



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

**SELEÇÃO DE PLANTAS ANTAGONISTAS PARA
MANEJO DE *Meloidogyne ethiopica* EM VIDEIRA E
QUIVI**

Edriana Araújo de Lima

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO EM CIÊNCIAS AGRÁRIAS

PUBLICAÇÃO: 286/2008

BRASÍLIA/DF
MARÇO/2008

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

SELEÇÃO DE PLANTAS ANTAGONISTAS PARA MANEJO DE *Meloidogyne
ethiopica* EM VIDEIRA E QUIVI

EDRIANA ARAUJO DE LIMA

ORIENTADOR: Dr. Jean Kleber de Abreu Mattos
CO-ORIENTADOR: Dra Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

BRASÍLIA/DF
MARÇO/2008

UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA

SELEÇÃO DE PLANTAS ANTAGONISTAS PARA MANEJO DE *Meloidogyne
ethiopica* EM VIDEIRA E QUIVI

EDRIANA ARAUJO DE LIMA

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO SUBMETIDA À FACULDADE DE AGRONOMIA E
MEDICINA VETERINÁRIA DA UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA, COMO PARTE DOS
REQUISITOS NECESSÁRIOS À OBTENÇÃO DO GRAU DE MESTRE EM
CIÊNCIAS AGRÁRIAS NA ÁREA DE CONCENTRAÇÃO DE DISCIPLINAS DE
PRODUÇÃO VEGETAL.

APROVADA POR:

JEAN KLEBER DE ABREU MATTOS, Dr, UnB - FAV.
(ORIENTADOR) CPF: 002 288 181-68 E-mail: kleber@unb.br

REGINA MARIA DECHECHI GOMES CARNEIRO, Dr^a EMBRAPA - Cenargen
(CO-ORIENTADOR) CPF: 438 348 099-34 E-mail: recar@cenargen.embrapa.br

RUI GOMES CARNEIRO, Dr – IAPAR CPF: 773 689 168-00

ANA MARIA RESENDE JUNQUEIRA, PhD, UnB – FAV CPF: 340 665 511-49

BRASÍLIA, 03 DE MARÇO DE 2008.

FICHA CATALOGRÁFICA

Lima, Edriana Araújo de
Seleção de plantas antagonistas para manejo de *Meloidogyne ethiopica* em videira e quivi.
40p. :il.
Dissertação de Mestrado (M) - Universidade de Brasília/Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, 2008.

1. *Meloidogyne ethiopica*. 2. Plantas antagonistas. 3. Rotação de culturas. 4. Manejo de nematóides. I. Carneiro, R.M. II. PhD.

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

LIMA, E. A. de. Seleção de plantas antagonistas para manejo de *Meloidogyne ethiopica* em videira e quivi. Brasília: Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, 2008, 40p. Dissertação de Mestrado.

CESSÃO DE DIREITOS

NOME DO AUTOR: Edriana Araújo de Lima
TÍTULO DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO: Seleção de plantas antagonistas para manejo de *Meloidogyne ethiopica* em videira e quivi.
GRAU: Mestre ANO: 2008

É concedida à Universidade de Brasília permissão para reproduzir cópias desta dissertação de mestrado e para emprestar ou vender tais cópias somente para propósitos acadêmicos e científicos. O autor reserva-se a outros direitos de publicação e nenhuma parte desta dissertação de mestrado pode ser reproduzida sem a autorização por escrito do autor.

Edriana Araújo de Lima
506830121-34
Q2 conj. A5 bloco C apt.104
73015-105 – Sobradinho/DF – Brasil
61-38772818 edrianapveg@unb.br/edryanah@ig.com.br

“ O desejo é paixão. A vontade, decisão.
O desejo nasce da imaginação.
A vontade se articula à reflexão.”
(Marilena Chauí)

Para você Leonardo, meu filho. Não me lembro como eu era antes de você nascer. Com certeza, sou muito melhor agora...

Para Cláudia Renata. Tivemos pouco contato, nem mesmo você soube o quanto era referência para mim, o quanto me inspirou. Sei que sua chama estará viva em cada pessoa que teve a sorte de estar ao teu lado, mesmo por um instante, como eu. Obrigada, professora!

AGRADECIMENTOS

Obrigada meu Deus por estar comigo em absolutamente tudo, em minha vida.

Agradeço ao meu filho Leonardo por ser meu companheiro, por ter me ensinado a importância de ser responsável, digno e tolerante, e de procurar ter o melhor das pessoas. Você é a minha razão de ser o que sou, o motivo de eu estar aqui, a força que me faz enfrentar todas as dificuldades do dia-a-dia e minha maior alegria.

Agradeço aos meus pais por terem me ensinado, muitas vezes de uma forma nada convencional, a importância da educação e do estudo. Obrigada por ter me dado a vida, por ter cuidado de mim. Não acho que tenha sido obrigação e sim escolha. Perdoe-me pelas as falhas que tive neste e em outros trabalhos. Sei que tenho que melhorar sempre, desistir, nunca. Pai, penso em você todos os dias e quero acreditar que estás comigo, com os meus irmãos, Edinéia, Sandra e Dinho e com o Leozinho.

Agradeço ao meu orientador Dr. Jean Kleber, por me aceitar como orientanda, pelas palavras amigas, pelos conselhos, por ser o ser humano incrível que é. Eu me considero uma pessoa de muita sorte por tê-lo conhecido e pela oportunidade que você me deu, me indicando para trabalhar com a Dra. Regina. Muito obrigada.

Um especial agradecimento a minha orientadora. Dra. Regina Carneiro, por me ensinar tudo o que sei sobre nematóides, sobre o funcionamento do laboratório, por ter me dado a oportunidade de trabalhar com algo que aprendi a amar e pelos puxões de orelhas dados, quando necessário e pela profissional e mulher incrível que és. Tenho muito orgulho desses dois anos que pude participar do Laboratório de Nematologia do Cenargen.

Agradeço ao meu companheiro Lucas. A palavra Companheiro define tudo o que você significa para mim. Obrigada por me ajudar com os textos em inglês, por ficar comigo até tarde me ajudando neste trabalho, por me levar aos domingos à Embrapa para molhar as minhas plantas, por cuidar do Léo e de nossa casa. Esta dissertação é um pouquinho sua.

Obrigada, Dr. Rui Carneiro pelo envio das sementes e a ajuda com a identificação das plantas usadas no experimento e pelas importantes recomendações a respeito deste trabalho.

Quero agradecer o Daniel por me emprestar o computador, por tirar xerox para mim quando eu estava sem dinheiro, por tudo que você sabe que fez e não fez por mim nesses quase quinze anos que nos conhecemos, mas que muito me ajudaram a terminar este trabalho. Eu ainda acredito em você.

Obrigada aos meus amigos e companheiros de trabalho Mariana e Felipe, por me ajudarem na casa de vegetação, na extração dos nematóides e na contagem de ovos. Este trabalho também é de vocês. Eu os amo.

Obrigada a Fátima pelos conselhos, estudos, pela sua amizade e pela sua energia positiva. Vou sentir sempre a sua falta e meu coração é teu.

Agradeço ao meu amigo e ex-companheiro de trabalho Alípio que, juntamente com a Fátima, me ajudou a semear as plantas e me deu uma grande força, no início deste trabalho.

Quero agradecer, imensamente, a todos os amigos, a minha família do laboratório de Nematologia da Embrapa-Cenargen, Fabiane, Marcilene, Joelma, Kércya, Vanessa, Rherman, Pedro, Cris e Samara, por serem grandes pessoas e bons em tudo aquilo que se propõem a fazer. Aprendi e aprendo muito com todos vocês e, se Deus permitir, estaremos em Maceió em 2009.

Obrigada Ana Cristina por ter me ensinado algumas técnicas e também pelos conselhos amigos. Você é mais forte do que parece, só tem que acreditar. Eu acredito.

Obrigada seu Herculano e seu Dominginhos por ter cuidado da minha casa de vegetação quando eu não estava por perto e pela dedicação com que vocês trabalham, sempre prontos para atender um pedido. Esta dissertação é de vocês também.

Obrigada ao meu amigo Ronaldo por ter me ajudado na inscrição do mestrado, em meu trabalho na escola e pelos nossos papos sobre trabalho e estudo, por ser uma referência para mim em termos profissionais e por ser meu amigo. Sei que muitas vezes enchi os teus ouvidos, mas amigo é para essas coisas.

Quero agradecer ao pessoal do Laboratório de Microscopia da Embrapa-Cenargen, Juliana e Getúlio, que me ensinaram a mexer no micrótomo e no microscópio, Bruno, por me dar umas dicas de cortes e Livia e Taís pelas animadas conversas. Adorei ter conhecido vocês e espero não perder contato.

Agradeço a Dra. Ana Cláudia, chefe do laboratório de Microscopia da Embrapa-Cenargen, pela confiança e por ter cedido o espaço para que eu pudesse trabalhar.

Obrigada Jader, meu chefe, e a todo o pessoal da direção do Centro Educacional 1-Planaltina (Centrão), que foram meus companheiros de trabalho e muitas vezes me deram aquele chá de ânimo para eu agüentar trabalhar a noite, depois de um dia inteiro na Embrapa. Jader, não vou decepcioná-lo. Obrigada pela confiança depositada em mim.

Agradeço ao meu grande amigo Chicão por ser meu amigão, tenho muito orgulho de trabalhar com você e de ser sua amiga, alguém que você sabe que pode confiar. Sua família e você moram em meu coração.

Agradeço a todos os meus amigos, minha família do Centrão por serem os melhores companheiros de profissão do mundo: Lilia, Luciano, Ana Cristina, Andréa, Renato, Gustavo, Misael, Nitiana, Ligia, Noemi, Flávio, Vicentes, Vânia, Amélia, Vera, Alexandre. Vocês todos moram em meu coração, é uma alegria estar com vocês todos os dias e é enorme a força que todos vocês me dão. Perdoem-me se eu esqueci alguém.

Agradeço ao Senhor Cláudio pelas fotografias tiradas e enviadas prontamente.

Agradeço ao pessoal da biblioteca do Cenargen pelos artigos enviados, pelo profissionalismo e cuidado que tiveram comigo quando fui buscar as referências bibliográficas.

Obrigada ao pessoal dos Recursos Humanos do Cenargen, pela forma carinhosa com que fui recebida e orientada sobre o funcionamento da instituição. Um agradecimento especial para Solange, que é uma profissional e uma pessoa incrível, única.

Agradeço a família do Lucas, Tereza, Aldo e Laís, por ter me recebido e a meu filho e nos deixado participar de suas vidas. Sei que não deve ter sido fácil para vocês, mas acreditem que sempre procurei fazer o possível para deixá-los todos juntos e unidos.

Obrigada Isabel por ter me emprestado livros que me ajudaram, e muito, na construção deste trabalho e nas disciplinas do mestrado.

Agradeço ao pessoal que trabalha na Secretaria da FAV pelas orientações e por agüentarem as nossas reclamações e questionamentos sobre o mestrado, as disciplinas e as regras da pós-graduação.

Obrigada professores da FAV pelos conhecimentos adquiridos. Quero agradecer especialmente ao professor Oliveira, por ter dado as orientações necessárias para que, não somente eu, mas todos os meus colegas, soubessem o que é ser um aluno de pós-graduação. Só espero ter entendido bem as suas explicações.

Obrigado aos meus professores da Biologia pela minha formação. Vocês foram ótimos, se eu não aprendi mais, foi por minha causa. Considero, todos vocês, meus grandes mestres e meus amigos.

Obrigada Tri pela carta de recomendação para que eu pudesse ingressar no mestrado e por seu meu amigo. Se eu for 2% do que você é como profissional e pessoa, já estou satisfeita.

Sempre vou agradecer a Nilma, nem preciso dizer o porquê.

Agradeço a todos os meus amigos do colégio Batista, ex-colegas de trabalho, que tive que deixar em nome do sonho de ser pesquisadora. Sei que tenho muito chão para isso, mas quando dei o pontapé inicial, vocês estavam do meu lado. Um agradecimento especial ao professor Paulo, que deu a minha carta de recomendação, e a professora Cida, por ter sido minha companheira de sonho.

RESUMO

SELEÇÃO DE PLANTAS ANTAGONISTAS PARA MANEJO DE *Meloidogyne ethiopica* EM VIDEIRA E QUIVI

Meloidogyne ethiopica foi recentemente detectado em quivi, soja, tomate, yacon e fumo no Rio Grande do Sul, São Paulo, Distrito Federal e Santa Catarina. Não existem estudos sobre a utilização de rotação de culturas com plantas antagonistas para o controle dessa espécie. O objetivo deste trabalho é estabelecer uma relação de plantas antagonistas a este nematóide. Cinquenta e duas espécies/cultivares de plantas foram cultivadas em casa de vegetação à temperatura média de 25-30 °C e foram inoculadas com 5000 ovos. O delineamento foi de blocos ao acaso com oito repetições e o tomateiro foi usado como padrão de suscetibilidade. A avaliação foi realizada sessenta dias após a inoculação, com base nos índices de galhas e massas de ovos, número de ovos/g de raiz e no fator de reprodução (FR). Das plantas selecionadas, 16 se mostraram resistentes (FR<1,0) a *M. ethiopica*: amendoim, nabo forrageiro, guandu forrageiro e guandu anão, mamona, mucuna anã, *Crotalaria grantiana*, *C. apioclice*, *C. spectabilis*, sorgo, feijão caupi e feijão caupi australiano, azevém, aveia preta e centeio, (as três últimas, boas antagonistas de inverno). Das espécies que se mostraram suscetíveis, mucuna preta, arroz, serradela, ervilhaca comum e milho tiveram baixos fatores de reprodução, embora FR>1.0. Milho, ervilhas, ervilhaca forrageira, feijão mungo e tremoço branco foram altamente suscetíveis (FR>10). Todas as plantas que apresentaram FR<1.0 são recomendadas para rotação de culturas. Dessa maneira, vários sistemas de rotação, alternando plantas de verão e inverno podem ser sugeridos para o controle efetivo de *M. ethiopica* em áreas contaminadas.

Palavras-chave: *Meloidogyne ethiopica*, rotação de culturas, nematóides de galhas, manejo de solo, plantas de cobertura.

ABSTRACT

SELECTION OF ANTAGONISTIC PLANTS FOR MANAGEMENT OF *Meloidogyne ethiopica* IN KIWI AND GRAPEVINE CROPS

Meloidogyne ethiopica species was recently detected in kiwi, soybean, tomato, yacon and tobacco in the states of Rio Grande do Sul, São Paulo, Distrito Federal and Santa Catarina. Studies about the utilization of antagonistic plants in crop rotation to control *M. ethiopica* are not available. Fifty-two plant cultivars/species were cultivated in a greenhouse, at the average temperature of 25-30°C, and inoculated with 5,000 eggs. The pots were arranged in a randomized complete block design, with eight replicates, using tomato plant as susceptibility standard. Evaluation was done 60 days after inoculation, based on galls and egg mass indexes, number of eggs/g of root and reproduction factor (FR). Among the selected plants, 16 showed resistance (FR<1,0) to *M. ethiopica*: peanut, foraging turnip, foraging and dwarf pigeon pea, castor bean, *Crotalaria grantiana*, *C. apioclise*, *C. spectabilis*, sorghum, cowpea and Australian cowpea, ryegrass, lopsided oat and rye (the last three being good winter antagonists). Of the susceptible species, black mucuna, rice, yellow serradella, common vetch and pearl millet had low reproduction factors, although FR>1.0. Corn, pea, foraging vetch, mung bean and white lupin were highly susceptible (FR>10). All plants which presented FR<1.0 are recommended for crop rotation. Therefore, many crop systems and alternating summer and winter plants are suggested to control *M. ethiopica* effectively in infested areas.

Key Words: *Meloidogyne ethiopica*, crop rotation, nematode management, antagonistic plants, grapevines.

ÍNDICE DE TABELAS

Tabelas	Página
Tabela 1. Plantas de verão e inverno testadas quanto à hospedabilidade de <i>Meloidogyne ethiopica</i>	19
Tabela 2. Reação de espécies/cultivar de verão a <i>Meloidogyne ethiopica</i> quando inoculadas com 5000 ovos do nematóides e avaliados 60 dias após a inoculação em casa de vegetação	22
Tabela 3. Reação de espécies/cultivar de inverno a <i>Meloidogyne ethiopica</i> quando inoculadas com 5000 ovos do nematóides e avaliados 60 dias após a inoculação em casa de vegetação	23

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Página
Figura 1. Perfil da esterase Ki3 de <i>Meloidogyne ethiopica</i>	4
Figura 2. Morfologia dos machos, estiletos de fêmeas e machos e configuração perineal	5
Figura 3. Ciclo de vida do gênero <i>Meloidogyne</i> Goldi, 1892	6
Figura 4. Exemplos de mudas após o desbaste das plantas avaliadas.	20
Figura 5. Raízes de plantas suscetíveis e resistentes a <i>M. ethiopica</i>	28
Figura 6. Sugestão de rotação de culturas para manejo de <i>M. ethiopica</i>	30

ÍNDICE

Capítulos/Sub-capítulos	Página
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	4
2.1. <i>Meloidogyne ethiopica</i> Whitehead, 1968	4
2.2. Controle dos nematóides das galhas	7
2.3. Controle através de plantas antagonistas	7
2.3.1. Leguminosas	7
2.3.2. Gramíneas	11
2.3.3. Outras informações importantes	14
3. OBJETIVO GERAL	16
3.1. Objetivo específico	16
4. MATERIAL E MÉTODOS	17
4.1. Produção e seleção das mudas	17
4.2. Preparação do inoculo	17
4.3. Corte da parte aérea e retirada das raízes do solo	18
4.4. Extração dos ovos, coleta de dados e avaliação	18
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO	21
6. CONCLUSÃO	31
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	32

1. INTRODUÇÃO

A meloidoginose é uma patologia resultante da interação dos nematóides do gênero *Meloidogyne* com o sistema radicular da planta hospedeira, resultando em alterações morfológicas internas e externas nas raízes, que podem provocar a morte das plantas nos estágios mais crônicos da infecção. Devido ao grande número de hospedeiros, o controle dessa doença é difícil e muitas vezes limitado ao uso de nematicidas, que muitas vezes são caros e não são eficazes (Moura, 1997 e 1996; Kábana *et al.*, 1991). Esses produtos também são tóxicos para os seres vivos, incluindo os seres humanos, e já foram encontrados em níveis não aceitáveis em lençóis freáticos (Hague & Gowen, 1987). O uso de plantas resistentes, no caso específico de nematóides, é restrito, pois há poucas cultivares disponíveis para o agricultor (Ferraz & Freitas, 2004) e pela dificuldade em encontrar cultivares que sejam resistentes a várias espécies ao mesmo tempo (Kábana *et al.*, 1991).

Meloidogyne ethiopica foi detectada parasitando quivi (*Actinida deliciosa* A. Chev.), soja (*Glycine max* L.) e tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) e yacon (*Polymnia sonchifolia* Poepp. Endl.) no Rio Grande do Sul, São Paulo e Distrito Federal (Carneiro *et al.*, 2005). Trata-se de uma espécie introduzida no Brasil a partir do Chile, aonde vem causando sérios prejuízos à videira (Carneiro *et al.*, 2004). Naquele país, 80 % das áreas amostradas apresentaram altos níveis de infestação por *M. ethiopica*, sobretudo as áreas de viveiros (Carneiro *et al.*, 2007). No Brasil, *M. ethiopica* ainda não foi detectada na videira, mas testes de hospedabilidade indicaram que a cultivar “Niágara Rosada” é altamente suscetível a esse nematóide (Carneiro *et al.*, 2003).

O Brasil tem 67,8 mil ha plantados com videira, distribuídos principalmente, nos Estados do Sul, Sudeste e Nordeste do país (Agrianual, 2004), e esta cultura tem contribuído com um volume crescente de divisas nas exportações. A presença dessa praga no país, com alto potencial de danos, pode representar sérios riscos à viticultura nacional. No Chile, o controle tem sido, sobretudo, por defensivos químicos (Carneiro, informação pessoal), o que significa danos ao meio ambiente e problemas relacionados à queda do valor para exportação (Baiardi, 2000).

Defensivos químicos foram e são utilizados em grande escala nas grandes propriedades brasileiras principalmente após as décadas de 60 e 70, na chamada Revolução Verde, e atuam de forma direta ou indireta no meio ambiente agrícola

provocando danos à saúde humana, animal e contaminando os recursos naturais (Almeida *et al.*, 2001) Atualmente, são inúmeras as informações presentes na literatura sobre a gestão racionalizada dos recursos naturais, especialmente no que diz respeito à água e ao solo. O que se busca cada vez mais é a melhoria das condições ecológicas no campo, e isto se reflete na manutenção da qualidade dos solos não degradados ou não contaminados e na recuperação daqueles que sofreram com o mau uso (Almeida *et al.*, 2001; Ministério do Meio Ambiente, 2000; Saturnino & Landers, 1997; Derpsch, 1997).

Para atender o exigente mercado internacional e também o interno, alguns produtores utilizam o Manejo Integrado de Pragas, que é a busca por alternativas que minimizem o emprego do controle químico e utilizem outras estratégias de controle de pragas e patógenos. O manejo integrado de pragas, no cultivo de frutos tem propiciado o uso otimizado de insumos e fertilizantes, mas o objetivo principal do manejo é a prevenção e controle de pragas, a fim de que os resultados gerem produtos de alta qualidade e de baixo risco à saúde humana. Para atender os rigores do mercado europeu, as frutas brasileiras recebem certificados ISO e somente com esta certificação elas podem ser exportadas (Baiardi, 2000). Existe uma preocupação da sociedade com o impacto da agricultura no ambiente, expressando-se pela presença de segmentos de mercados ávidos por produtos agrícolas diferenciados, o que tem levado ao desenvolvimento de sistema de cultivo mais sustentável (Ghini & Bettioli, 2000).

A sucessão de culturas tem sido um método importante e eficiente de controle dos nematóides de galhas. Este método cultural melhora as condições físicas, químicas e biológicas do solo, controla ervas daninhas, reduz pragas e doenças (Azevedo, 2003). 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 é importante para a diversificação dos sistemas agrícolas e essa diversidade faz parte da sustentabilidade (Ghini & Bettioli, 2000).

Convenientemente planejada, a rotação de culturas pode ser bastante eficiente no controle de muitos nematóides (Lordello, 1986), e sua utilização se faz necessário conhecer os nematóides presentes na área de cultivo e o antagonismo das plantas a serem utilizadas, além dos dados agronômicos como época de cultivo e manejo. A rotação de culturas, além de melhorar a estrutura o solo é uma boa

opção para áreas altamente infestadas com nematóides, seja para instalação de viveiros e novos pomares, seja para uso como cultura intercalar ou em consorciação. O cultivo alternado de espécies antagônicas de inverno e de verão, por um período de pelo menos dois anos, pode permitir a reutilização da área onde foi detectada a presença do nematóide (Embrapa Clima Temperado, 2005)

As plantas antagonistas não permitem o completo desenvolvimento do nematóide, interrompendo o seu ciclo e reduzindo a infestação na área de cultivo, permitindo o posterior plantio de culturas suscetíveis sem que haja perda de produtividade. A necessidade de se conhecer antagonistas de verão e inverno para serem utilizadas em sistemas de rotação é importante em clima tropical, temperado ou semi-temperado, pois muitas vezes a eficiência de um sistema de rotação o cultivo de plantas de inverno e de verão (Carneiro, informação pessoal).

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). Entretanto, há poucas informações sobre o controle de *M. ethiopica* utilizando a rotação de culturas. No Chile, a tentativa de controle se dá pelo uso de tratamentos químicos, o qual não tem se mostrado muito eficaz, sobretudo em condições de viveiros, onde o controle deveria ser total. Como consequência, a disseminação do patógeno tem ocorrido entre regiões daquele país. (Carneiro *et al.*, 2004).

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968.

Descrita por Whitehead em 1968, essa espécie foi redescrita por Carneiro *et al.* (2004), sendo estabelecido o perfil da isoenzima esterase (Ki3) para sua caracterização (Figura 1). Apesar da viabilidade da identificação desses nematóides através da morfologia dos machos, dos estiletos dos machos e das fêmeas e da análise da configuração perineal (Figura 2), o perfil enzimático é a melhor forma de identificar *M. ethiopica* (Carneiro *et al.*, 2004; Sirca *et al.*, 2004), até que marcadores moleculares estejam disponíveis.

Os nematóides 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 nematóide (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). O potencial reprodutivo de *M. ethiopica* é bastante alto e, se trata de uma espécie partenogenética e polífaga (Carneiro *et al.*, 2004). São adaptáveis a diferentes habitats, desde que haja condições para o desenvolvimento de seus hospedeiros preferenciais (Carneiro *et al.*, 2004). Não existem estudos sobre dinâmica populacional.

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 emanam das plantas, penetrando nas raízes da hospedeira

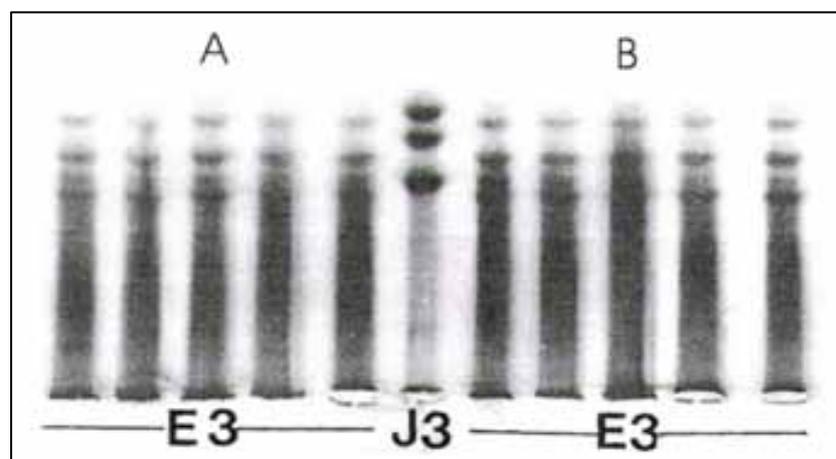


Figura 1. Perfil da esterase Ki3 (A e B) de *M. ethiopica* comparado com o padrão de esterase de *M. javanica* (J3) (Carneiro *et al.*, 2003).

suscetível (Figura 3). Os J2 movem-se por entre as células dos tecidos da planta perfurando-a com o estilete, migrando até a zona de alongação da raiz, na periferia do cilindro central, onde estabelece o seu sitio de alimentação no parênquima vascular, iniciando um complexo relacionamento com a planta (Taylor & Sasser, 1983). Ocorre, então, a segunda (J2→J3) a terceira (J3→J4) e a quarta ecdises (J4→fêmea jovem). Logo após a última ecdise, a fêmea jovem começa a se alimentar, permanecendo ali para o restante de sua vida. Durante esse desenvolvimento pós-embriônico, o sistema reprodutivo desenvolve-se e crescem as gônadas funcionais. A mudança de forma nos machos (piriforme para adulto vermiforme) 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 (Eisenback & Triantaphyllou, 1991). O J4 está envolvido pelas cutículas do segundo e terceiro estádios 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 (Eisenback & Triantaphyllou, 1991).

A duração do ciclo de vida do nematóide das galhas é fortemente afetada pela temperatura, umidade e planta hospedeira. As fêmeas produzem ovos por três semanas, depois, cessam a produção, podendo viver um pouco mais. Os machos vivem semanas e os J2 podem viver de poucos dias a meses (Taylor & Sasser, 1983).

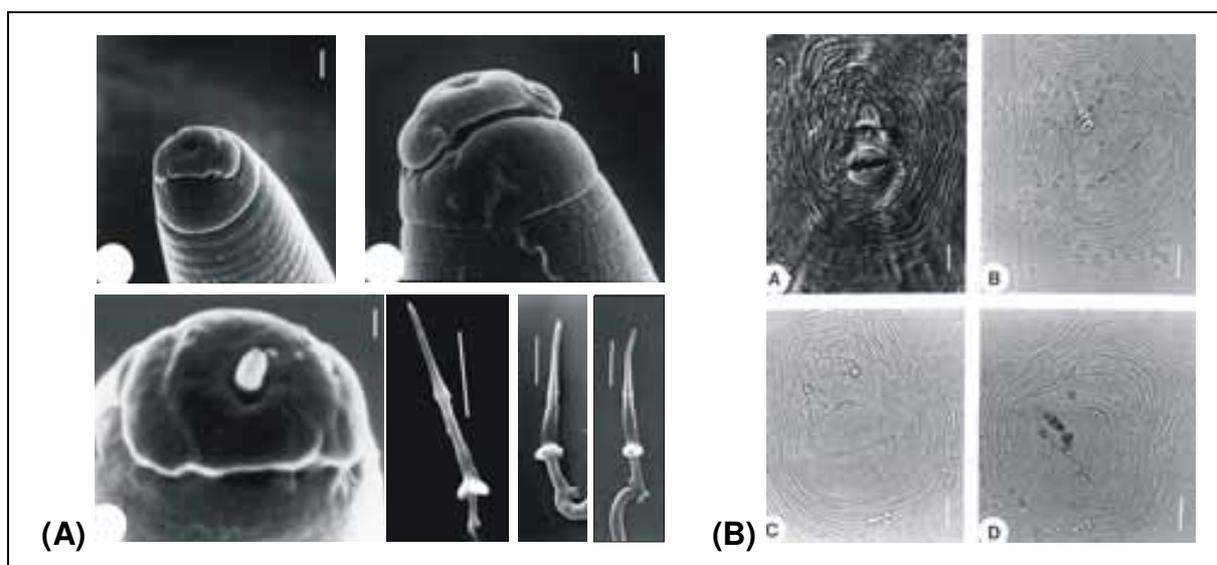


Figura 2. Caracteres para identificação de *M. ethiopica*. (A) Morfologia dos machos e estiletos de fêmeas e machos. (B) Configuração perineal (Carneiro *et al.*, 2004).

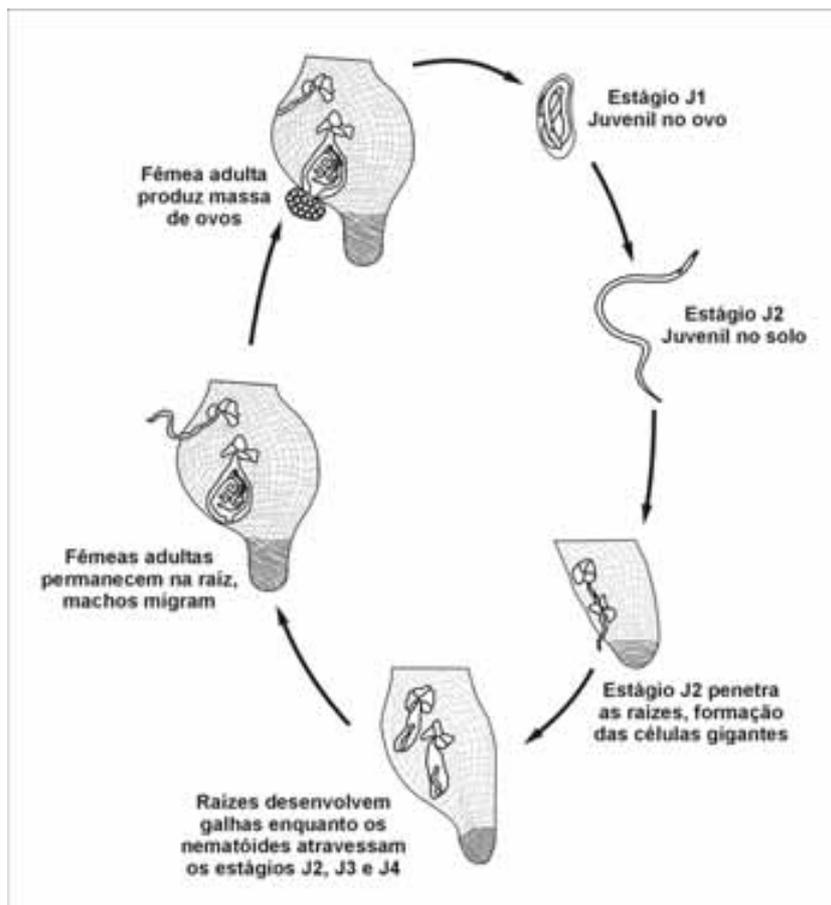


Figura 3. Ciclo de vida do gênero *Meloidogyne* Goldi, 1892.

M. ethiopica é, provavelmente, de origem africana e foi detectada na Tanzânia, Zimbábue, África do Sul, Etiópia e Quênia (Whitehead, 1969 e 1968; O'Bannon, 1975; Carneiro *et al.*, 2004); América do Sul (Brasil e Chile) (Carneiro *et al.*, 2003 e 2004) e Europa (Eslovênia) (Sirca *et al.*, 2004).

Considerando que *M. ethiopica* foi detectado em regiões frias (Eslovênia, Chile e Serra Gaúcha) e em locais quentes (países africanos, Distrito Federal e Estado de São Paulo), os intervalos (ótimos de) temperatura devem ser mais amplos para essa espécie.

M. ethiopica foi introduzido acidentalmente na região da serra gaúcha (município de Lagoa Vermelha) em 1989, em mudas de quivi (*Actinida deliciosa* Chevalier, Liang & Ferguson) cv Hayard, provenientes do Chile (província de Curicó) (Carneiro *et al.*, 2003).

Não foram feitos estudos sobre perdas no Brasil. No Chile sabe-se que as perdas são bastante grandes, sobretudo na cultivar de uva Chardonnay, pois os tratamentos químicos são usados e recomendados aos produtores (Magunacelaya,

2005). Na África é considerada uma espécie polífaga e economicamente importante (Kleynhans, 1993).

2.2 Controle dos nematóides das galhas

As principais medidas de controle para os nematóides do gênero *Meloidogyne* são o uso de **plantas antagonistas**, a **rotação/sucessão de culturas**, a **ausência de hospedeiros** ou qualquer outra planta por um período determinado, **solarização**, **inundação**, **culturas armadilhas**, **revolvimento do solo**, a **retirada de plantas infectadas**, o uso de **variedades resistentes**, **controle biológico**, **controle químico** e o controle sobre o **material de propagação** a ser usado pelo produtor (Blum, 2006; Lordello, 1986).

Existem poucas informações sobre o controle de *M. ethiopica* utilizando técnicas de manejo. Carneiro *et al.* (2003) verificaram que trigo BR4, porta-enxertos de macieira cv. Maruba e M7, porta-enxerto de pereira cv. Calleryana, morango cvs. Dover e Vila Nova, porta enxerto de videira cv. Rupestris Du Lot, amora cv. Tupi, mirtilo cv. Powderblue e framboesa cv. Batu foram imunes. Essas culturas poderiam ser usadas em rotações de culturas em áreas infestadas por *M. ethiopica*.

Em um estudo realizado durante dois anos em áreas de videira Chardonnay Undurruga, Codigua, Chile, Magunacelaya *et al.* (2005) verificaram que as maiores reduções populacionais de *M. ethiopica* foram obtidas em tratamentos com 1,3 dicloropropeno em uma dosagem de 467 litros por hectare, injetando o produto entre 50 a 60 cm de profundidade com uma máquina de tração dupla. Os tratamentos com este nematicida têm permitido melhorar a qualidade das raízes e os nematóides benéficos foram pouco afetados. Quando não é possível fumigar, pode-se utilizar organofosforados como Etoprofós, Fenamifos e outros nematicidas orgânicos que se complementam com o uso de Quitosano, um estimulante de crescimento radicular.

2.3 Controle através de plantas antagonistas

2.3.1 Leguminosas

Segundo Ferraz & Freitas (2004), o uso de plantas antagonistas em rotação de culturas e consorciadas tem se mostrado uma alternativa atrativa para o combate

a fitonematóides. Algumas podem fixar nitrogênio e todas fornecem expressivos volumes de matéria orgânica, aumentando a atividade de fungos antagonistas e melhorando as características gerais do solo. 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), ressaltam que essas plantas são más hospedeiras, por não permitirem que o nematóide 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 (Valle *et al.*, 1996; Dias & Ferraz, 1996). Para os citados autores, os resultados de reações de plantas antagonistas não devem ser extrapolados, pois, cultivares distintas podem apresentar diferentes níveis de resistência aos nematóides e, devido ao fato que as populações desses organismos, podem variar de acordo com a espécie, patogenicidade e virulência.

A espécie mais estudada como antagonista aos nematóides de galhas é a *C. spectabilis*, (Asmus & Ferraz, 1988). Trabalhos anteriores já afirmavam que os juvenis de segundo estágio (J2) de *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949; *M. hapla* Chitwood, 1949; *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, 1949 e *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949, penetravam nas raízes dessa planta, mas não se desenvolviam, morrendo precocemente. Crotalária, contudo, possui algumas limitações para os agricultores como difícil obtenção de sementes, pequeno desenvolvimento vegetativo em algumas regiões e toxicidade para animais (Ferraz & Freitas, 2004; Asmus & Ferraz, 1988). Villar & Mejia (1990) observaram que tanto a incorporação da parte aérea de *C. longirostrata* Hook & Arnott, quanto o plantio consorciado desta espécie com tomate, reduziram os níveis de nematóides nos tomateiros. A adição da matéria orgânica da crotalária se mostrou, no entanto, mais eficaz do que o plantio consorciado no manejo de *Meloidogyne* spp. devido, segundo os autores, à liberação de substâncias tóxicas durante o processo de decomposição. Esses mesmos autores afirmaram, em outro experimento, que *C. longirostrata* é um hospedeiro desfavorável para *Meloidogyne* spp., não permitindo a penetração dos juvenis. Em seguida, ao estudar o efeito do extrato da raiz dessa planta sobre os J2s, observou-se que, quanto maior o tempo de imersão maior era a quantidade de juvenis imóveis, alcançando 100% de imobilidade após 72 horas. No entanto, quando os J2 foram colocados em água destilada, após serem retirados do extrato,

86% retomaram a mobilidade, indicando que os extratos liberados nas raízes de *C. longirostrata* têm mais efeito nemostático do que nematicida.

Silva *et al.* (1989) estudaram a atração e penetração de juvenis de segundo estágio (J2) de *M. javanica* em crotalárias e compararam os mesmos parâmetros com o tomateiro, uma planta suscetível. Nesse experimento, os juvenis foram atraídos igualmente para as duas plantas, porém a maioria ficou ao redor das raízes de *C. spectabilis* e *C. juncea* L., demonstrando haver um mecanismo de resistência à penetração. Os J2 que conseguiram entrar no sistema radicular não completaram o seu ciclo. Um exame histopatológico em *C. spectabilis* e *C. juncea* feito por Silva *et al.* (1990) corroborou seu experimento anterior, demonstrando que os juvenis de *M. javanica* penetraram nas raízes de ambas as espécies de crotalária, havendo a formação de células gigantes aparentemente com o mesmo aspecto das encontradas em tomateiros, porém menores, menos numerosas, com citoplasma aparentemente mais denso, de aspecto granuloso, com poucos núcleos e em muitos casos, sem grande vacúolos. Em uma revisão bibliográfica apresentada por Silva *et al.* (1990), de cinco a nove células gigantes por conjunto são necessárias para um perfeito desenvolvimento do nematóide. Células gigantes de *C. spectabilis* e *C. juncea* são menos eficientes em suprir as necessidades do nematóide do que as do tomateiro. Essas observações podem explicar o lento desenvolvimento dos J2s de *M. javanica* nas raízes dessas plantas (Silva *et al.*, 1990).

Em experimentos no campo e em casa de vegetação, Asmus & Ferraz (1988) incorporaram ao solo dez espécies de plantas, oito delas leguminosas, como *C. juncea*, *C. spectabilis*, *C. paulina*, *C. retusa* e mucuna preta (*Mucuna aterrima*) para testá-las como antagonistas a *M. javanica*. No campo, toda a planta foi incorporada ao solo, mas em casa de vegetação houve apenas adição do sistema radicular ao solo. Em casa de vegetação ou em campo as crotalárias foram boas antagonistas. Moraes *et al.* (2006) em experimento em campo, com o plantio e a incorporação de leguminosas ao solo para o posterior cultivo orgânico de hortaliças, obtiveram resultados semelhantes tanto para *M. javanica* como para *M. incognita*: *C. paulinia* e mucuna preta reduziram a população de juvenis no solo, especialmente a mucuna e se mostraram boas alternativas para o controle desses patógenos em áreas onde não é possível o controle químico. No tratamento em que não houve controle da vegetação espontânea, a população do nematóide foi maior, devido à presença de hospedeiros favoráveis à sua multiplicação.

Em campo, Charchar & Moita (1999) realizaram uma seqüência de cultivos para controlar *M. javanica*. Quatro faixas foram plantadas com *C. spectabilis* e outras quatro faixas plantadas com quiabeiro (*Abelmoschus esculentus* L.) por 120 dias, sendo esta última planta usada como controle. Posteriormente, essas faixas foram utilizadas para o plantio, em seqüência, de seis cultivares de tomateiro suscetíveis, seguidas de seis cultivares de feijão de vagem também suscetíveis. Nas faixas cultivadas com *C. spectabilis* a produtividade do tomateiro foi de 2% a 26% maior, e a de feijão de vagem foi de 6% a 31,5% maiores se comparados com as mesmas cultivares plantadas nas faixas onde havia quiabeiro. O fator de reprodução e o índice de massas de ovos das plantas cultivadas nas faixas onde havia *C. spectabilis* também foram menores que das faixas do quiabeiro, o que faz com que esta forma de manejo seja viável para o controle de *M. javanica*.

A mucuna preta (*Mucuna aterrima*) é considerada uma das melhores plantas para adubação verde pela sua grande área de cobertura, produzindo cerca de 35 ton/ha de massa verde e contribuindo com 120 a 180 kg ha de nitrogênio fixado da atmosfera, além de controlar ervas daninhas importantes, proteger o solo contra erosão e ser palatável aos animais (Ferraz & Freitas, 2004). Em casa de vegetação, essa planta não mostrou bom efeito antagonista no controle de *M. javanica*, não reduzindo o número de galhas em tomateiro, principalmente quando comparada com outras plantas testadas (*C. paulinia*, *C. spectabilis* e *C. retusa* L.) (Asmus & Ferraz, 1988). Esse mesmo comportamento, foi observado em outros trabalhos como os de Freire *et al.* (1972). No trabalho de Asmus & Ferraz (1988), a mucuna preta demonstrou bom desempenho no controle de *M. javanica* em condições de campo, e essa diferença ocorreu, possivelmente, devido à decomposição de grande quantidade de massa verde, liberando substâncias tóxicas aos nematóides e propiciando o desenvolvimento de fungos parasitas de nematóides.

Carneiro *et al.* (1998) avaliaram 23 espécies de plantas de inverno e verão e 18 foram hospedeiras pouco favoráveis a *M. javanica* e *M. incognita* (nove cultivares de aveia branca (*Avena sativa* L.), crotalárias, aveia preta (*A. strigosa* Schreb), azevém (*Lolium multiflorum* Lam.), pasto italiano, nabo forrageiro (*Raphanus sativus* L.), mucuna anã, milho CMS5202 (*Zea mays* L.) e sorgo AG 1017 (*Sorgum bicolor* L.) e cinco hospedeiras favoráveis: tomateiro, ervilhaca (*Vicia* spp.), feijão tibagi, feijão miúdo e feijão de porco (*Canavalia ensiformes* (L.) R. Wilcz). Crotalárias, aveia

preta, azevém, mucuna anã, nabo forrageiro, pasto italiano e as cultivares de aveia branca foram praticamente imunes ao ataque de ambos os nematóides.

Inomoto *et al.* (2006) estudaram a reação a *M. javanica* de seis plantas tradicionalmente usadas como adubos verdes no controle de fitonematóides. As plantas utilizadas neste experimento não foram incorporadas ao solo. Os parâmetros utilizados na avaliação foram o número de nematóides presentes nas raízes e no substrato onde as plantas foram cultivadas para obtenção dos fatores de multiplicação. Todos os adubos verdes testados apresentaram fatores de multiplicação para *M. javanica* muito mais baixos que a soja, mas apenas guandu anão lapar 43, *C. breviflora*, *C. spectabilis* e mucuna preta diminuíram a população desse nematóide. Esse experimento foi conduzido em casa de vegetação e, dentre as plantas testadas, constataram também o guandu “fava larga” e a mucuna cinza.

2.3.2 Gramíneas

Algumas espécies de gramíneas têm mostrado efeito antagonista sobre fitonematóides. 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 ambas (Ferraz e Freitas, 2004).

Rodríguez-Kábana *et al.* (1994), avaliaram a rotação de amendoim (*Arachis hypogaea* L.) com gramíneas para controle de *M. arenaria*. Esse nematóide não conseguiu sobreviver nas raízes das gramíneas testadas (*Cynodon dactylon* L. e *Paspalum notatum*). Em outro trabalho, as plantações de amendoim, altamente suscetíveis a *M. arenaria*, intercaladas com as gramíneas ou o algodão, apresentaram um menor número de J2 que aquelas cultivadas continuamente (Rodríguez-Kábana *et al.*, 1991). Outro detalhe importante é a comparação entre o cultivo intercalado com o cultivo utilizando defensivo químico. O uso de Aldicarb diminuiu a população de J2 em relação ao cultivo contínuo sem agrotóxico, mas essa redução foi menor do que a observada em plantações com rotação de culturas, ressaltando a importância dessa estratégia para o manejo e o controle dos nematóides de galhas. Carneiro *et al.* (2006) analisaram a reação de 13 espécies de gramíneas a *M. incognita*, *M. paranaensis* e *M. javanica*, em casa de vegetação e com avaliação do sistema radicular, obtendo bons resultados para o uso dessas plantas no manejo dos nematóides de galhas. Entre as gramíneas presentes neste

trabalho estavam o triticale (*Triticum aestivum* L. X *Secale cereale* L.), o azevém, a alfafa (*Medicago sativa* L.), o capim pé de galinha (*Cy. dactylon* L.) e capins do gênero *Brachiaria*. Todos foram resistentes a *M. incognita* raças 1 e 3 e *M. paranaensis*, com exceção do capim pé de galinha, e todos foram resistentes a *M. javanica*, com exceção do triticale 981 e capim marmelada (*Brachiaria plantaginea*).

Gramíneas forrageiras, especialmente as do gênero *Brachiaria*, têm efeito positivo no controle de *M. incognita* e *M. javanica*. Algumas espécies, como a *B. brizantha* e a *B. decumbens*, eliminaram quase que totalmente as duas espécies de nematóides em experimento conduzido em casa de vegetação, com incorporação da parte aérea ao solo e posterior plantio de tomateiros (Dias-Arieira *et al.*, 2003). Em um estudo sobre penetração e desenvolvimento de *M. incognita* e *M. javanica* nessas mesmas gramíneas, observou-se que a penetração dos J2 foi menor que em soja (testemunha), e os J2 que entravam no sistema radicular não completavam o seu ciclo, se desenvolvendo, no máximo, até J4 (Dias-Arieira *et al.*, 2002).

Em Dias-Arieira *et al.* (2003), o milho BR-106, uma espécie que tem sido muito usada em sucessão de culturas, em diferentes regiões brasileiras, possibilitou a reprodução de *M. incognita*. Segundo Asmus & Andrade (1997), quatro cultivares de milho, Hatã 2000, G 600, C 606 e Pioneer 3210, apresentaram baixo número de ovos/grama de raiz quando testadas com *M. incognita*. Os mesmos autores, no mesmo ano, analisaram a reprodução de *M. javanica* em 41 cultivares de milho, em casa de vegetação. Desses, somente seis cultivares foram classificadas como resistentes, incluído os quatro que foram resistentes a *M. incognita*.

O milheto (*Pennisetum glaucum* L.) é uma gramínea anual que tem tido, nos últimos tempos, um aumento da área plantada, sobretudo nas regiões de Cerrado, pelo enorme potencial de cobertura do solo em do plantio direto, bem como para o uso como forrageiro na pecuária de corte ou de leite (Filho *et al.*, 2003). Apresenta excelente valor nutritivo, boa palatabilidade, e digestibilidade em pastejo, sendo atóxica aos animais (Kichel & Miranda, 2000). Devido às boas características agrícolas desta planta, surge o interesse por pesquisas relacionadas à rotação de cultura. Silva & Carneiro (1992) testaram diversas espécies de verão e inverno às raças 1, 2 e 4 de *M. incognita*, entre elas, *Cr. juncea*, *Cr. spectabilis*, *Cr. grantiana*, mucuna preta, guandu anão, aveia branca e o milheto. Esse último multiplicou todas as raças de nematóides juntamente com o feijão de porco, o lablab (*Dolichos lablab* L.), a ervilha e a *Cr. juncea*, que não foram recomendadas para áreas infestadas

com este nematóide. A soja perene (*Glycine wightii*), a alfafa, a ervilhaca comum, o azevém e o nabo forrageiro foram resistentes a algumas espécies e raças de nematóides e suscetíveis a outras, e as crotalárias (exceto a *Cr. juncea*), mucunas, guandus e serradela (*Ornithopus compressus* Brot.) mostraram-se resistentes a todas as raças (Silva & Carneiro, 1992), confirmando a caracterização dessas plantas como boas antagonistas. Resultado semelhante foi citado por Dias-Arieira *et al.* (2003) em que o milho (*P. americanum*) favoreceu a reprodução de *M. incognita* e *M. javanica*, não sendo assim recomendado para rotação de culturas. Os próprios autores afirmam, entretanto, que os resultados são contraditórios. Timper & Hanna (2005) avaliaram a reprodução de duas variedades de milho, HGM-100 e TifGrain 102, e compararam os resultados com os resultados de algodão, amendoim e milho. O nematóide das galhas desse experimento foi *M. javanica* raça 3 (outros 3 nematóides também foram avaliados: *Belonolaimus longicaudatus*, *Paratrichodorus minor* e *Pratylenchus brachyurus*). *M. javanica* reproduziu muito em amendoim (FR=43), reproduziu moderadamente em milho e nas duas cultivares de milho (FR>1) e praticamente não se reproduziu em algodão (FR=0,01), que foi caracterizado não hospedeiro. A variedade HGM-100 comportou-se como melhor hospedeira de *M. javanica* (FR=6) do que TifGrain 102 (FR=2).

A aveia é uma planta de inverno anual largamente cultivada no sul do país, mas também viável no norte, na época chuvosa do ano, quando o suprimento de água for adequado (Derpsch & Calegari, 1992). Além de alimentação humana e animal, essa planta produz considerável matéria orgânica e protege o solo contra agentes mecânicos. Brito & Ferraz (1987) testaram várias espécies de gramíneas para *M. javanica*, entre elas a aveia preta, não obtendo bons resultados com esta planta. Neste experimento observou-se a presença de galhas e massas de ovos em aveia não sendo, então, recomendada como antagonista. Carneiro *et al.* (2006) testaram 35 cultivares de aveia a *M. incognita* raça 1 e 3 e *M. paranaensis* sendo 11 cultivares de aveia preta e 24 cultivares de aveia branca. Todas as plantas desse experimento foram resistentes simultaneamente aos três nematóides, porém, nem todas foram recomendadas para o seu controle. Em algumas cultivares, 10% das plantas da repetição apresentou reação de suscetibilidade (FR>1), indicando que uma espécie ou raça está conseguindo desenvolver seu ciclo. Embora a porcentagem de plantas suscetíveis seja baixa, o nematóide não está sendo controlado, pelo contrário, sua população aumentaria segundo os autores. Barradas

et al.(2001) afirmaram que a aveia preta se destacou como adubo verde de inverno, com grande produção de massa seca e acúmulo de nitrogênio na parte aérea, juntamente com o tremoço (*Lupinus albus* L.) e a ervilhaca.

Os resultados obtidos para *M. incognita* e *M. javanica* em experimentos realizados por (Dias-Arieira *et al.*, 2003) em diferentes épocas, com azevém, apresentaram alta variabilidade dos dados. Como os experimentos foram repetidos, em épocas diferentes, esse comportamento pode ter sido conseqüência de diferenças em fotoperíodo e/ou temperatura, uma vez que a cultura é recomendada para o plantio outono /inverno. Costa & Ferraz (1990) avaliaram 10 plantas de inverno, dentre elas o azevém, o centeio (*S. cereale* L.), o triticale, tremoço branco e nabo forrageiro e uma planta de verão, o guandu (*Cajanus cajan* (L.) Milsp.) quanto ao efeito antagônico a *M. javanica*. Nesse experimento, não houve cálculo do fator de Reprodução e sim avaliação, apenas, do número de galhas e massas de ovos por raiz. Somente o guandu foi considerado bom_agonista. Costa *et al.* (1998), fazendo uma comparação entre o guandu e o tomateiro, quanto à penetração e o desenvolvimento de juvenis de *M. javanica*, concluíram que as duas espécies permitem a penetração e o desenvolvimento do nematóide, mas somente no tomateiro os nematóides completaram o seu desenvolvimento. A população que se desenvolveu no guandu foi baixa e tardia, ou seja, *M. javanica* demorou a completar seu ciclo nessa espécie.

2.3.3 Outras informações importantes

O girassol (*Helianthus annuus* L.) é uma cultura de inverno com múltiplos usos, óleo para alimentação humana, torta para alimentação animal, forragem, adubação verde, como agente protetor do solo, planta medicinal dentre outros. (Derpsch & Calegari,1992). Os mesmos autores relataram, ainda, que o girassol melhora as condições de sanidade do solo, quebrando o ciclo de algumas doenças e pragas. Sharma e Amabile (1999), ao identificarem os fitonematóides associados a genótipos dessa planta em condições de Cerrado concluíram que 100% das cultivares estavam contaminadas com *M. javanica* mostrando a importância desse parasita em relação a essa cultura.

A mamona (*Ricinus communis* L.) foi utilizada, nos Estados Unidos, em experimentos envolvendo rotação de cultura com amendoim, juntamente com

gramíneas para o controle de *M. arenaria*. Os resultados foram positivos para o controle dos nematóides, além de outros benefícios observados em relação ao controle de outros organismos, como fungos (Rodríguez-Kabana *et al.*, 1991). Resultados semelhantes foram obtidos por Rao *et al.* (1998) com *M. incognita* no cultivo de berinjela, quando associou mamona com micorriza (*Glomus fasciculatum*).

Fernandes & Asmus (2007) estudaram a reação do pinhão manso (*Jatropha curcas*) a *M. javanica*, devido ao crescente interesse por esta cultura por causa do seu potencial para a produção de energia renovável. Concluíram que, em concentrações crescentes de nematóides, essa planta se comportou como resistente de acordo com o número de ovos/juvenis por grama de raiz.

Wutke *et al.* (2004) analisaram a qualidade de frutos de videira “Niágara Rosada” em cultivo intercalar com gramíneas e leguminosas. Este trabalho ressaltou a preocupação em se escolher a cultura certa para intercalar com videiras, a fim de que a qualidade do fruto não seja alterada. A conclusão foi que a cobertura morta de capim, tradicionalmente utilizada nas ruas do parreiral, pode ser substituída pelo cultivo intercalar de aveia preta, tremoço no outono-inverno, seguidos de mucuna anã, na primavera-verão, sem alterações na qualidade dos frutos da videira (Wutke *et al.*, 2004).

Não há relatos, ainda, de uso de rotação de culturas com plantas antagonistas para o controle de *M. ethiopica*. Carneiro *et al.* (2003) relatou a reação de diferentes plantas a esse nematóide, sendo o tomateiro cv. Rutgers, o fumo cv. NC95 (*Nicotiana tabacum* L.), a melancia cv. Charleston Gray (*Citrullus vulgaris* Schrader), o arroz cv. BR 410 (*Oryza sativa* L.) e a videira cv. Niágara rosa (*Vitis labrusca* L.) bons hospedeiros para *M. ethiopica*, assim com quivi (*Actinia deliciosa*), pêssago (*Prunus persica*) e soja cv. Cristalina (*Glycine max*). Somavilla *et al.* (2006) estudaram a resistência de sete cultivares de morangueiro (*Fragaria x ananassa* Duch) a *M. ethiopica* em condições de casa de vegetação e concluíram que todos os genótipos apresentaram $FR < 1$ e seis cultivares comportaram-se como imunes. Estes autores recomendam o morangueiro em esquemas de rotação de culturas.

3. OBJETIVO GERAL

Sugerir sistema de rotação de culturas para o controle adequado de *M. ethiopica*. O foco principal são as áreas de cultivos de videiras e quivi, mais ameaçadas pelo patógeno, mas a rotação de culturas pode ser adaptada para outras atividades agrícolas.

3.1 Objetivo específico

Selecionar plantas antagonistas a *M. ethiopica* que possam ser utilizadas em rotação ou sucessão de culturas a fim de controlar o nematóide, melhorar a qualidade do solo e todo o ambiente agrícola e propiciar ganho econômico ao produtor.

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1. Produção e seleção das mudas

Foram selecionadas, pela possibilidade de uso em sucessão de culturas, 52 espécies/cultivares de plantas de verão e inverno para este ensaio (Tabela 1). Devido ao volume de plantas e as limitações de espaço, o trabalho foi desenvolvido em duas etapas: a primeira semeadura ocorreu em outubro de 2006 e a segunda em abril de 2007. O tomateiro cv. Santa cruz foi a planta utilizada como padrão de suscetibilidade. Nas duas fases, as sementes foram colocadas para germinar em vaso plástico de 3 litros contendo mistura de terra, areia e adubo orgânico, na proporção de 2:2:1, e esterilizada em autoclave própria para solo por duas horas à 120° C. Todo o experimento foi conduzido em casa de vegetação. Foram colocadas três sementes grandes por vaso, ou seis sementes pequenas por vaso. O azevém, a *Cr. spectabilis* e o pinhão manso constituíram exceções, já que as duas primeiras espécies foram postas para semear em sementeira, em substrato estéril com as mesmas proporções da mistura utilizada nos vasos, devido à dificuldade para germinarem. O pinhão manso foi pré-germinado e depois colocado diretamente em vasos.

Quando as plântulas atingiram 5 cm de altura (Figura 4) foi feito o desbaste, para que apenas uma permanecesse no vaso. No caso do azevém e da *Cr. spectabilis*, as mudas foram retiradas da sementeira e em seguida transplantadas. Cada espécie/cultivar correspondeu a um tratamento, e o delineamento foi de blocos ao acaso com oito repetições. A temperatura na casa de vegetação variou entre 25 e 30°C As plantas foram regadas quando necessário e os tratos culturais se restringiram à retirada de folhas velhas, flores e frutos e o controle de pragas foi feito, na maioria das vezes, manualmente. Devido à presença de algumas plantas com oídios e ácaros, utilizou-se controle químico da parte aérea com fungicida/acaricida a base de enxofre (Thiovit – 800g por kg).

4.2. Preparação do inóculo

A população de *M. ethiopica* proveniente de Farroupilha, Rio Grande do Sul, foi reproduzida em tomateiro cv. Santa Cruz. A extração foi feita de acordo com o método de Hussey & Barker (1973) modificado, já que as raízes do tomateiro não

foram quebradas e agitadas manualmente e sim batidas no liquidificador por cerca de um minuto e meio com hipoclorito de sódio a 0,5% para a liberação dos ovos. 10 ml contendo 5000 ovos dessa suspensão foram inoculadas em orifícios próximos ao sistema radicular das plantas. Nos três dias após a inoculação as plantas foram cuidadosamente regadas, com o mínimo de água, para evitar que o inóculo fosse perdido através da lixiviação.

4.3. Corte da parte aérea e retirada das raízes do solo

Ao completar 60 dias, a parte aérea das plantas foi cortada e descartada. As raízes, então, foram cuidadosamente retiradas do vaso tendo-se tomado o cuidado de evitar que as plantas fossem regadas antes da extração. Esta medida é importante para facilitar a lavagem do sistema radicular e minimizar as perdas de raízes. Todo o material que sobrou na casa de vegetação, como vasos e partes aéreas, foi colocado em sacos plásticos, sendo a terra autoclavada.

4.4. Extração dos ovos, coleta de dados e avaliação

Os sistemas radiculares das espécies/cultivares foram lavados no laboratório e o excesso de água foi retirado com papel. As raízes foram então pesadas e coradas em solução aquosa de floxina básica (0,015mg/l) por 20 minutos para observação das massas de ovos com auxílio de lupa. Em seguida, procedeu-se a extração de ovos de acordo com o método de Hussey & Barker, (1973) modificado, utilizando-se liquidificador por 2 minutos com hipoclorito de sódio a 1%. A contagem dos ovos por ml foi realizada em lâminas de Peters no microscópio de luz. A avaliação foi feita com base nos índices de galhas (IG) e massas de ovos (IOM), número de ovos/g de raiz e pelo fator de reprodução ($FR = \text{população final/população inicial}$). Foram consideradas **boas hospedeiras** plantas com **$FR > 1$** , **más hospedeiras** plantas com **$FR < 1$** e imunes aquelas que apresentaram $FR = 0$. Os dados coletados foram transformados em $\log_{10}(x + 1)$ e analisados pelo teste de Scott-Knott (1974).

Tabela 1. Plantas de verão e inverno avaliadas quanto à hospedabilidade de *M. ethiopica*.

Nome vulgar/cultivar	Nome científico	Estação	Nome vulgar/cultivar	Nome científico	Estação
Arroz Pelotas	<i>Oryza sativa</i> L.	verão	Feijão mungo	<i>Vigna radiata</i> (L.) R. Wilcz	verão
Alfafa crioula	<i>Medicago sativa</i> L.	inverno	Feijão de porco	<i>Canavalia ensiformes</i> (L.) D.C.	verão
Amendoim	<i>Arachis hypogaea</i> L.	verão	Feijão arroz	<i>Vigna umbellata</i> (Thunb.) Ohwi & H. Ohashi	verão
Aveia branca IAPAR 126	<i>Avena sativa</i> L.	inverno	Guandu forrageiro PPI 832	<i>Cajanus cajan</i> (L.) Milsp.	verão
Aveia preta IAPAR 161	<i>Avena strigosa</i> Schreb.	inverno	Guandu anão IAPAR 43	<i>Cajanus cajan</i> (L.) Milsp.	verão
Azevém	<i>Lolium multiflorum</i> Lam.	inverno	Girassol híbrido hélio 250	<i>Helianthus annuus</i> L.	inverno
Centeio IPR 69	<i>Secale cereale</i> L.	inverno	Girassol cultivar Embrapa 122	<i>Helianthus annuus</i> L.	inverno
Crotalária	<i>Crotalaria lanceolata</i> E. Mey	verão	Lablab	<i>Dolichos lablab</i> L.	verão
Crotalária	<i>Crotalaria grantiana</i> Harvey	verão	Milheto ADR 500	<i>Pennisetum glaucum</i> L.	verão
Crotalária	<i>Crotalaria juncea</i> L.	verão	Mamona IAC 80	<i>Ricinus communis</i> L.	verão
Crotalária	<i>Crotalaria apioclice</i>	verão	Milho AG 5020 <i>Linnaeus</i>	<i>Zea mays</i> L.	verão
Crotalária	<i>Crotalaria anagyroides</i>	verão	Mucuna anã	<i>Mucuna deeringiana</i> Bort	verão
Crotalária	<i>Crotalaria spectabilis</i> Roth	verão	Mucuna preta	<i>Mucuna aterrima</i> (Piper et Trary) Merr.	verão
Crotalária	<i>Crotalaria okroelvka</i>	verão	Mucuna cinzenta	<i>Mucuna cinerea</i>	verão
Canola H420	<i>Brassica napus</i> L.		Mucuna verde	<i>Mucuna</i> sp.	verão
Capim moha	<i>Setaria italica</i> L.	verão	Nabo forrageiro IPR 116	<i>Raphanus sativus</i> L.	inverno
Capim pé de galinha gigante	<i>Cynodon dactylon</i> L.	verão	Pinhão manso	<i>Jatropha curcas</i> L.	verão
Dente de burro	<i>Euchlaena mexicana</i> Schrad.	verão	Serradela	<i>Ornithopus compressus</i> Brot.	inverno
Clitória	<i>Clitoria ternata</i> L.	verão	Soja perene	<i>Glycine wightii</i>	verão
Cartamo	<i>Carthamus tinctorius</i> L.	verão	Sorgo SARA	<i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench	inverno
Ervilha IAPAR 74	<i>Pisium sativum</i> L.	inverno	Timbó	<i>Ateleia glazioviana</i> Baill.	
Ervilha forrageira IAPAR 83	<i>Pisium arvense</i> L.	inverno	Tremoço branco cultivar Floresta	<i>Lupinus albus</i> L.	inverno
Ervilhaca comum	<i>Vicia sativa</i> Both	inverno	Tremoço azul IAPAR 24	<i>Lupinus angustifolius</i> L.	inverno
Ervilhaca peluda	<i>Vicia villosa</i> L.	inverno	Trigo sarraceno IPR 92	<i>Fagopyrum esculentum</i> Moench	inverno
Feijão caupi Espace 10	<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp	verão	Triticale IPR 111	<i>X Triticosecale</i> Wittmack	inverno
Feijão caupi australiano	<i>Vigna unguiculata</i> (L.) Walp	verão	Tefrósia	<i>Tefrosia vogelii</i>	verão



Figura 4. Exemplos de mudas, após o desbaste, das plantas avaliadas.

5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados de hospedabilidade de 52 espécies/cultivares de plantas de verão e inverno a *M. ethiopica*, encontram-se nas tabelas dois e três, respectivamente. Os índices de galhas e massas de ovos bem como o aspecto geral das plantas suscetíveis e resistentes variou muito de uma espécie/cultivar para outra (Figura 5).

Amendoim, *Cr. apioclise*, *Cr. grantiana*, *Cr. spectabilis*, feijão caupi, feijão caupi australiano, mucuna anã e os guandus forrageiro e anão foram as culturas de verão que apresentaram $FR < 1$ e, portanto foram más hospedeiras de *M. ethiopica*. Para o inverno, as plantas que melhor responderam como não hospedeiras foram aveia preta, centeio, azevém, nabo forrageiro (*R. sativus*). Destacam-se ainda, o sorgo SARA e a mamona, que não reproduziram o nematóide ($FR = 0$) que foram classificadas como imunes.

Apesar de ter promovido a reprodução do nematóide, a mucuna preta não apresentou o maior valor de fator de reprodução que ficou com a mucuna cinza seguida da mucuna verde. Mucuna preta e mucuna cinza não apresentaram galhas nem massas de ovos, e esses parâmetros também foram baixos para mucuna verde, mostrando que somente pela observação desses índices não se pode afirmar que uma planta é boa antagonista. Sabe-se que a formação de galhas é uma reação secundária ao parasitismo por *Meloidogyne*, e não está vinculada à eficiência das células gigantes nutrirem o nematóide. Um exemplo disso é que parte das gramíneas analisadas, como milho, arroz, milheto, capim moha e capim pé de galinha, tiveram IG entre 0 e 5 galhas e não se comportaram como antagonistas.

Como não existem trabalhos com plantas antagonistas com relação ao controle de *M. ethiopica*, a discussão envolveu dados obtidos com outras espécies/raças de nematóides de galhas.

No presente trabalho a cultivar de sorgo SARA foi imune a *M. ethiopica*. Resultado semelhante foi observado por Carneiro *et al.* (1998), que, ao selecionarem plantas de inverno e verão para controle de *M. javanica* e *M. incognita*, concluíram que a espécie de sorgo estudada (*Sorghum vulgare* cv. AG1017) foi resistente a ambas. Em situação de campo, Rodriguez-Kábana (1991) constatou que a rotação da soja com o sorgo aumentou a produtividade e foi útil para o controle de diversos nematóides entre eles *M. arenaria*. Entretanto, existe relato contrastante; Asmus *et*

Tabela 2. Reação de espécies/cultivares de plantas de verão a *M. ethiopica* quando inoculadas com 5000 ovos do nematóides e avaliados 60 dias após a inoculação em casa de vegetação.

Nome comum	MFR	Nº ovos por grama de raiz**	índice de galhas(IG)*	índice de massa de ovos (IMO)*	Fator de reprodução (FR)**	Reação
Sorgo	96,50	0,00	0,00	0,00	0,00a	I
Mamona	127,30	0,00	1,25	0,00	0,00a	I
Amendoim	6,37	356,97	0,00	0,00	0,32a	R
<i>Cr. grantiana</i>	27,93	73,05	0,00	0,00	0,28a	R
<i>Cr. apioclise</i>	48,43	2,68	0,00	0,00	0,02a	R
<i>Cr. spectabilis</i>	21,56	134,28	1,25	0,00	0,35a	R
Feijão caupi	28,20	164,79	0,75	1,12	0,76a	R
Feijão caupi australiano	25,90	166,81	0,00	1,37	0,85a	R
Guandu anão	14,25	1,42	0,00	0,00	0,03a	R
Guandu forrageiro	22,75	6,00	1,00	0,38	0,02a	R
Mucuna anã	46,50	21,88	0,00	0,00	0,19a	R
Arroz	98,62	107,70	2,75	2,25	2,06b	S
Cartamo	74,75	198,13	5,00	1,75	2,67b	S
<i>Crotalaria juncea</i>	29,60	620,37	1,37	1,75	3,71c	S
<i>Cr. lanciolata</i>	41,50	603,81	1,37	2,12	3,50b	S
<i>Cr. anaguroides</i>	193,62	167,01	1,25	2,00	6,40c	S
<i>Cr. okrelvka</i>	188,75	86,79	1,50	2,00	2,70b	S
<i>Clitoria ternata</i>	19,18	370,02	3,62	0,00	1,36b	S
Capim pé de galinha Gigante	45,37	1539,29	1,75	3,87	12,84c	S
Dente de burro	94,64	56,25	3,00	1,17	1,00b	R
Feijão mungo	30,80	12897,02	4,50	4,75	73,97e	S
Feijão de porco	43,50	709,61	3,37	1,00	6,22c	S
Feijão arroz	34,90	7289,60	4,125	4,25	43,28e	S
Lablab	89,62	239,98	1,87	1,74	5,06c	S
Milho	166,56	392,72	2,62	3,00	11,70c	S
Mucuna cinza	52,00	414,50	0,00	0,00	4,73c	S
Mucuna preta	46,43	216,77	0,00	0,00	1,95b	S
Mucuna verde	74,00	475,27	2,12	1,75	6,96c	S
Pinhão manso	27,87	794,76	0,13	2,00	4,34c	S
Soja perene	43,06	247,78	1,00	0,00	2,02b	S
<i>Tefrosia voguelii</i>	40,14	12229,37	4,50	3,25	74,19e	S
Timbó	4,93	1679,97	2,75	0,00	1,54b	S
Tomateiro	225,00	527,30	5,00	5,00	34,99e	S

(*) Índice de galhas ou massas de ovos: 0 = nenhuma galha ou massa de ovos, 1 = 1-2 galhas ou massas de ovos, 2 = 3-10, 3 = 11-30, 4 = 31-100, 5 – maior ou igual a 100 galhas ou massas de ovos (Barker & Sasser, 1985).

(**) Letras distintas indicam diferenças significativas pelo teste de Scott-Knott (1974), com dados transformados para $\log_{10}(x+1)$.

Reação: R = resistente, S = suscetível, I = imune.

MFR = Massa Fresca de Raiz.

Tabela 3. Reação de espécies/cultivares de plantas de inverno a *M. ethiopica* quando inoculadas com 5000 ovos do nematóide e avaliadas 60 dias após a inoculação em casa de vegetação.

Nome comum	MFR	Nº ovos por grama de raiz**	índice de galhas (IG)*	índice de massa de ovos (IMO)*	Fator de reprodução (FR)**	Reação
Aveia Preta	18,75	98,24	2,37	2,50	0,28a	R
Azevém	136,43	12,29	1,00	1,12	0,37a	R
Centeio	39,93	91,99	3,62	2,62	0,63a	R
Nabo forrageiro	112,18	5,10	0,00	0,00	0,09a	R
Alfafa crioula	78,81	156,69	0,00	0,00	2,30a	S
Aveia Branca	112,93	235,39	3,25	3,13	6,16c	S
Canola	44,56	1442,72	2,12	3,50	12,06c	S
Capim moha	24,75	4220,70	1,12	2,50	15,13c	S
Ervilha	13,00	20315,96	4,62	4,87	45,22e	S
Ervilha forrageira	18,81	7989,34	3,62	4,12	25,97e	S
Ervilhaca comum	113,40	464,02	1,34	4,25	7,16c	S
Ervilhaca forrageira	69,00	3325,67	4,75	4,37	36,58d	S
Girassol híbrido	51,12	2912,52	4,00	4,24	25,49d	S
Girassol cultivar	138,70	2466,66	4,50	3,75	20,68d	S
Milheto	58,93	208,69	0,00	2,00	1,03b	S
Serradela	73,71	135,69	0,00	0,00	1,10b	S
Tremoço branco	27,40	12312,84	5,00	4,87	43,30e	S
Tremoço azul	48,20	2715,46	3,87	3,87	25,44d	S
Trigo sarraceno	46,18	593,75	2,87	1,13	3,90c	S
Triticale	53,35	551,64	3,50	2,50	6,32c	S
Tomateiro	225,00	527,30	5,00	5,00	34,99e	S

(*) Índice de galhas ou massas de ovos: 0 = nenhuma galha ou massa de ovos, 1 = 1-2 galhas ou massas de ovos, 2 = 3-10, 3 = 11-30, 4 = 31-100, 5 – maior ou igual a 100 galhas ou massas de ovos (Barker & Sasser, 1985).

(**) letras distintas indicam diferenças significativas pelo teste de Scott-Knott (1974), com dados transformados para $\log_{10}(x+1)$.
Reação: R = resistente, S = suscetível, I = imune.

MFR = Massa Fresca de Raiz.

al. (2005) verificaram que o sorgo cv. IPA-7301011 foi suscetível ao *M. incognita* raças 2 e 4.

A mamona foi outra planta que apresentou imunidade a *M. ethiopica*. Essa planta aparece em vários trabalhos como importante agente no controle do nematóide de galhas. Em rotação de culturas, a mamona se mostrou promissora no controle de *M. arenaria* mesmo quando a população do nematóide foi alta (Rodriguez-Kabana *et al.*, 1991). Ritzinger & McSorley (1998), em seus trabalhos sobre efeito de coberturas orgânicas sobre *M. arenaria*, concluíram que a mamona controlou esse parasita pela liberação de substâncias tóxicas, da mesma forma que a mucuna, melhorando a qualidade física e biológica do solo.

São diversos os trabalhos sobre o uso de crotalárias e mucunas para o controle de *Meloidogyne* sp. Com relação a *M. ethiopica*, essas plantas também foram eficientes. Das crotalárias, a que obteve menor fator de reprodução foi a *Cr. apioclice*, seguida pela *Cr. grantiana* e pela *Cr. spectabilis*. Essas duas últimas, com 60 dias, possuíam os sistemas radiculares bem menos desenvolvidos que a *Cr. apioclice* da mesma idade, sendo esse mais um fator favorável à esta última. Os resultados com *Cr. spectabilis* foram similares aos obtidos por Inomoto *et al.* (2006), Guimarães *et al.* (2003) e Asmus & Ferraz (1988), para outras espécies de *Meloidogyne*. Outra planta muito estudada como antagonista a *Meloidogyne* spp. é *Cr. juncea*, que reproduziu *M. ethiopica* com fator semelhante a de outras espécies, como pinhão manso, lablab, *Cr. lanciolata* e mucuna cinza, cujos FRs não foram extremamente altos, mas indicaram que essas plantas podem aumentar a população dessa espécie de nematóide, não sendo recomendadas para rotação.

Das quatro espécies de mucunas estudadas, no presente trabalho, somente a mucuna anã foi boa antagonista. Segundo resultados para outras espécies de *Meloidogyne*, a mucuna possui boas propriedades antagonistas dependendo da forma como é utilizada. Em diversos trabalhos com mucunas, para o controle de *Meloidogyne* spp. a parte aérea foi incorporada ao solo e devido a liberação de substâncias tóxicas aos nematóides no processo de decomposição houve antagonismo (Moraes *et al.*, 2006; Inomoto *et al.*, 2006; Asmus & Ferraz, 1988). Resende *et al.* (1987) não incorporaram a massa verde ao solo e, como observado no presente trabalho, não obtiveram bons resultados para a mucuna. Asmus & Ferraz realizaram as duas situações: campo, com incorporação da parte aérea, e em casa de vegetação, analisando somente o sistema radicular e observaram diferenças de comportamento da mucuna preta nas duas situações, atuando como antagonista somente no campo. Lopes *et al.* (2005) avaliaram o efeito da incorporação da parte aérea de mucuna preta no solo, e constataram que este tratamento tem efeito na supressão de *M. incognita* e *M. javanica*. Resende *et al.* (1987) estudaram a reação de seis espécies de mucuna a *M. javanica* e *M. incognita* e concluíram que todas foram suscetíveis a *M. javanica* e hospedeiras desfavoráveis a *M. incognita* raça 3, sendo portanto não recomendadas para um sistema de rotação para o controle de *M. javanica*.

Não houve diferença estatística significativa quanto à hospedabilidade das duas variedades de guandu. Os resultados do guandu para *M. ethiopica* foram

semelhantes aos obtidos por Costa *et al.* (1998), Silva & Carneiro, (1992), Costa & Ferraz (1990) e Antônio & Neumaier (1986), nos quais o guandu foi praticamente imune a três raças de *M. incognita*. No trabalho de Inomoto *et al.* (2006) houve diferença de comportamento entre o guandu “Fava Larga” e o guandu anão “Iapar 43” para *M. javanica*. O primeiro foi suscetível ao nematóide e o segundo quase imune.

O feijão caupi e feijão caupi australiano (*Vigna unguiculata*) tiveram um resultado curioso: ambos foram resistentes ao nematóide, mas nas repetições houve plantas que tiveram $FR > 1$ (três para o feijão caupi e duas para o feijão caupi australiano). O feijão caupi australiano não apresentou galhas, mas o seu fator de reprodução foi ligeiramente maior do que o do feijão caupi. Os dados deste experimento estão de acordo com Bendezu *et al.* (2004) que avaliaram a resistência de três cultivares dessa espécie e observaram que todas foram resistentes a *M. haplanaria* e *M. arenaria*. Silva *et al.* (2007) avaliaram 37 genótipos de feijão caupi de acordo com o índice de massa de ovos (IMO) e concluíram que somente três foram bons hospedeiros de *M. incognita* raça 1. Os demais tiveram avaliação que variou de altamente resistente a levemente resistente o que não foi feito neste trabalho com *M. ethiopica*. Swanson & Gundy (1984), ao estudarem a reação de diferentes cultivares de feijão caupi a *M. incognita* e *M. javanica*, concluíram que a variação é grande, podendo haver cultivar com resistência a ambos os nematóides e outra suscetível aos dois. Para *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann, 1988, o feijão caupi foi suscetível (Guimarães *et al.*, 2003).

O amendoim também não foi bom hospedeiro para *M. ethiopica*. Em um sistema de rotação é importante oferecer ao produtor alternativas que associem melhora nas condições físico-químicas e biológicas do solo e ganho econômico. O amendoim pode oferecer essas vantagens. Guimarães *et al.* (2003) afirmaram que o amendoim foi imune a *M. mayaguensis* ($FR = 0$), mas ao fazer análise dos tecidos das raízes dessa planta encontraram nematóides em diferentes estágios de desenvolvimento (J2 e fêmeas sem ovos), o que leva à conclusão de que o parasita penetra no sistema radicular, mas não completa o seu desenvolvimento.

A cultivar de milho AG 5020 testada para *M. ethiopica* foi altamente suscetível a este nematóide. Os resultados encontrados para o milho, em relação a *M. ethiopica* são semelhantes aos constatados por e Medeiros *et al.* (2001), quando se observou que todas as cultivares testadas foram suscetíveis a *M. javanica*. Os

genótipos de milho testados por Moritz *et al.* (2003) foram igualmente suscetíveis a *M. incognita* (raça 1 e 3), mas apenas um dos trinta avaliados foi bom hospedeiro de *M. paranaensis*. Manzone *et al.* (2000) avaliaram 40 cultivares de milho, duas delas, P30F33 e Tork, também avaliadas por Moritz *et al.* (2003), a maioria se comportou como resistentes a *M. javanica*. As cultivares testadas por Manzone *et al.* (2000) não foram as mesmas usadas no experimento de Medeiros *et al.* (2001) indicando a variedade de dados e diferenças de comportamento de acordo com a cultivar. Carneiro *et al.* (2007) avaliaram 11 cultivares de milho, e todas foram suscetíveis as raças 1 e 3 de *M. incognita*, enquanto dez foram resistentes e uma imune (IPT5/02) a *M. paranaensis*. Nenhuma das cultivares avaliadas nos trabalhos citados foi a utilizada neste trabalho com *M. ethiopica*.

Das plantas de inverno, a que obteve o menor fator de reprodução foi o nabo forrageiro (*R. sativus*), seguido pela aveia preta, azevém e centeio (*S. cereale*). Os dados para nabo forrageiro estão de acordo com Carneiro *et al.* (1998) para *M. javanica* e *M. incognita*. Os resultados da aveia preta estão de acordo com Carneiro *et al.* (2006), Moritz *et al.*, (2003).e Carneiro *et al.* (1998). Esse último trabalho mostrou que todas as cultivares de aveia preta foram resistentes a duas raças de *M. incognita* (1 e 3) e *M. paranaensis*. Já Asmus *et al.* (2005) concluíram que a aveia preta CM, juntamente com o nabo forrageiro cv. oleiferus, foram suscetíveis a *M. incognita* raça 2 e 4 e *M. paranaensis*, não podendo ser utilizados como cultura de cobertura com a finalidade de suprimir essas espécies e raças de nematóides. A cultivar CM da aveia preta não foi avaliada por Carneiro *et al.* (2006). Brito & Ferraz (1987) encontraram massas de ovos e galhas de *M. javanica* em aveia preta, e afirmaram que, devido a esses resultados, essa espécie seria hospedeira do nematóide. *M. ethiopica* também formou, nessa espécie, galhas e massas de ovos. O fator de reprodução, no entanto, foi menor que 1, mostrando que é o número de ovos produzidos a variável mais importante para determinar a resistência da planta. Rossi & Montaldi (2004) afirmaram que as onze cultivares de *R. sativus* testadas em seus trabalhos foram suscetíveis a *M. javanica*. Costa & Ferraz, (1990) também avaliaram o azevém, o nabo forrageiro e o centeio pelo número de massas de ovos e galhas sem levar em conta o fator de reprodução, e não recomendaram essas espécies como boas antagonistas para *M. javanica*. Entretanto, Carneiro *et al.* (2006) corroboraram os dados do presente trabalho afirmando que o azevém foi resistente a duas raças de *M. incognita* (raça 1 e 3) e a *M. paranaensis*. Zasada *et*

al. (2007) avaliaram seis cultivares de centeio e constataram que quatro foram resistentes a *M. incognita* e que as melhores cultivares para a supressão do nematóide foram aquelas que possuíam maiores quantidades de substâncias denominadas de benzoxazinóides, as quais possuem atividade nematicida e são encontradas em concentrações diferentes na parte aérea e na raiz. Timper *et al.* (2006), também concluíram que o centeio não foi bom hospedeiro para *M. incognita*, resultado esse que foi observado também para *M. ethiopica*. As duas cultivares testadas de girassol foram boas hospedeiras de *M. ethiopica*, resultados que estão de acordo com Sharma & Amabile (1999), que detectaram que 100% das cultivares de girassol plantadas no Cerrado estavam contaminadas por *M. javanica*.

Plantas que em muitos trabalhos comportaram-se como boas antagonistas não foram eficientes para controlar *M. ethiopica*. Mucuna cinza, mucuna verde, soja perene, aveia branca e serradela foram boas antagonistas de raças de *M. incognita* segundo Silva & Carneiro (1992). *Cr. juncea* atuou no controle de *M. javanica* segundo Antônio & Neumaier (1986). O feijão de porco reduziu a população de *Meloidogyne* spp. em repolho (Moraes *et al.*, 2006). Timper *et al.* (2006) afirmaram que a ervilhaca peluda (*Vicia sativa*) não reproduziu *M. incognita* raça 3, em casa de vegetação e no campo. O milheto ADR 500 foi resistente a raça um de *M. incognita* e a *M. paranaensis*, mas foi bom hospedeiro para a raça três de *M. incognita* e para *M. javanica* (Carneiro *et al.* 2007). Entretanto, todas essas espécies, bem com a ervilhaca comum, ervilhas, tremoços e girassóis, plantas de inverno, foram altamente suscetíveis a *M. ethiopica*.

A grande variabilidade dos resultados pode ser devido às diferenças de comportamento e virulência de diferentes espécies e raças de *Meloidogyne*, além de diferenças de cultivares das espécies avaliadas. É necessário, então, que proceda a identificação dos parasitas em nível específico e que se estude a distribuição dos nematóides fitoparasitas no solo, o tipo de interação que há entre o parasita e a cultura que se pretende estabelecer na área para, com isso, sugerir a melhor forma de manejo.

Segundo Derpsch & Calegari (1992), as culturas de inverno aveia preta e nabo, plantadas antes de leguminosas, aumentam a produtividade dessas plantas e produzem uma quantidade considerável de massa verde, que podem ser utilizadas para adubação verde, no plantio direto e são de fácil manejo. O centeio tem seu

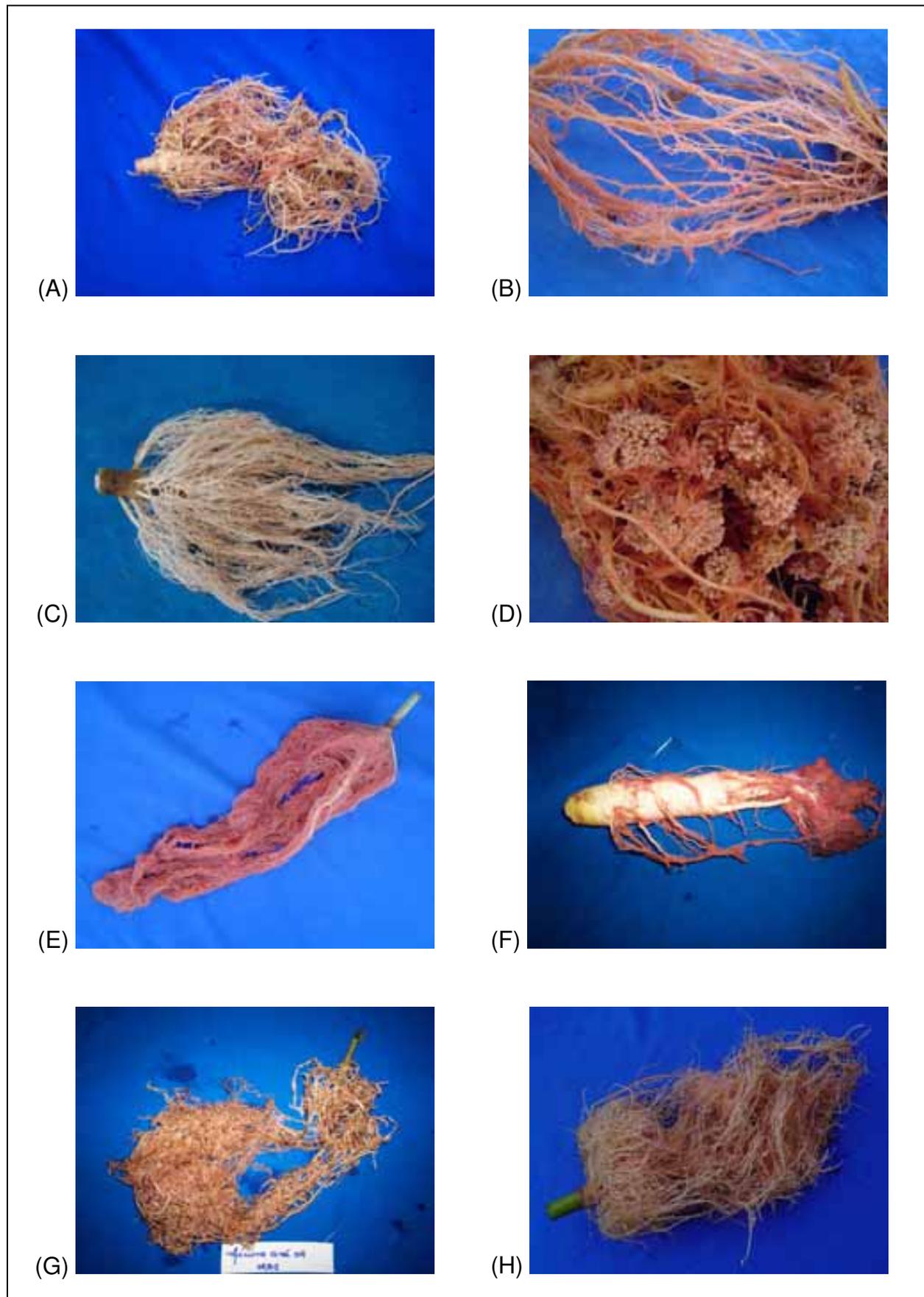


Figura 5. Raízes de plantas suscetíveis e resistentes a *M. ethiopica*. Suscetíveis: Tremçoço branco (A), Capim Moha (B), Girassol (C) e *Crotalaria anaguroides* (D). Resistentes: Mucuna anã (E), Nabo forrageiro (F), Guandu (G) e Mamona (H).

crescimento vegetativo favorecido quando é plantado após leguminosas. Todas essas culturas, além de diminuir a população de *M. ethiopica*, contribuem para a melhora na qualidade do solo e constituem fonte de renda. A mamona, por sua vez, pode ser plantada sozinha ou consorciada com os feijões ou amendoim, que são plantas que concorrem pouco com ela (Embrapa Algodão/2003).

Os resultados desse estudo sugerem o estabelecimento de medidas de controle baseadas no manejo de *M. ethiopica*, em áreas contaminadas pelo nematóide, através da rotação de culturas (Figura 6). No caso de viveiros contaminados (Carneiro *et al.*, 2007), como ocorre no Chile, sugere-se a retirada completa das mudas contaminadas, queima desses restos de cultura e o plantio em toda a área de plantas antagonistas, durante o período mínimo de dois anos; culturas de verão (mamona, sorgo, amendoim, *Cr. grantiana*, *Cr. apioclice*, *Cr. spectabilis*, guandu forrageiro e guandu anão) podem ser alternadas com de inverno (aveia preta, azevém, centeio e nabo forrageiro). As plantas daninhas devem ser arrancadas das áreas que estão sendo manejadas.

A segunda sugestão é para o produtor de uva ou quivi que não pode eliminar as plantas infectadas por *M. ethiopica* para a limpeza de área. Uma sugestão é intercalar as plantas antagonistas não hospedeiras com as videiras. Wutke *et al.* (2004) fizeram essa experiência com bons resultados no que diz respeito à qualidade dos frutos de videiras “Niágara Rosada”, utilizando mucuna anã e aveia preta como adubo verde no lugar da vegetação espontânea. O sistema de rotação de plantas de verão e inverno pode ser feito nas faixas do pomar ou parreiral desde que sejam observados alguns detalhes como a idade das videiras ou outra planta de ciclo longo. Deve-se plantar as antagonistas de ciclo curto quando as videiras estão jovens a fim de se evitar a competição por luz. O espaço mínimo entre as plantas também deve ser considerado para que não haja competição ou formação de microclima ideal para a proliferação de patógenos (Embrapa Clima Temperado/2005). A *Cr. apioclice*, por exemplo, pode ser plantada nas faixas com plantas maiores devido à sua altura que pode chegar a pouco mais de 1,50 m, em casa de vegetação. Por ocasião da renovação do pomar, as novas mudas de frutíferas devem ser plantadas nas entre linhas onde estavam as plantas antagonistas e nas linhas infestadas por *M. ethiopica* deve-se realizar o plantio de antagonistas.

Uma terceira alternativa para o produtor é associar agricultura com pecuária. Na área que se deseja eliminar *M. ethiopica* pode-se plantar pasto no inverno, como azevém ou aveia preta e feijão caupi, no verão. Os resíduos animais podem servir para adubar o solo, além da adubação verde, minimizando mais ainda o uso de fertilizantes químicos. A diversificação das atividades no campo tem sido bastante estimulada e constitui uma das premissas da agroecologia, citada no documento Agenda 21. A diversidade no ambiente rural contribui para a diminuição de pragas e doenças e melhorar a gestão dos recursos naturais, especialmente água e solo, que são a base de sustentação da agricultura. O mais importante é ressaltar a importância de se estudar e planejar bem a rotação de cultura para o sucesso da sanitização da área.

Quente		Frio		Quente
Janeiro	Abril		Junho	Setembro
Mucuna anã	→	Aveia	→	Amendoim
<i>Cr. spectabilis</i>	→	Azevém	→	Guandu
		↑		
		Pasto		
Feijão caupi	→	Centeio	→	<i>Cr. apioclice</i>
Mamona	→	Nabo	→	<i>Cr. grantiana</i> (Amendoim)
<i>Cr. grantiana</i>	→	Centeio	→	Guandu
		↑		
		Pasto		
<i>Cr. grantiana</i>	→	Azevém	→	Mucuna anã
Feijão caupi	→	Aveia	→	Amendoim

Figura 6. Sugestão de rotação de culturas para manejo de *M. ethiopica*.

7. CONCLUSÃO

Mamona, sorgo, amendoim, feijão caupi e feijão caupi australiano, *Cr. grantiana*, *Cr. apioclise*, *Cr. spectabilis*, guandu forrageiro e guandu anão são as plantas antagonistas de verão selecionadas para o controle de *M. ethiopica* e podem ser usadas em sistema de rotação de cultura com as plantas de inverno não hospedeiras: aveia preta, azevém, centeio e nabo forrageiro.

8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL 2004. São Paulo: FNP. (2003). 496p.

ANTÔNIO, H. & NEUMAIER, N. Reação de espécies vegetais melhoradoras do solo ao nematóide *Meloidogyne javanica*. Nematologia Brasileira. v.10 p.207-215.

ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M.; SAZAKI, C. S. S. & FERRAZ, M. A. Reação de algumas culturas de coberturas utilizadas no sistema plantio direto a *Meloidogyne incognita*. Nematologia Brasileira. v.29(1) p.47-52. 2005

ASMUS, G. L.; ANDRADE, P. J. M. Reprodução de *Meloidogyne incognita* em cultivares de milho. Fitopatologia Brasileira. v.22 (suplemento) p.324, 1997.

ASMUS, G. L. & ANDRADE, P. J. M. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em cultivares de milho. Nematologia Brasileira. v.21(2) p.39-47. 1997

ASMUS, R. M. F. & FERRAZ, S. Antagonismo de algumas espécies vegetais, principalmente leguminosas, a *Meloidogyne javanica*. Fitopatologia Brasileira. v. 13(1) p. 20-24, 1988.

AZEVEDO, D. M. P. Cultivo da Mamona – Tratos culturais. Embrapa algodão. 2003.

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. 122p. Rio de Janeiro, 2001.

BARKER, K. R.; CARTER, C. C. & SASSER, J. N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal-pattern morphology. In: An Advanced Treatise on *Meloidogyne* Vol. II Methodology. 1985.

- BARRADAS, C A. A.; FREIRE, L. R.; ALMEIDA, D. L. & DE-POLLI, H. Comportamento de adubos verdes de inverno na região da serra fluminense. Pesquisa Agropecuária Brasileira. v.36(12) p.1461-1468, 2001.
- BAIARDI, A. Biotecnologia para uma agricultura sustentável. In: 52ª Reunião Anual da SBPC, Brasília, 2000.
- BENDEZU, I .F.; MORGAN, E. & STARR, J .L. Hosts for *Meloidogyne haplanaria*. Nematropica. Vol.34(2) p.205-209, 2004
- BLUM, L. E. B.; CARES, J. E. & UESUGI, C. H. Fitopatologia: o estudo das doenças de plantas. 1ª Ed. 250p. Brasília: Otimismo, 2006.
- BRITO, J. A. & FERRAZ, S. Seleção de gramíneas antagonistas a *Meloidogyne javanica*. Nematologia Brasileira. v. 11 p. 260-269, 1987
- CARNEIRO, R. G.; MORITZ, M. P. MÔNACO, A. P. A. NAKAMURA, K. C. & SCHERER, A. Reação do milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M javanica* e *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira. v.31(2), p.67-71, 2007.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; COFCEWICZ, E. T.; MAGUNACELAYA, J. C. & ABALLAY, E. *Meloidogyne ethiopica*, a major root-knot nematode parasitizing *Vitis vinifera* and other crops in Chile. Nematology. v. 9(5), p.635-641, 2007.
- CARNEIRO, R. G.; MÔNACO, A. P. do A; LIMA, A. C. C. de; NAKAMURA, K.C.; MORITZ, M. P.; SCHERER, A. & SANTIAGO, D.C. Reação de gramíneas a *Meloidogyne incognita*, a *M. paranaensis* e a *M. javanica*. Nematologia Brasileira. v. 30(3), p. 287-291, 2006.
- CARNEIRO, R. G.; MORITZ, M. P.; MÔNACO, A. P. do A. LIMA, A. C. C. de & SANTIAGO, D. C. Reação de cultivares de aveia às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incognita* e a *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira. v.30(3), p.281-185, 2006.

- CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. & GUEDES, A. C. Detecção de *Meloidogyne ethiopica* em yacon no Distrito Federal. *Fitopatologia Brasileira*. v.29 (suplemento), p.82, 2004.
- CARNEIRO, R. M. D. G. & ALMEIDA, M. R. A. Registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead em plantas de Yacon e tomate no Distrito Federal do Brasil. *Nematologia Brasileira*. v.29(2), p.285-287, 2005.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; CARVALHO, F. L. C. & KULCZYNSKI, S. M. Seleção de Plantas para o Controle de *Mesocriconema xenoplax* e *Meloidogyne spp.* Através de Rotação de Culturas. *Nematologia Brasileira*. v.22(2) p. 41-48, 1998.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; GOMES, C. B.; ALMEIDA, M. R. A.; GOMES, A. C. M. M. & MARTINS, I. Primeiro registro de *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968, em plantas de quivi no Brasil e reação a diferentes plantas cultivadas. *Nematologia Brasileira*. v.27, n. 2, p. 151-158. 2003.
- CARNEIRO, R. M. D. G.; RANDIG, O.; ALMEIDA, M. R. A. & GOMES, A. C. M. M. Additional information on *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968 (Thylenchida: Meloidogynidae) a root-knot nematode parasitizing kiwi fruit and grape-vine from Brazil and Chile. *Nematology*. v.6, n. 1, p. 109-123. 2004.
- CHARCHAR, J. M. & MOITA, A. W. Controle de *Meloidogyne javanica* em tomate salada e em feijão-de-vagem com o cultivo prévio de *Crotalaria spectabilis*. Brasília: Embrapa Hortaliças (pesquisa em andamento 32), 6p. 1999.
- 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 (2) p. 80-86. 1998.

- DERPSCH, R. & CALEGARI, A. Guia de plantas para adubação verde de inverno. Londrina, IAPAR, (Documentos IAPAR, 9) p.75.
- DERPSCH, R. Agricultura sustentável. In: SATURNINO, H.M. & LANDERS, J.N. O meio ambiente e o plantio direto. p.29-48, 1992.
- DIAS-ARIEIRA, C. R.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. & MIZOBUTS, H. Avaliação de gramíneas forrageiras para o controle de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica* (Nematoda). Acta Scientiarum Agronomy. v.25(2) p. 473-477, 2003.
- DIAS-ARIEIRA, C. R.; FERRAZ, S.; FREITAS, L. G. & MIZOBUTS, H. Penetração e desenvolvimento de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Heterodera glycines* em quatro gramíneas forrageiras. Nematologia Brasileira, v.26(1), p.35-41, 2002
- EISENBACK, J.D. & TRIANTAPHYLLOU, H.H. Root-knot nematode: *Meloidogyne* sp. and races. In: Nickle, W.R. (ed) Manual of agricultural nematology. New York, 1991, p. 191-274.
- EMBRAPA ALGODÃO – Cultivo de Amendoim e Mamona - Sistema de Produção 4. Versão eletrônica, 2003
- EMBRAPA CLIMA TEMPERADO –Cultura do pessegueiro. Sistema de Produção 4. Versão eletrônica, 2005
- FERRAZ, S. & FREITAS, L. G. Use of antagonistic plants and natural products. In: CHEN, Z. X.; CHEN, S. Y. & DICKSON, D. W. (ed). Nematology – Advances and perspectives. Volume II: Nematode management and utilization. Beijing e Wallingford, Tsinghua University Press & CABI Publishing. p. 931-977, 2004.
- FERNANDES, R. S. & ASMUS, G. L. Reação de pinhão manso (*Jatropha curcas* L.) a *Meloidogyne javanica* e *Rotylenchulus reniformis*. Nematologia Brasileira (comunicação científica) v.31(2), p.96-99, 2007.

- FREIRE, F. C. O.; DIÓGENES, A. M. & PONTE, J. J. Nematóides das galhas *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*, parasitando leguminosas forrageiras. Revista da Sociedade Brasileira de Fitopatologia. v.5, p. 27-32, 1972.
- 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.
- GHINI, R. & BETTIOL, W. Proteção de plantas na agricultura sustentável. Cadernos de Ciência & Tecnologia, Brasília, v.17,n.1, p.61-70, 2000.
- 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
- INOMOTO, M. M.; MOTTA, L. C. C.; BELUTI B. D. & MACHADO, A. C. Z. Reação de seis adubos verdes a *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus*. Nematologia Brasileira. v. 30(1) p.39-44, 2006.
- KLEYNHANS, K. P. N. *Meloidogyne hispanica* Hirschmann, 1986, and *M. ethiopica* Whitehead, 1968 in South Africa (Nemata: Heteroderidae). Phytophylactica. v. 25, p. 283-288, 1993.
- LORDELLO, L. G. E. Nematóides das plantas cultivadas, 8ª ed. p.95, Nobel, São Paulo, 1986.
- MAGUNACELAYA, J. C. *Meloidogyne ethiopica* y el cultivo de la vid en Chile. XXV Congresso Brasileiro de Nematologia, Piracicaba-SP, p. 33-34. 2005. Resumos.
- MANZONE, V.; DIAS, W. P; GOMES, J & SILVA, J. F. V. Reação de híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. In: Reunião de Pesquisa de Soja da Região Central do Brasil. v. 22, p.71-71, 2000.

- MEDEIROS, J. E.; SILVA, P. H.; BIONDI, C. M.; MOURA R. M. & PEDROSA E. M. R. Reação de genótipos de milho ao parasitismo de *Meloidogyne javanica*. Nematologia Brasileira (comunicação científica). v.25(2) p. 243-245. 2001
- MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. Gestão dos Recursos Naturais: subsídios à elaboração da agenda 21 brasileira. IBAMA, 200p. Brasília, 2000.
- MORAES, S. R. G.; CAMPOS, V. P.; POZZA E. A.; FONTANETI, A.; CARVALHO, G. J. & MAXIMINIANO, C. Influência de leguminosas no controle de fitonematóides no cultivo orgânico de alface americana e de repolho. Fitopatologia Brasileira. v. 31(2), 2006.
- MORITZ, P. M.; SIMÃO, G. & CARNEIRO R. G. Reação de genótipos de milho às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incógnita* e a *M. paranaensis*. Nematologia Brasileira. vol.27(2) p.211-214, 2003.
- MOURA, R. M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. Revisão Anual de Patologia, v. 4 p. 209-244, 1996
- MOURA, R. M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte II. Revisão Anual de Patologia, v. 5 p. 281-315, 1997
- O'BANNON, J. H. Nematode survey in Ethiopia. Institute of Agricultural Research Adis Ababa, Ethiopia and FAO, Rome. 1975.
- RESENDE, L. C.; FERRAZ, S. & CONDÉ A. R. Efeito de seis variedades de mucuna (*Stilozobium* spp.) sobre *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica*. Fitopatologia Brasileira v.12(4), p.310-313, 1987.
- RAO, M. S.; REDDY, P. P; SUKHADA, M. & NAGESH, M. Management of root-knot nematode on egg plant by integrating endomycorrhiza (*Glomus fasciculatum*) and castor (*Ricinus communis*) cake. Nematologia Mediterranea. v. 26, p.217-219, 1998.

- RITZINGER, C. H. S. P. & McSORLEY. Effect of castor and velvetbean organic amendments on *Meloidogyne arenaria* in greenhouse experiments. Journal of Nematology. v.30(4S) p.624-631, 1998.
- RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; KOKALIS-BURELLE, N.; ROBERTSON, D. G.; KING, P. S. & WELLS, L. W. Rotations with coastal bermudagrass, cotton and bahiagrass for management of *Meloidogyne arenaria* and southern blight in peanut. Journal of Nematology. v.26 (4S) p. 665-668, 1994.
- RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; ROBERTSON, D. G.; WEAVER, C. F. & WELLS, L. Rotations of bahiagrass and castorbean with peanut for the management of *Meloidogyne arenaria*. Journal of Nematology. v. 23(4S) p. 658-661, 1991.
- RODRÍGUEZ-KÁBANA, R.; WEAVER, D. B.; ROBERTSON, D. G.; CARDEN, E. L. & PEGUES, M. L. Additional studies on the use of bahiagrass for the management of root-knot and cyst nematodes in soybean. Nematropica. v.21(2), p.203-210, 1991.
- ROSSI, C. E. & MONTALDI, P. T. Nematóide de galha em rabanete: suscetibilidade de cultivares e patogenicidade. Horticultura Brasileira. vol.22(1) p.72-75, 2004.
- SATURNINO, H. M. & LANDERS, J. N. O meio ambiente e o plantio direto. 116p. Brasília, 1997.
- SHARMA, R. D. & AMABILE, R. F. Fitonematóides associados a genótipos de girassol em condições de Cerrado. Nematologia Brasileira. vol. 23(1) p. 88-92, 1999.
- SILVA, G. S.; FERRAZ, S. & SANTOS, J. M. Atração, penetração e desenvolvimento de larvas de *Meloidogyne javanica* em raízes de *Crotalaria spp.* Nematologia Brasileira. V.13 p.151-163, 1989.

- SILVA, G. S.; FILHO, F. R. F.; PEREIRA, A. L. & SILVA, C. L. P. Reação de genótipos de feijão caupi a *Meloidogyne incognita* raça 1. Nematologia Brasileira (comunicação científica) v.31(2), 85-87, 2007.
- SILVA, G. S.; FERRAZ, S. & SANTOS, J. M. Histopatologia de raízes de Crotalaria parasitadas por *Meloidogyne javanica*. Fitopatologia Brasileira. V.15(1) p.46-48, 1990.
- SILVA, J. F. V. & CARNEIRO, R. G. Reação de adubos verdes de verão e de inverno às raças 1, 2 e 4 de *Meloidogyne incognita*. Nematologia Brasileira. vol. 16 (1 e 2) p.11-18, 1992
- SIRCA, S.; UREK, G. & KARSSSEN, G. First report of the root-knot nematode *Meloidogyne ethiopica* on tomato in Slovenia. Plant Disease. v. 88, n. 6, p. 680. 2004.
- SOMAVILLA, L.; GOMES, C. B.; OLIVEIRA, R. P. de & CARNEIRO, R. M. D. G. Resistência de cultivares de Morangueiro ao nematóide das galhas *Meloidogyne ethiopica* Whitehead, 1968. Nematologia Brasileira. (comunicação científica) Vol. 30(3) p.299-301, 2006.
- SWANSON, T. A. & VAN GUNGY, S. D. Cowpea resistance to root knot caused by *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. Plant Disease. Vol.68(1), p.961-964, 1984
- 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.
- TIMPER, P. & HANNA, W. W. Reproduction of *Belonolaimus longicaudatus*, *Meloidogyne javanica*, *Paratrichodorus minor* and *Pratylenchus brachyurus* on pearl millet (*Pennisetum glaucum*). Journal of Nematology. 37(2) p. 214-219, 2005.

- TIMPER, P.; DAVIS, R. F. & TILLMAN, P. G. Reproduction of *Meloidogyne incognita* on winter cover crop used in cotton production. *Journal of Nematology*. Vol.38(1) p.83-89. 2006.
- VALLE, L. A. C.; DIAS, W. P. & FERRAZ, S. Reação de algumas espécies vegetais, principalmente leguminosas, ao nematóide de cisto da soja, *Heterodera glycines* Ichinohe. *Nematologia Brasileira*. v. 20(2) p.30-40, 1996.
- VILLAR, M. J. E. & MEJIA, E. Z. Efecto de *Crotalaria longirostrata* Hook y Arnott sobre nematodos agalladores (*Meloidogyne spp.*). *Revista Mexicana de Fitopatologia*. v. 8(2) p. 166-172, 1990.
- WHITEHEAD, A. G. Taxonomy of *Meloidogyne* (Nematoda: Heteroderidae) with descriptions of four new species. *Transactions of the Zoological Society of London*. v. 31, p. 263-401, 1968.
- WHITEHEAD, A. G. The distribution of root-knot nematodes (*Meloidogyne spp.*) in tropical Africa. *Nematologica*. v.15, p. 315-333, 1969.
- WUTKE, E B.; CARVALHO, C. R. L.; COSTA, F. TERRA, M. M.; PIRES, E. J .P.; SECCO, I. L. & RIBEIRO, I. J. A. Qualidade de frutos de videira 'niagara rosada' em cultivo intercalar com gramíneas e leguminosas. *Revista Brasileira de Fruticultura*. V.26(1) p. 92-96, 2004.
- ZASADA, I. A.; RICE, C. P. & MEYER, S. L. F. Improving the use of rye (*Secale cereale*) for nematode management: potential to select cultivars based on *Meloidogyne incognita* host status and benzoxazinoid content. *Nematology*. Vol. 9(1) p.53-60, 2007.