manole. São Paulo. 1994.1660 p.
- SOARES, P. L. M. *et al.* Controle biológico de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira com fungos nematófagos. In: XXVII CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA. 2007, Goiânia. **Resumos...** Goiânia: UFG, p. 142. 2007.
- SOARES, R. M.; MARINGONI, A. C.; LIMA, G. P. P. Ineficiência de acibenzolar-S-methyl na indução de resistência de feijoeiro comum à murcha-de-Curtobacterium. **Fitopatologia Brasileira**, v.29, n.4, p.373-377, 2004.
- SOUZA, N. L. Interação entre solarização e incorporação prévia de matéria orgânica no solo. **Summa Phytopathologica**, v.30, p.142-143, 2004.
- SOUZA, R.M.; NOGUEIRA, M.S.; LIMA, I.M.; MELARATO, M.; DOLINSKI, C.M. Management of the guava root-knot nematode in São João da Barra, Brazil, and report of new hosts. **Nematologia Brasileira**, v. 30, p. 165-169, 2006.
- SPEHAR, C. R. **Amaranto: opção para diversificar a agricultura e os alimentos**. Embrapa Cerrados, 2007.
- SPINA SP, TADDEI A. Teenagers with Jimson weed (*Datura stramonium*) poisoning. **Canadian Journal of Emergency Medicine**. v. 9, p. 467-468. 2007.
- SPOONER, D.M., PERALTA, I.E., KNAPP, S. Comparison of AFLPs with other markers for phylogenetic inference in wild tomatoes [Solanum L. Section Lycopersicon (Mill) wettst]. *Taxon*, Utrecht, v. 54, p. 43-61. 2005.
- SPOONER, D.M.; HETTERSCHIED, W.L.A.; VAN DEN BERG, R.G.; BRANDENBURG, W. Plant nomenclature and taxonomy: an horticultural and agronomic perspective. **Horticultural Review**, v.28, p.1-60, 2003.
- STAPLETON, J.J.; DEVAY, J.E. Response of phytoparasitic and free-living nematodes to soil solarization and 1,3-Dichloropropene in California. **Phytopathology**, v. 73, p. 1429-1436. 1983.
- STAPLETON, J.J; DEVAY, J.E. Soil solarization: a non-chemical approach for management of plant pathogens and pests. **Crop Protection**, v. 5, p. 190-198. 1986.

STIRLING, G.R. **Biological control of plant parasitic nematodes: Progress, problems and prospects**. CAB International, Wallingford, 1991.282p.

TAIZ, I.; ZEIGER, E. Metabólitos secundários e defesa vegetal. In: TAIZ, I.; ZEIGER, E. (Eds.) **Fisiologia vegetal**. Porto Alegre, RS; Artimed, 2004. p. 309-332.

TANIRA, M.O.M., A.K. BASHIR, R. DIB, C.S. GOODWIN, I.A. WASFI, N.R. BANNA. Antimicrobial and phytochemical screening of medicinal plants of the United Arab Emirates **Journal of Ethnopharmacology**, v. 41, p. 201-205, 1994.

TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. **Biology identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1978. 111p.

TAYLOR, D. T.; SASSER, J. N. **Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (*Meloidogyne* species)**. A Coop. Public of the Depart. Pl. Pathology, N. Carolina St. Univ. and USAID. 1983. 111p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal, FUNEP. 1993. 372 p.

TOKARNIA C.H., DÖBEREINER J., DUTRA I.S., BRITO I.S., CHAGAS B.R., FRANÇA T.N.; BRUST L.A.G. Experimentos em bovinos com favas de *Enterolobium contortisiliquum* e *Enterolobium timbouva* para verificar propriedades fotossensibilizantes e/ou abortivas. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 19, p. 39-45. 1999.

TORRES, G. R. C. *et al.* *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio Grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, n. 5, p. 570-570, 2004.

TORRES, G. R. C. *et al.* Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, v. 29, n. 1, p. 105-107, 2005.

TORRES, G. R. C.; MEDEIROS, H. A.; SALES JUNIOR, R.; MOURA, R. M. *Meloidogyne mayaguensis*: Novos assinalamentos no Rio Grande do Norte associados à goiabeira. **Caatinga**, v.20, n.2, p.106-112, 2007.

TRUDGILL, D.L. Resistance to and tolerance of plant parasitic nematodes in plants. **Annual Review of Phytopathology**, v.29, p.167-192, 1991.

UZUN, E.; SARIYARA, G.; ADSERSEN, A.; KARAKOCC, B.; ÖTÜK, G.; OKTAYOGLUA, E.; PIRILDARA, S. Traditional medicine in Sakarya province (Turkey) and antimicrobial activities of selected species. **Journal of Ethnopharmacology**, v. 95, p. 287. 2004.

VALLE, L. A. C. *et al.* Controle do nematóide de cisto da soja, *Heterodera glycines* Ichinohe, com gramíneas forrageiras. **Nematologia Brasileira**, v.20, n.1, p.1-11, 1996.

VASUDEVAN, P.; KASHYAP, S.; SHARMA, S. *Tagetes*: a multipurpose plant. **Bioresource Technology**, v.62, p.29-35, 1997.

VERKERK, R.H.J.; WRIGHT, D.J. Biological activity of neem seed kernel extracts and synthetic azadirachtin against larvae of *Plutella xylostella*. **Pest Science**, v. 37: 83-91. 1993.

- VIAENE, N.; COYNE, D.L.; KERRY, B.R. Biological and cultural management. In: PERRY, R.N.; MOENS, M. (Ed.). **Plant Nematology**. Wallingford: CABI, p. 346-369. 2006.
- VILLAR, E. M. J.; E. ZAVALA-MEJÍA. Effect of *Crotalaria longirostrata* Hook y Arnott on root galling nematodes (*Meloidogyne* spp.). **Revista Mexicana de Fitopatología**, v. 8, n. 2, p. 166-172. 1990.
- VOGT, K. A field guide to the identification, propagation and uses of common trees and shrubs of dryland Sudan. SOS Sahel International (UK). 1995.
- VOVLAS, N. *et al.* Pathogenicity of the root-knot nematode *Meloidogyne hapla* on potato. **Plant pathology**, v. 54, p. 657-664, 2005.
- WANG, K.H.; SIPES, B.S.; SCHMIT, D.P. *Crotalaria* as a cover crop for nematode management: a review. **Nematropica**, v.32, p.35-57, 2002.
- WANG, W.; ZHU, X.; LIU, W. Influence of ragweed (*Ambrosia trifida*) on plant parasitic nematodes. **Journal of Chemical Ecology**, v.24, n.10, p.1707-1712, 1998.
- WARNOCK, S.J. A review of taxonomy and phylogeny of genus *Lycopersicon*. **HortScience**, v.23, n.4, p.669-673, 1988.
- WIKISPECIES. **Classificação taxonômica da cultura de alface**. Disponível em: <<http://species.wikimedia.org/wiki/Lactuca>>. Acesso em: 20 fev 2015.
- WILLERS, P. **The nematode problem of guava is controlled by the nematicide cadusafos**. Inligtingsbulletin Institut vir Tropiese en Subtropiese Gewasse, v. 293, p.10-12, 1997a.
- WILLERS, P. First record of *Meloidogyne mayaguensis* Rammah and Hirschmann, 1988: Heteroderidae in commercial crops in the Mpumalanga Province, South Africa. Inligtings bulletin Instituut vir Tropiese en Subtropiese Gewasse, v. 294, p.19-20, 1997b.
- WILLIAMSON, V.M.; HUSSEY, R.S. Nematode pathogenesis and resistance in plants. **Plant Cell**, v. 8, p.1735-1745, 1996.
- WILLIAMSON, V.M.; KUMAR, A. Nematode resistance in plants: the battle underground. **Trends in Genetics**, v. 22, p. 396-403, 2006.
- XU, J.H., LIU, P.L., MENG, Q.P.; LONG, H. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using isozyme phenotypes and amplified mitochondrial DNA restriction fragment length polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, v. 110, p.309-315, 2004.
- YANG, B.; EISENBACK, J.D. *Meloidogyne enterolobii* n. sp. (Meloidogynidae) a Root-knot Nematode Parasitizing Pacara Earpod Tree in China. **Journal of Nematology**, v. 15, p. 381-391, 1983.
- YNN, K.R.; CLEVETTE-RADFORD, N.A. Hevamins: serine-centred proteases from the latex of *Hevea brasiliensis*. **Phytochemistry**, v. 25, n. 10, p. 2279-2282, 1986.
- ZAVALA-MEJÍA, E. Alternativas de manejo de las enfermedades de las plantas. **Terra**, v.17, n.3, p.201-207, 1999.

