

IZUMY PINHEIRO DOIHARA

**EFEITO DA APLICAÇÃO DE EXTRATO PIROLENHOSO, ÓLEO
DE NIM (*Azadirachta indica*) E ACIBENZOLAR-S-METIL SOBRE A
INTERAÇÃO NEMATÓIDE-PLANTA HOSPEDEIRA**

RECIFE

Mai de 2005

IZUMY PINHEIRO DOIHARA

**EFEITO DA APLICAÇÃO DE EXTRATO PIROLENHOSO, ÓLEO
DE NIM (*Azadirachta indica*) E ACIBENZOLAR-S-METIL SOBRE A
INTERAÇÃO NEMATÓIDE-PLANTA HOSPEDEIRA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Fitossanidade, Área de Concentração: Fitopatologia.

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO

Prof.^a Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa – Orientadora

Prof. Dr. Romero Marinho de Moura – Co-Orientador

Prof.^a Dra. Uided Maaze Tiburcio Cavalcante – Co-Orientadora

RECIFE

Mai de 2005

**EFEITO DA APLICAÇÃO DE EXTRATO PIROLENHOSO, ÓLEO
DE NIM (*Azadirachta indica*) E ACIBENZOLAR-S-METIL SOBRE A
INTERAÇÃO NEMATÓIDE-PLANTA HOSPEDEIRA**

IZUMY PINHEIRO DOIHARA

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora:

ORIENTADORA:

Prof.^a. Dr.^a. Elvira Maria Régis Pedrosa

EXAMINADORES:

Prof. Dr. Delson Laranjeira (UFRPE)

Prof.^a. Dr.^a. Sônia Maria Alves de Oliveira (UFRPE)

Prof.^a. Dr.^a. Uided Maaze Tibúrcio Cavalcante (UFRPE)

RECIFE-PE

Mai de 2005

Ao ser Supremo, por me proporcionar
paz espiritual em todos os
momentos da minha vida.

MINHA MENSAGEM

OFEREÇO

Aos meus pais, Tsutomu e Nize,
pelos incansáveis esforços e ajuda
dedicados para que eu pudesse
realizar cada objetivo traçado.

AGRADEÇO

A Aya, Shigeyuki, Namy,
Nobuyuki, Rafael, Tatsumi,
Sayuri, Tiemi, Roberto, Lília e
Eduardo, pela amizade, amor e
incentivos constantes.

AGRADECIMENTOS

A Deus pela proteção constante em todos os momentos da minha vida;

À Universidade Federal Rural de Pernambuco pela oportunidade de realização do Mestrado em Fitossanidade/Fitopatologia;

Ao CNPq pelo apoio financeiro;

À Prof.^a Elvira Maria Régis Pedrosa pela amizade e compreensão nos momentos difíceis e pela grandiosa orientação dedicada em todas as etapas deste trabalho e para minha formação profissional;

Ao Prof.^o Romero Marinho de Moura pelos valiosos ensinamentos, orientação e compreensão durante todas as etapas de minha formação profissional;

À Prof.^a Uided Maaze Tiburcio Cavalcante pelo auxílio, amizade e valiosas contribuições;

Aos professores do Curso de Mestrado de Fitossanidade, pela atenção, amizade e conhecimentos transmitidos;

Aos Coordenadores do Curso de Mestrado em Fitossanidade e Doutorado em Fitopatologia Prof.^o Reginaldo Barros, Prof.^o Delson Laranjeira e Prof.^o Sami Jorge Michereff, pela atenção dedicada durante o curso;

A Gustavo Rubens por toda atenção, amizade e grandioso apoio profissional essencial para a realização deste trabalho;

Aos amigos: Idijane, Vitorina, Ivana, Thiciano e Wagner, pela amizade, ajuda e palavras de conforto nos momentos difíceis;

Andréia Chaves pelo fornecimento das mudas de meristema e rebolo de cana-de-açúcar;

Aos amigos Lydia, Elizabeth e Paulo pela dedicação e amizade durante a minha estada em Recife;

A todos os colegas de turma de Mestrado em Fitossanidade e Laboratório de Nematologia pela atenção e convivência agradável;

A todos os funcionários do Departamento de Agronomia que direta ou indiretamente ajudaram durante a realização do curso.

SUMÁRIO

	Folha
AGRADECIMENTOS	V
RESUMO	IX
ABSTRACT	XI
CAPÍTULO I – INTRODUÇÃO GERAL	13
Referências Bibliográficas.....	25
CAPÍTULO II – EFEITO DE EXTRATO PIROLENHOSO SOBRE O PARASITISMO DE <i>Rotylenchulus reniformis</i> EM <i>Cucumis melo</i> E <i>Meloidogyne incognita</i> RAÇA 1 EM <i>Lycopersicon esculentum</i>..	36
Resumo.....	37
Summary.....	38
Introdução.....	40
Material e Métodos.....	41
Resultados e Discussão	42
Literatura Citada	43
CAPÍTULO III – EFEITO DE ACIBENZOLAR-S-METIL E ÓLEO DE NIM SOBRE A ECLOSÃO, PENETRAÇÃO E REPRODUÇÃO DE <i>Meloidogyne incognita</i> RAÇA 1.....	48
Resumo.....	49
Summary.....	51
Introdução.....	52
Material e Métodos.....	54

Resultados e Discussão	57
Literatura Citada	60
CONCLUSÕES GERAIS	72

RESUMO

A adoção de métodos alternativos para manejo integrado de fitonematóides representa estratégia promissora devido às limitações dos métodos tradicionais. Os objetivos do presente estudo foram: i) avaliar a eficiência de extrato pirolenhoso (EP) em quatro concentrações: 0; 0,01; 0,02; 0,04 (EP/água, relação v/v) no controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 em tomateiro (*Lycopersicon esculentum*) cv. Santa Cruz Kada Gigante e *Rotylenchulus reniformis* em meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, em casa de vegetação, e ii) determinar o efeito de acibenzolar-S-metil (ASM) e óleo de nim (*Azadirachta indica*) sobre a eclosão, penetração e reprodução de *M. incognita* raça 1 em meloeiro e cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.). No estudo com extrato pirolenhoso adotou-se delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial 2 (solo infestado e não infestado com o nematóide) \times 4 (concentrações de extrato pirolenhoso), com seis repetições, cada uma constituída por uma planta por vaso. A infestação do solo com 5.000 ovos por vaso de *R. reniformis* e *M. incognita* foi realizada 10 e 15 dias após a germinação do meloeiro e tomateiro, respectivamente, e 24 horas após, foi aplicado no solo 50 mL de extrato pirolenhoso nas concentrações estudadas. Duas pulverizações complementares foram realizadas 15 e 30 dias após a primeira aplicação do extrato no solo e as avaliações efetuadas 55 (meloero) e 65 (tomateiro) dias após o plantio. Para ambos parasitos, não houve interação significativa entre presença do nematóide e diferentes concentrações de extrato pirolenhoso em relação ao desenvolvimento das plantas e reprodução dos nematóides. Plantas cultivadas em solo não infestado apresentaram biomassas da parte aérea maiores ($P \leq 0,05$) do que aquelas cultivadas em solo infestado. No entanto, o extrato não teve efeito supressivo sobre a reprodução de *R.*

reniformis ou *M. incognita*. No estudo com ASM e óleo de nim foram conduzidos cinco experimentos, um experimento em condições de laboratório e quatro em casa de vegetação. No experimento em laboratório, foi avaliada a eclosão de *M. incognita* após 48 e 168 horas de exposição a ASM (0,05 g/L e 0,50 g/L), óleo de nim (1 e 2%) e água (testemunha). Nos experimentos em casa de vegetação, acompanhou-se a penetração de juvenis do segundo estágio (J₂) eclodidos sob ação desses produtos em meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, sete dias após a inoculação. Em outro experimento, ovos de *M. incognita* foram expostos aos produtos por 172 horas, nas concentrações usadas anteriormente e inoculados em meloeiro, avaliando-se a reprodução do parasito 45 dias após inoculação. Outros experimentos foram realizados em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) var. RB 92-759 e SP 813250, nos quais investigou-se a relação entre a época de aplicação dos produtos e o período de inoculação, e interações entre produtos, nematóide e fungos micorrízicos arbusculares (FMA). Os resultados obtidos indicaram que o óleo de nim reduziu a eclosão de *M. incognita*. Da mesma forma, a exposição de J₂ ao ASM diminuiu a penetração do nematóide na raiz, no entanto, não ocorreu interferência na reprodução do parasito quando os ovos foram expostos ao indutor. A aplicação de ASM nas plantas diminuiu a reprodução do nematóide, mas não afetou o desenvolvimento do vegetal. A presença de FMA suprimiu a reprodução de *M. incognita* e favoreceu o efeito do ASM. O óleo de nim não afetou o desenvolvimento das plantas nem a reprodução do nematóide.

Palavras-chaves: *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Saccharum* sp, *Cucumis melo*, *Lycopersicon esculentum*, controle alternativo, Fitonematologia.

ABSTRACT

Adoption of alternative methods for plant parasitic nematode integrated control represents promising strategy due to limitations of traditional methods. The objectives of the present study were: i) to evaluate the efficiency of pyroligneous extract (PE) at four concentrations: 0; 0.01; 0.02; 0.04 (PE/water, relationship v/v) on control of *Meloidogyne incognita* race 1 in tomato (*Lycopersicon esculentum*) cv. Santa Cruz Kada Gigante and *Rotylenchulus reniformis* in melon (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, under greenhouse, and ii) to determine acibenzolar-S-methyl (ASM) and neem (*Azadirachta indica*) oil effect on hatching, penetration and reproduction of *M. incognita* race 1 in melon and sugarcane (*Saccharum* sp.). In the study with pyroligneous treatments were arranged in a factorial 2 (nematode infested and no infested soil) \times 4 (pyroligneous extract concentrations), in completely randomized design with six replications, consisting each experimental unit in a plant per vase. Soil infestation with 5,000 eggs of *R. reniformis* or *M. incognita* per vase was carried out 10 and 15 days after melon and tomato germination, respectively, being applied in soil 50 mL of pyroligneous extract at studied concentration 24 hours after the infestation. Two complementary pulverizations with pyroligneous extract were applied 15 and 30 days after the first one. Evaluations were carried out 55 (melon) and 65 (tomato) days after planting. For both parasites, there were not significant interactions between soil infestation and pyroligneous extract concentrations in relation to plant development and nematode reproduction. Plants cultivated in uninfested soil presented higher ($P \leq 0,05$) shoot biomass than those cultivated in infested soil, however, the extract did not suppress *R. reniformis* and *M. incognita* reproduction. In the study with ASM and neem

oil, it was carried out five experiments, one in laboratory conditions and four under greenhouse. In the laboratory experiment, hatching of *M. incognita* was evaluated 48 and 168 hours after eggs exposure to ASM (0.05 g/L and 0.50 g/L), neem oil (1 and 2%) and water (control). In the greenhouse experiments, penetration in melon cv. Amarelo Ouro roots of second stage juveniles (J₂) hatched under ASM, neem oil and water was evaluated seven days after inoculation. In another experiment, eggs of the parasite, exposed for 172 hours to products and concentrations used earlier, were inoculated in melon and 45 days after it was evaluated reproduction. Other experiments were carried out in sugarcane var. RB 92-759 and SP 813250, being investigated relation between products application and inoculation time, and interactions among products, nematode and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). The results pointed out direct effect of neem oil on *M. incognita* hatching. Exposing J₂ to ASM decreased nematode penetration in root, but eggs exposure to this compound did not affect nematode reproduction. In contrast, The ASM application in sugarcane decreased nematode reproduction, but it did not affect plant development. AMF suppressed *M. incognita* reproduction and improved plant development. Neem oil did not affect plant development and nematode reproduction.

Key-word: *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis*, *Saccharum* spp., *Cucumis melo*, *Lycopersicon esculentum*, Alternative control.

INTRODUÇÃO GERAL

CAPÍTULO 1

INTRODUÇÃO GERAL

Aspectos econômicos

A cana-de-açúcar (*Saccharum* sp. L.), o meloeiro (*Cucumis melo* L.) e o tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) são culturas de expressão econômica no Brasil e no mundo (FAO, 2005).

Atualmente, a cana-de-açúcar é uma das principais culturas agrícolas brasileiras servindo como matéria prima de grande flexibilidade, utilizada na produção de açúcar, álcool, fabricação de bebidas, fonte de alimentação animal; e geração de energia a partir do bagaço (UNIÃO DA AGROINDÚSTRIA CANAVIEIRA DE SÃO PAULO, 2005). O Brasil é o maior produtor de cana-de-açúcar, com 5.455.130 milhões de ha de área colhida, com produtividade de 75 t/ha em 2004 (FAO, 2005). No Nordeste, foram produzidas 64.358.566 milhões de t., em 1.125.804 milhões de ha (IBGE, 2005).

A exportação de frutos, em particular de melões, também representa importante fonte de divisas para o Nordeste brasileiro. Em 2003, a região produziu 330.720 frutos, 94,39% da produção nacional, destacando-se o estado do Rio Grande do Norte como primeiro produtor, com 192.421 frutos, ou 55,06% da produção brasileira (IBGE, 2005).

Em relação ao tomate, o Brasil é o nono maior produtor mundial e o primeiro da América do Sul, com produção de 3,61 milhões de toneladas (FAO, 2005). No Nordeste, o estado de Pernambuco ocupa a segunda posição, com 207 mil toneladas, em área plantada de 4.414 ha (IBGE, 2005).

As baixas produtividades dessas culturas no campo estão, freqüentemente, associadas a problemas fitossanitários, dentre os quais as nematoses constituem fator limitante em vários agroecossistemas, particularmente as causadas por *Meloidogyne*

spp. e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira (PEDROSA 1989; MOURA; PEDROSA; GUIMARÃES, 2002).

Interações *Meloidogyne* spp.-planta hospedeira

Nematóides do gênero *Meloidogyne* parasitam mais de 2.000 espécies de plantas (SASSER, 1980), incluindo praticamente todas as plantas cultivadas e várias ervas daninhas. *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood é comum em regiões tropicais e subtropicais, havendo relatos freqüentes de ocorrência dessa espécie associada à cana-de-açúcar, meloeiro e tomateiro em várias áreas de cultivo no Nordeste do Brasil (PEDROSA, 1989; MOURA; REGIS, 1991; MOURA et al., 2000; MOURA; PEDROSA; GUIMARÃES, 2002).

O grau de parasitismo do nematóide, geralmente, está associado à reprodução. Em média, 500 a 700 ovos são produzidos por uma fêmea adulta. O primeiro estágio de desenvolvimento e a primeira ecdise ocorrem dentro do ovo, originando o juvenil do segundo estágio (J₂), que é a forma infectiva e a única migrante excetuando-se o macho adulto. Em condições de temperatura e umidade adequadas, ocorre a eclosão do J₂ que, atraído por exsudatos radiculares, migram no solo em direção às raízes de alimentação das plantas hospedeiras (WEISER, 1956). Embora estimulem a eclosão, os exsudatos não são rigorosamente necessários para que o nematóide complete o ciclo de vida (DROPKIN, 1989), mas a percepção do estímulo é decisiva na manutenção das reservas alimentares do J₂ e pode afetar a infectividade (VAN GUNDY; BIRB; WALLACE, 1967). Após a penetração, o J₂ migra intercelularmente na região do córtex até uma área de diferenciação celular (WYSS; GRUNDLER; MUNCH, 1992). A estrutura de alimentação, conhecida como células gigantes, é induzida em células específicas do

protoxilema por secreções produzidas pelo parasito (HUSSEY, 1989, 1992).

O desenvolvimento pós-infectivo do J₂ inicia-se com um aumento rápido na largura do corpo e desintegração das células musculares, tornando o parasito imóvel. A segunda e terceira ecdises, que originam os juvenis do terceiro (J₃) e quarto (J₄) estádios, respectivamente, ocorrem rapidamente sem que o nematóide se alimente. Após a quarta ecdise, os machos migram para o solo, mas as fêmeas permanecem sedentárias, dando início à produção de ovos. A duração do ciclo, que pode variar de três semanas a vários meses (DROPKIN, 1989), é função de uma série de fatores, destacando-se a temperatura e hospedabilidade da planta (DAVID; TRIANTAPHYLLOU, 1967; PEDROSA; HUSSEY; BOERMA, 1996b). Para *M. incognita*, em plantas susceptíveis, o ciclo completa-se, em média, em 25 dias a 28^oC (MOURA, 1996).

Interações *Rotylenchulus reniformis*-planta hospedeira

Nematóides do gênero *Rotylenchulus* são ectoparasitos sedentários encontrados em regiões tropicais, subtropicais e temperadas quentes. Entre as espécies descritas, *R. reniformis* é a mais importante do ponto de vista econômico. Possui ampla distribuição geográfica e gama de hospedeiros, apresentando interações com diferentes espécies vegetais cultivadas e plantas nativas (ROBINSON et al., 1997). A existência de raças parasitárias, em função de diferenças na capacidade de reprodução em espécies hospedeiras, foi observada entre dez populações de *R. reniformis* da Índia (DASGUPTA; SESHADRI, 1971).

O ciclo completo de vida deste nematóide requer, aproximadamente, 25 dias, sendo influenciado pela espécie hospedeira, temperatura e textura do solo (AYOUB, 1980; HEALD; ROBINSON, 1990). De acordo com Robinson et al. (1997), J₂, J₃ e J₄

não são formas infectivas. As fêmeas imaturas, formadas a partir da ecdise dos J₄, constituem as formas infectivas (EISENBACK, 1998) e invadem perpendicularmente a raiz em uma região onde as células sofreram diferenciação primária, penetrando através da epiderme e parênquima cortical. O processo de alimentação resulta na indução de um sítio de alimentação, originado de uma célula da endoderme, ocorrendo dissolução das paredes celulares de células adjacentes, que passam a compartilhar o citoplasma. Após atingir estágio maduro, as fêmeas depositam os ovos em massa gelatinosa, que podem conter 60 a 200 unidades (ROBINSON et al., 1997).

Importância de micorrizas na biota do solo e interações com plantas e nematóides

As raízes da maioria das plantas cultivadas são colonizadas por fungos micorrízicos arbusculares (FMA). Estes são organismos biotróficos obrigados que podem estimular o crescimento e desenvolvimento das plantas por melhorar a nutrição do vegetal (BETHLERNFALVARY et al., 1991). O reconhecimento, estabelecimento e eficiência de uma associação de micorrizas dependem do tipo de fungo, planta hospedeira e fatores biofísioquímicos do solo (VARELA; ESTRADA, 1991). Alguns autores afirmam que a presença de um fungo micorrízico eficaz, em particular FMA, reduz a invasão e reprodução de nematóides (HUSSEY; RONCADORI, 1982; RONCADORI; HUSSEY, 1982).

Muitos organismos que se associam com as raízes das plantas apresentam primeiro uma fase de reconhecimento, atraídos por exsudatos radiculares. A eclosão de algumas espécies de nematóides também é afetada pela composição dos exsudados. (TAYLOR; SASSER, 1983). Micorrizas e nematóides induzem reações fisiológicas na planta, modificando o reconhecimento e estabelecimento dos microrganismos que

habitam a rizosfera (POSTA et al., 1995).

Incremento na respiração de raízes micorrizadas, acúmulo de polissacarídeos insolúveis na parede celular e aumento na produção de lignina no xilema da planta têm sido observados por vários autores (KASPARI, 1973; NEHEMIAH, 1977). Na combinação de *Glomus intraradices* Schenck & Smith com milho (*Zea mays* L.), Fries et al. (1996) detectaram reações fisiológicas com produção de enzimas desencadeando atividade quitinolítica elevada, inibindo o estabelecimento de outros organismos. Em cebola (*Allium cepa* L.) micorrizada ocorreu maior concentração de fenilalanina e serina, substâncias inibidoras de nematóides (BOTELHO et al., 1998).

Medidas de controle para manejo de áreas infestadas com *Meloidogyne* spp. e *Rotylenchulus reniformis*

As medidas de controle adotadas na região Nordeste fundamentam-se principalmente no uso de nematicidas sistêmicos, rotação de culturas e repouso do solo. O uso de variedades resistentes, embora represente o principal componente para manejo eficiente de nematóides em sistemas integrados, nem sempre se encontra prontamente disponível como alternativa de manejo para áreas infestadas, muito embora, resistência a vários nematóides fitoparasitos ofereça resultados promissores para o futuro. Os eventos envolvidos nos mecanismos de resistência atuam, de forma direta ou indireta, no estímulo à eclosão, capacidade do juvenil localizar e invadir a planta hospedeira, indução e manutenção do sítio de alimentação e, conseqüentemente, desenvolvimento de fêmeas adultas e produção de ovos (PEDROSA; HUSSEY; BOERMA, 1996ab).

O uso de nematicidas é uma prática crescente, mas a eficiência nem sempre é comprovada, sendo freqüente por ocasião da colheita altas populações de

fitonematóides que, no caso da cana-de-açúcar, comprometem o desenvolvimento das socas. Nestas circunstâncias, o tratamento químico isoladamente, ao invés de destruir os nematóides, protege temporariamente as plantas quanto à ação da população inicial por, no máximo, três meses. Passado esse período residual do defensivo, as populações voltam a se desenvolver vigorosamente, atingindo altas densidades, em poucos meses, devido ao maior volume de raízes sadias, proporcionado pelo nematicida (CHAVES; PEDROSA; MOURA, 2002; CHAVES; PEDROSA; MELO, 2003). Os prejuízos com os insucessos do controle químico são sempre altos devido aos custos com a aquisição do produto, o preço da mão de obra de aplicação, ausência de retorno econômico e riscos de contaminação ambiental.

Controle de fitonematóides como *Meloidogyne* spp., por rotação de culturas ou cultivares resistentes pode ser realizado apenas se as espécies e raças hospedeiras a serem controladas são conhecidas. Identificações precisas são fundamentais para o sucesso da técnica (EISENBACK et al., 1981). Além do mais, as infestações conjuntas de *Meloidogyne* spp. e *R. reniformis* dificultam a prática da rotação. Por outro lado, o uso de *Crotalaria juncea* L. em rotação com a cana-de-açúcar e aplicação de matéria orgânica no solo, geralmente torta de filtro, têm reduzido sensivelmente as populações iniciais dos nematóides, mas a técnica é demorada e só pode ser aplicada na renovação dos canaviais (MOURA, 1991; MOURA, 1995ab).

O repouso do solo, geralmente utilizado quando o talhão se torna improdutivo, é uma prática que pouco favorece o controle, pois a grande diversidade de ervas daninhas nas áreas de produção inclui diferentes tipos de hospedeiros de fitonematóides (WHITEHEAD, 1998).

A utilização de óleos vegetais, a exemplo de óleo de nim (*Azadirachta indica*

L.), e de indutores químicos de resistência como o acibenzolar-S-metil (ASM), despertaram a atenção dos pesquisadores pela possibilidade de uso em escala comercial aliada à proteção efetiva contra vários patógenos, estabilidade, devido à ação de diferentes mecanismos de resistência, ação sistêmica e persistência. Contudo, a grande maioria dos trabalhos está relacionada às doenças foliares e muito pouca atenção tem sido dada à eficiência do uso desses produtos para o manejo de fitonematóides. Exemplos bem sucedidos do uso de indutores contra nematóides são descritos por Silva (2002) e Silva et al. (2002).

Resistência induzida

A reação de defesa a patógenos, adquirida por herança genética, pode estar presente na planta ou ser ativada em resposta à presença do organismo, uma vez que o sistema de defesa vegetal é multicomponente, englobando mecanismos estruturais e bioquímicos que atuam de maneira dinâmica e coordenada. Quando os mecanismos de defesa constitutivos não são eficientes, mecanismos latentes de resistência podem ser ativados por indutores e expressos no local do sítio de infecção ou sistematicamente, após subsequente infecção de patógenos, caracterizando a resistência sistêmica adquirida (RSA) (STICHER; MAUCH-MANI; MÉTRAUX, 1997; MÉTRAUX, 2001).

Embora a RSA venha sendo estudada desde 1901, a indução de resistência recebeu maior ênfase a partir da década de 60, através do uso de indutores bióticos com proteção cruzada viral e uso de microrganismos não patogênicos e, mais recentemente, com uso de indutores sintéticos, efetivos contra infecções subsequentes por diferentes patógenos (PASCHOLATI, 2003), mostrando-se como estratégia potencial para controle de fitonematóides, entre outros.

Vários fenômenos de resistência induzida estão associados com o aumento da capacidade de uma rápida e efetiva ativação da resposta de defesa celular, induzida após contato com o patógeno (CONRATH; PIETERSE; MAUCH-MANI, 2002; KOHLER; SCHWINSLING; CONRATH, 2002). O processo inicia-se com o reconhecimento, pela planta, de alguma característica química ou estrutural do patógeno, ou agente de estresse ou dano associado com a invasão, continua com os mecanismos de transdução desses sinais e resulta em extensa reprogramação do metabolismo celular vegetal, envolvendo mudanças na atividade gênica (STANGARLIN, 2003). A expressão de genes associados com a RSA pode ser relacionada com a reação de hipersensibilidade, que tem como finalidade o confinamento do patógeno no sítio de infecção, através da morte de células ou região do tecido, formação de barreiras estruturais como lignificação, deposição de calose, compostos fenólicos, e ativação coordenada de genes de defesa, em locais distantes do ponto de infecção. Entre as proteínas de defesa codificadas pelos genes da planta estão as proteínas estruturais (glicoproteínas ricas em hidroxiprolina e glicina e enzimas peroxidases envolvidas na lignificação); enzimas do metabolismo secundário, como fenilalanina amônia-liase envolvida na síntese de compostos fenólicos e de algumas fitoalexinas; proteínas relacionadas à patogênese (PR-proteínas), como β -1,3-glucanase e quitinase; e inibidores de proteinases (DELANEY, 1997; GILCHRIST, 1998; CONRATH; PIETERSE; MAUCH-MANI, 2002).

Na indução de resistência com indutores abióticos, a ação desses agentes não é devido à atividade antimicrobiana, mas à capacidade de indução de resistência e manutenção da proteção a partir da aplicação, até que seja completamente expressa (KÚI, 2001). A proteção induzida é dependente do intervalo de tempo entre o tratamento com o indutor e a subsequente inoculação do patógeno (STANGARLIN,

2003). Vários indutores são relacionados com a ativação de resistência, a exemplo do ASM.

Estudos recentes têm indicado que o ASM é um ativador em potencial da RSA em vários hospedeiros, em condições de campo, contra um amplo número de patógenos, através da produção de ácido salicílico, mesmo em plantas incapazes de produzir tal molécula, ativando assim o sistema de defesa (GORLACH et al., 1996; RESENDE et al., 2000). O ASM é translocado por toda a planta e é ativador da transdução de sinal da RSA, em local fora ou no mesmo sítio de acumulação de ácido salicílico, agindo na indução de genes que desencadeiam a produção de lignina, fitoalexinas e PR-proteínas (FRIEDRICH et al., 1996). É análogo do ácido salicílico e do ácido 2,6-dicloroisonicotínico, caracterizando-se como um agente protetor de planta, seguro, confiável e não fitotóxico (GORLACH et al., 1996).

Nim como nematicida natural

O nim tem chamado atenção de muitos pesquisadores pelas propriedades medicinais, usos na indústria, e na agricultura no combate a pragas e doenças. Muitas formulações de pesticidas à base de nim têm sido desenvolvidas, principalmente nos Estados Unidos, Índia e em outros países. A maioria desses produtos são usados como inseticidas (Margosam-D, Nimbecidine, Neemgold, Neemazal, Neemase, Fortune Azu, Neemine, Achook, Neemrich, Neemark, Econcem, Rakshak, Repeclin, Welgrow, Azatin, Turplex, Align, Bioneem, Benefit e outros), embora alguns tenham apresentado atividade nematicida (FERRAZ; VALLE, 1997).

Diferentes maneiras de utilização do nim têm sido relatadas para controle de fitonematóides em algumas culturas com resultados satisfatórios para *M. incognita*,

entre outros. O efeito de nim contra esses parasitos provavelmente é devido à presença de várias substâncias químicas, tais como azadirachtin, nimbin, salanim, nimbidin, hancampferol, thionemone e quercetin. Devido à relativa seletividade desses produtos, pois segundo Schmetterer (1997), os princípios ativos não afetam aranhas, adultos de várias espécies de insetos benéficos e ovos de muitos predadores, podem ser recomendados em programas de manejo integrado já que, provavelmente, o impacto ambiental será mínimo.

Várias pesquisas relacionadas ao efeito e eficácia dos produtos a base de nim para controle da meloidoginose em tomateiro foram desenvolvidas demonstrando grande potencial de utilização como nematicida (JACOB; HAQUE; MEHTA, 1998; VIJAYALAKSHMI; MOJUMDER, 2000).

Estudos demonstram o potencial de produtos a base de nim induzirem resistência às plantas no combate a patógenos. Por exemplo, Paul e Sharma (2002), estudando o efeito de extrato de folhas de nim na indução de resistência em cevada (*Hordeum vulgare* L.) a *Drechslera graminea* Ito & Kuribayashi [*Pyrenophora graminea* (Rabenh. Ex Schlecht.) Shoem], verificaram que o extrato de nim pode afetar indiretamente a planta induzindo reações de defesa, indicando possibilidade para aplicação no manejo integrado da doença.

Extrato Pirolenhoso como nematicida natural

O extrato pirolenhoso é um subproduto orgânico resultante da condensação da fumaça expelida no processo de carbonização da madeira. Nos últimos anos vem se destacando por apresentar grande potencial para controle de pragas e doenças (BANSAL, et. al., 1999; CUADRA, 2000). Possui cerca de 200 tipos de compostos, que

interagem sinergicamente promovendo efeito benéfico às plantas. Segundo Zanetti (2004), o extrato pirolenhoso é constituído por componentes fenólicos, ácidos, componentes neutros, álcoois e outros, sendo que a maior parte é constituída por água (85%) e ácido acético (5,1%). Quando aplicado ao solo, melhora as propriedades físicas, químicas e biológicas, favorecendo a absorção dos nutrientes pelas plantas.

As limitações das técnicas de controle, em diminuir de forma drástica e prolongada as populações desses parasitos, em áreas infestadas, constituem fator de alta relevância na busca de estratégias de manejo eficientes e seguras. As medidas ordinariamente empregadas envolvem o uso de nematicidas sistêmicos, rotação de culturas e resistência genética, embora inúmeras outras técnicas possam ser associadas a essas (SASSER; CARTER, 1985). No entanto, até o momento, nenhuma dessas medidas tem se mostrado suficientemente efetiva para reduzir drasticamente as populações iniciais dos nematóides e não vulnerável à adaptação dos parasitos ou riscos ambientais.

Informações sobre a ação desses produtos que comprovem a eficácia no controle de fitonematóides serão ferramentas fundamentais em um programa racional e eficiente de manejo de fitonematóides, possibilitando a produção de alimentos em sistemas agrícolas sustentáveis e com menor impacto ambiental. Dessa forma, o presente estudo teve como objetivos avaliar a eficiência de extrato pirolenhoso no controle de *M. incognita* raça 1 em tomateiro e de *R. reniformis* em meloeiro, e determinar o efeito de ASM e óleo de nim sobre a eclosão, penetração e reprodução de *M. incognita* raça 1 em meloeiro e cana-de-açúcar.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AYOUB, S. M. **Plant nematology an agricultural training aid**. 2. ed. California: Nema Aid Publications, 1980. 195 p.

BANSAL, R. K; et. al. Evaluation of various microbial metabolites on *Meloidogyne javanica*. In: PROCEEDINGS OF NATIONAL SYMPOSIUM ON RATIONAL APPROACHES IN NEMATODE MANAGEMENT FOR SUSTAINABLE AGRICULTURE, 1, 1999, Anand: **Anais...**, 1999. p.130-132, 1999.

BENHAMOU, N.; BÉLANGER, R.R. Benzothiadiazole-mediated induced resistance to *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis lycopersici* in tomato. **Plant Physiology**, Sunderland, v. 84, p. 1003-1212, 1992.

BETHLERNFALVARY , G. J.; REYES, M. G.; CAMEL, S. S. B.; FERRERA, R. C. Nutrient transfer between the root zones of soybean and maize plants connected by a common mycorrhizal mycelium. **Plant. Physiology**, Sunderland, v.82, p. 423-432, 1991.

BOTELHO, E. E.; CERRETA, R. F.; MOSS, C. S.; RIZON, J. A. S; LIZAOLA, R. Q. Interaccion del nematodo *Meloidogyne chitwoodi* con tres especies de hongo *Glomus* sp. En la produccion y distribucion de material seca de plantas juvenes de mais. **Terra**, Montecillo, v. 17, n. 1, p. 17-25, 1999.

CHAVES, A.; PEDROSA, E.M.R.; MOURA, R.M. Efeitos da aplicação de terbufos sobre a densidade populacional de nematóides endoparasitos em cinco variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 26, p. 167-176, 2002.

CHAVES, A.; PEDROSA, E.M.R.; MELO, L.J.O.T. Efeito de furadan e torta de filtro sobre a densidade populacional de fitonematóides em áreas que apresentam síndrome do mau desenvolvimento da cana-de-açúcar em tabuleiros costeiros da Usina São José, Pernambuco. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003, Petrolina. **Resumos...** Brasília: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2003. p.86.

CONRATH, U.; PIETERSE, C.M.J.; MAUCH-MANI, B. Priming in plant-pathogen interactions. **Trends in Plant Science**, London, v. 7, p. 210-216, 2002.

CUADRA, R. Some natural compounds with nematicidal effect. **Revista de proteccion vegetal**, Havana, v.15, p.31-37, 2000.

DAVID, R. G.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Influence of the environment and sex differentiation of root-knot nematodes. I. Effect of infection density, ages of the host plant and soil temperature. **Nematologica**, Leiden, v. 13, p. 102-110, 1967.

DELANEY, T.P. Genetic dissection of acquired resistance to disease. **Plant Physiology**, Switzerland, v. 113, p. 5-12, 1997.

DROPKIN, V.H. **Introduction to plant nematology**. New York: John Wiley & Sons, 1989. 224p.

DASGUPTA, D. R.; SESHADRI, A. R. Races of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford and Oliveira, 1940. **Indian Journal of Nematology**, New Delhi, v. 1, p. 21-24, 1971.

EISENBACK, J. D. Morphology and systematics. In: BARKER, K. R.; PEDERSON, G. A.; WINDHAM, G. L. (Eds.) **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy Inc., 1998, p. 37-63.

EISENBACK, J. D. et al. **A guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.), with a pictorial key**. Raleigh: International *Meloidogyne* Project, 1981. 48 p.

FERRAZ, S; VALLE, L A.C. **Controle de fitonematóides por plantas antagônicas**. Viçosa: UFV, 1997. 73p. (Cadernos Didáticos).

FAO-FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. Statistical data. Roma: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2004. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/faostat/collections?subset=agriculture>>. Acesso em: 25 jan. 2005.

FRIEDRICH, L. et al. A benzothiadiazole derivivate induces systemic acquired resistance in tobacco. **The Plant Journal**, Berlin, v. 10, p. 61-70, 1996.

FRIES, L. L. M.; PACOVSKY, R. S.; SAFIR, G. R. Expression of isoenzymes altered by both *Glomus intraradices* colonization and formonetin application in corn (*Zea mays* L.) roots soil. **Biology and Biochemistry**, v.28, p. 981-988, 1996.

GILCHRIST, D.G. Programmed cell death in plant disease: the purpose and promise of cellular suicide. **Annual Review of Plant Pathology**, Palo Alto, v. 36; p. 393-414, 1998.

GÖRLACH, J. et al. Benzothiadiazole, a novel class of inducers of systemic acquired resistance, activates gene expression and disease resistance in wheat. **The Plant Cell**, Cambridge, v. 8, p. 629-643, 1996.

HEALD, C. M.; ROBINSON, A. F. Survey of current distribution of *Rotylenchulus reniformis* in the United States. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 22, p. 695-699, 1990.

HUSSEY, R.S. Disease-inducing secretions of plant parasitic nematodes. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 27, p. 123-141, 1989.

HUSSEY, R.S. Secretions of esophageal glands in root-knot nematodes. In: GOMMERS, F.J.; Maas, P.W.T. (Ed.) **Nematology from molecule to ecosystem**.

Wageningen: The Netherlands. European Society of Nematologists, 1992. pp. 41-50.

HUSSEY, R.S. & R.W. RONCADORI. Vesicular arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. **Plant Disease**, v. 66, p. 9-14, 1982.

IBGE-INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA-IBGE. **SIDRA 2004: Sistema IBGE de Recuperação Automática**. Banco de dados agregados. Brasília: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2004. Disponível em <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/tabela/listabl.asp?z=t&o=1&i=P&e=1&c=1618>> Acesso em: 25 jan. 2005.

JACOB, J. A.; HAQUE, M. M.; MEHTA, U. K. Effect of neem products on the suppression of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* in tomato. **Nematology**, Iowa, v. 16, n. 19, 1998.

KASPARI, H. **ARCH microbiology**, v. 92, p. 201-207, 1973.

KOHLER, A.; SCHWINSLING, S.; CONRATH, U. Benzothiadiazole-induced priming for potentiated responses to pathogen infection, wounding and infiltration of water into leaves requires the NPR1/NIM1 gene in *Arabidopsis*. **Plant Physiology**, Oxford, v. 128; p. 1046-1056, 2002.

KÚI, J. Concepts and detection of induced systemic resistance in plants and its application. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, p. 7-12, 2001.

MÉTRAUX, J.P. Systemic acquired resistance and salicylic acid: current status of knowledge. **European Journal of Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, p. 13-18, 2001.

MOURA, R.M. Dois anos de rotação de cultura em campos de cana-de-açúcar para controle da meloidoginose. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, p. 1-7, 1991.

MOURA, R.M. Dois anos de rotação de cultura em campos de cana-de-açúcar para o controle de *Meloidogyne*. 1. Efeito dos tratamentos na população do nematóide. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, p. 1-7, 1995a.

MOURA, R.M. Dois anos de rotação de cultura em campos de cana-de-açúcar para o controle de *Meloidogyne*. 2. Considerações sobre o método e reflexos na produtividade agro-industrial da cana-planta. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 20, p. 597-600, 1995b.

MOURA, R.M. O gênero *Meloidogyne* e a meloidoginose. Parte I. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 4, p. 209-244, 1996.

MOURA, R.M. et al. Ocorrência dos nematóides *Pratylenchus zae* e *Meloidogyne* spp. em cana-de-açúcar no Nordeste do Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 101-103, 2000.

MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; GUIMARÃES, L. M. P. Nematode problems of

the melon crop in State of Rio Grande do Norte, Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 27, p. 225, 2002.

MOURA, R.M.; REGIS, E.M.O. Interações entre a meloidoginose da cana-de-açúcar e deficiências minerais observadas através de biotestes. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 15, p. 179-188, 1991.

NEHEMIAH, J. **Untersuchung über den Einfluss des endotrophen Mycorrhizapilzes *Glomus mosseae* Gerd & Trappe (Endogone mosseae, Nicolson & Gerd.) auf *Zea mays* L.** 1977. 184 f. Doutoral (Dissertation in Micology) – Rheinischen Friedrich-Wilhelms Univ. Bonn. West Germany, 1977.

PASCHOLATI, S.F. Indução de resistência sistêmica: opção para controle de doenças de plantas no século XXI? **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 29, p. 115-116, 2003.

PAUL, P. K.; SHARMA, P. D. *Azadirachta indica* leaf extract induces resistance in barley against leaf stripe disease. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, London, v. 61, p. 3-13, 2002.

PEDROSA, E. M. R. **A meloidoginose da cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.): Aspectos sintomatológicos, comportamento de cinco variedades prevalentes no nordeste do Brasil e relações com o raquitismo da soqueira.** 1989. 133f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade), Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 1989.

PEDROSA, E. M. R.; HUSSEY, R. S.; BOERMA, H. R. Cellular responses of resistant and susceptible soybean genotypes infected with *Meloidogyne arenaria* raça 1 e 2.

Journal of Nematology, Hanover, v. 28, p. 225-232, 1996a

PEDROSA, E.M.R.; HUSSEY, R.S.; BOERMA, H.R. Penetration and post-infectious development and reproduction of *Meloidogyne arenaria* races 1 and 2 on susceptible and resistant soybean genotypes. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 28, p. 343-351, 1996b.

POSTA, K.; MARSCHNER, H.; ROHELD, V. Manganese reduction in the rhizosphere of mycorrhizal and nonmycorrhizal maize. **Micorrhiza**, v. 5, p. 119-142, 1995.

RESENDE, M. L. V. et al. Perspectivas da indução de resistência em cacaueteiro contra *Crinipellis pernicioso* através do benzotiadiazole (BTH). **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 25, p. 149-156, 2000.

ROBINSON, A. F. et al. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host ranges, and crop plant resistance. **Nematropica**, Florida, v.27, p. 127-180, 1997.

RONCADORI, R.W.; HUSSEY, R.S. 1982. Mycorrhizae in interaction with other microorganisms. Endomycorrhizae. In: SCHENCK, N. C. (Eds.) **Methods and principles of mycorrhizal research**. The American Phytopath. Society: USA, 1982. p.219-224.

SASSER, J. N. Root-knot nematodes a global menace to crop production. **Plant Disease**, St Paul, v. 64, p. 36-41, 1980.

SASSER, J. N.; CARTER, C. C. Overview of the international *Meloidogyne* project. In: Sasser, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.) **Advanced treatise on Meloidogyne**: biology and control. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1985. v. 1, p. 19-24.

SCHMETTERER, H. Side-effects of neem (*Azadirachta indica*) products on insect pathogens and natural enemies of spider, mites and insects. **Journal of Applied Entomology**, Alemanha, v. 121, p. 121-128, 1997.

SILVA, L. H. C. P. **Resistência sistêmica ativada pelo acibenzolar-s-metil contra doenças em tomateiro**. 2002. 89 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 2002.

SILVA, L.H.C.P.; CAMPOS, J.R.; CAMPOS, V.P.; DUTRA, M.R. Época de aplicação do ácido benzolar-S-metil e da abamectiona no controle de *Meloidogyne* spp. em tomateiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 27, p. 194, 2002.

STANGARLIN, J.R. Aspectos bioquímicos do fenômeno de indução de resistência. **Summa Phytopathologica**, Botucatu, v. 29, p. 129-130, 2003.

STICHER, L.; MAUCH-MANI, B.; MÉTRAUX, J. Systemic acquired resistance. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 35; p. 235-270, 1997.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biología, identificación y control de nematodos Del nódulo de la raíz.** Carolina del Norte de EUA, 1983. 145p.

UNIÃO DA AGROINDÚSTRIA CANAVIEIRA DE SÃO PAULO. **UNICA.** Estatísticas. São Paulo: União da Agroindústria Canavieira de São Paulo, 2005. Disponível em: <http://www.unica.com.br/pages/cana_subprodutos.asp>. Acesso em: 30 jan. 2005.

VAN GUNDY, S.D.; BIRD, A.F.; WALLACE, H.R. Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 57, p. 559-571, 1967.

VARELA, F. L.; ESTRADA-TORRES, A. El papel de los microorganismos de la rizosfera y de la micorriza en la absorción de nutrimentos minerales y agua. In: MEMORIAS DEL X CURSO – TALLER DE OTONÑO, 10, 1991, México: Anais.. México, 1991. p. 1-29.

VIJAYALAKSHMI, M.; MOJUMDER, V. Effect of root dip treatment of tomato in aqueous extracts of neem products against *Meloidogyne incognita*. **Annals of Plant Protection Sciences**, London, v. 8, p. 272-273, 2000.

WEISER, W. The attractiveness of plants to larvae of root-knot nematodes. II The effect of excised bean, eggplant, and soybean roots on *Meloidogyne hapla* Chitwood. **Proceedings of Helminthology Society of Washington**, USA, v. 23, p. 59-64, 1956.

WHITEHEAD, A.G. **Plant nematode control**. C.A.B. International, Wallingford: CAB Internacional, 1998.

WYSS, U.; GRUNDLER, F. M. W.; MUNCH, A. The parasitic behavior of 2nd – stage juveniles of *Meloidogyne incognita* in roots of *Arahidopsis thaliana*. **Nematologica**, Leiden, v. 38, p. 98-111, 1992.

ZANETTI, M. **Uso de sub-produtos da fabricação de carvão vegetal na formação do porta-enxerto limoeiro ‘Cravo’ em ambiente protegido**. 2004. 77f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2004.

EFEITO DE EXTRATO PIROLENHOSO SOBRE O PARASITISMO
DE *Rotylenchulus reniformis* EM *Cucumis melo* E *Meloidogyne*
incognita* RAÇA 1 EM *Lycopersicon esculentum

CAPÍTULO 2

**EFEITO DE EXTRATO PIROLENHOSO SOBRE O PARASITISMO DE
Rotylenchulus reniformis EM *Cucumis melo* E *Meloidogyne incognita* RAÇA 1 EM
*Lycopersicon esculentum****

IZUMY P. DOIHARA¹, ELVIRA M. R. PEDROSA², GUSTAVO R. C. TORRES¹

*Parte da dissertação de mestrado em Fitopatologia pela UFRPE, Recife.

¹Departamento de Agronomia, ²Departamento de Tecnologia Rural, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Dois Irmãos, CEP.: 52.171-900, Recife, PE. E-mail: epedrosa@ufrpe.br

Recebido para publicação em // . Aceito em // .

Resumo – Doihara, I.P.; E.M.R. Pedrosa & G.R.C. Torres. 2005. Efeito de extrato pirolenhoso sobre o parasitismo de *Rotylenchulus reniformis* em *Cucumis melo* e *Meloidogyne incognita* raça 1 em *Lycopersicon esculentum*. **Nematologia Brasileira**

Derivado da carbonização da madeira, o extrato pirolenhoso tem mostrado perspectiva de uso no controle de doenças e pragas. O objetivo do presente estudo foi avaliar a eficiência do extrato pirolenhoso (EP) em quatro concentrações: 0; 0,01; 0,02; 0,04 (EP/água, relação v/v) no controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 em tomateiro (*Lycopersicon esculentum*) cv. Santa Cruz Kada Gigante e *Rotylenchulus reniformis* em

meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, em casa de vegetação. O delineamento estatístico adotado foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial 2 (solo infestado e não infestado com o nematóide) × 4 (concentrações de extrato pirolenhoso), com seis repetições, cada uma constituída por uma planta por vaso contendo solo previamente esterilizado. A infestação do solo com 5.000 ovos por vaso de *R. reniformis* ou *M. incognita* foi realizada 10 e 15 dias após a germinação do meloeiro e tomateiro, respectivamente, e, 24 horas após, aplicado o solo 50 mL de extrato pirolenhoso nas concentrações estudadas. Duas pulverizações complementares foram realizadas 15 e 30 dias após a primeira aplicação de extrato pirolenhoso e as avaliações efetuadas 55 (meloeiro) e 65 (tomateiro) dias após o plantio. Para ambos nematóides, não houve interação significativa entre infestação do solo e as diferentes concentrações de extrato pirolenhoso em relação ao desenvolvimento das plantas e reprodução dos nematóides. Plantas cultivadas em solo não infestado apresentaram biomassa da parte aérea maiores ($P \leq 0,05$) que aquelas cultivadas em solo infestado, no entanto, o extrato não teve efeito supressivo sobre a reprodução de *R. reniformis* ou *M. incognita*.

Palavras-chave: nematóide reniforme, nematóide das galhas, meloeiro, tomateiro, extrato vegetal, controle.

Summary - Doihara, I.P.; E.M.R. Pedrosa & G.R.C. Torres. 2005. Pyroligneus extract effect on *Rotylenchulus reniformis* in *Cucumis melo* and *Meloidogyne incognita* race 1 in *Lycopersicon esculentum*

Derived from wood carbonization, pyroligneous extract appears as an alternative in disease and pest control. The objective of the present study was to evaluate the efficiency of the pyroligneous extract (PE) in four different concentrations: 0; 0.01; 0.02; 0.04 (PE/water, relationship v/v) on control of *Meloidogyne incognita* race 1 in tomato (*Lycopersicon esculentum* cv. Santa Cruz Kada Gigante) and *Rotylenchulus reniformis* in melon (*Cucumis melo* cv. Amarelo Ouro), under greenhouse. The experimental design was completely randomized in a factorial arrangement 2 (nematode infested and no infested soil) \times 4 (pyroligneous extract concentrations), with six replications, consisting each experimental unit in a plant per vase. Soil infestation with 5,000 eggs of *R. reniformis* or *M. incognita* per vase was carried out 10 and 15 days after melon and tomato germination, respectively, being applied 50 mL of pyroligneous extract at studied concentration, 24 hours after the infestation. Two pulverizations with pyroligneous extract at 15 and 30 days after being applied in soil complemented application. Evaluations were carried out 55 (melon) and 65 (tomato) days after planting. For both parasites, there were not significant interactions between soil infestation and pyroligneous extract concentrations in relation to plant development and nematode reproduction. Plants cultivated in no infested soil presented higher ($P \leq 0,05$) shoot biomass than those cultivated in infested soil, however, the extract did not suppress *R. reniformis* and *M. incognita* reproduction.

Keywords: root-knot nematode, reniform nematode, melon, tomato, vegetal extract, control.

Introdução

Meloidogyne spp. e *Rotylenchulus reniformis* Lindford & Oliveira são parasitos de planta que possuem ampla distribuição geográfica e gama de hospedeiros, apresentando interações com diferentes espécies vegetais cultivadas e plantas nativas (Taylor & Sasser, 1978; Sasser, 1980; Robinson *et al.*, 1997). Baixas produtividades de culturas parasitadas por esses organismos no campo são freqüentes, constituindo fator limitante em vários agroecossistemas (Chaves *et al.*, 2002; Moura *et al.*, 2002).

As limitações das técnicas de controle, em diminuir de forma drástica e prolongada as populações desses parasitos, em áreas infestadas, constituem fator de alta relevância na busca de estratégias de manejo eficientes e seguras. As medidas ordinariamente empregadas envolvem o uso de nematicidas sistêmicos, rotação de culturas e resistência genética, embora inúmeras outras medidas possam ser associadas a essas (Sasser & Carter, 1985; Whitehead, 1998). No entanto, até o momento, nenhuma dessas medidas tem se mostrado efetiva o suficiente para reduzir drasticamente as populações iniciais desses nematóides, e não vulnerável à adaptação dos parasitos ou riscos ambientais.

Subproduto orgânico resultante da condensação da fumaça expelida no processo de carbonização da madeira, o extrato pirolenhoso vem se destacando, nos últimos anos, por apresentar grande potencial para controle de pragas e doenças (Cuadra, 2000). Segundo Zanetti (2004), o extrato pirolenhoso é constituído por componentes fenólicos, ácidos, componentes neutros, álcoois e outros, sendo que a maior parte é constituída por água (85%) e ácido acético (5,1%). Possui cerca de 200 tipos de compostos, que interagem sinergicamente promovendo efeito benéfico às plantas. Quando aplicado ao solo, melhora as propriedades físicas, químicas e biológicas, favorecendo a absorção

dos nutrientes pelas plantas.

O presente trabalho teve com objetivo avaliar o efeito do extrato pirolenhoso bruto sobre o parasitismo de *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood raça 1 em tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill. cv. Santa Cruz Kada Gigante) e *R. reniformis* em meloeiro (*Cucumis melo* L. cv. Amarelo Ouro), em casa de vegetação.

Material e Métodos

Foram conduzidos dois experimentos em casa de vegetação com temperatura média de $32 \pm 3^\circ\text{C}$. No primeiro, avaliou-se o efeito de extrato pirolenhoso (EP) bruto sobre o parasitismo de *M. incognita* raça 1 em tomateiro e, no segundo, o efeito desse extrato sobre o parasitismo de *R. reniformis* em meloeiro. As concentrações do extrato empregadas foram: 0; 0,01; 0,02; 0,04 (EP/água, relação v/v), com aplicação realizada no solo e na parte aérea das plantas. O solo, de textura arenosa (77,0% de areia; 15,2% de argila e 7,8% de silte), foi devidamente esterilizado com brometo de metila, na dosagem de $80 \text{ cm}^3/\text{m}^3$. As sementes de meloeiro cv. Amarelo Ouro e tomateiro cv. Santa Cruz Kada Gigante foram postas para germinar em vasos de 500 ml, procedendo-se ao desbaste cinco e 10 dias após, respectivamente. A infestação do solo com 5.000 ovos por vaso de *R. reniformis* ou *M. incognita* foi realizada 10 e 15 dias após a germinação do meloeiro e tomateiro, respectivamente, seguindo metodologia descrita por Hussey & Barker (1973), e, 24 horas após, aplicado no solo 50 ml de extrato pirolenhoso bruto nas concentrações indicadas. O delineamento estatístico adotado foi inteiramente casualizado em arranjo fatorial 2 (solo infestado e não infestado com o nematóide) \times 4 (concentrações de extrato pirolenhoso), com seis repetições. Duas pulverizações foliares com o extrato, realizadas 15 e 30 dias após a primeira aplicação

do produto, realizada no solo, complementaram o estudo, obedecendo às mesmas concentrações aplicadas inicialmente.

As avaliações foram efetuadas 55 (meloeiro) e 65 (tomateiro) dias após a inoculação, quando foram determinados pesos da biomassa fresca e seca da parte aérea e peso da biomassa fresca das raízes, número de ovos por planta e por grama de raiz para os dois nematóides e índice de galhas e de massa de ovos para *M. incognita*.

Nos dois experimentos, os resultados foram analisados com base em Modelos Lineares Generalizados (GLM) e as médias separadas pelo teste de Tukey, quando $P \leq 0,05$. Para análise, os dados relativos ao número de ovos por planta e por grama de raiz foram transformados para $\log_{10}(X+1)$. Quando necessário, os dados relativos ao peso fresco da parte aérea foram transformados para $\sqrt{(X+0,5)}$.

Resultados e Discussão

Para *R. reniformis*, não houve interação significativa entre infestação do solo e as diferentes concentrações de extrato pirolenhoso em relação as variáveis analisadas (Tabela 1). Analisando-se os efeitos isolados das variáveis, verificou-se que plantas cultivadas em solo não infestado apresentaram biomassas frescas e secas da parte aérea significativamente maiores que aquelas cultivadas em solo infestado refletindo o efeito negativo de *R. reniformis* sobre o desenvolvimento da planta parasitada, no entanto não foi encontrada diferença significativa em relação a biomassa fresca das raízes.

Quanto ao número de ovos por sistema radicular e ovos por grama de raiz, não houve diferença significativa entre as concentrações aplicadas indicando que o extrato pirolenhoso não teve efeito supressivo sobre a reprodução do nematóide (Tabela 1).

Para *M. incognita*, não houve interação significativa entre infestação do solo e as

diferentes concentrações de EPB em relação a todas as variáveis de crescimento da planta analisadas (Tabela 2). As biomassas fresca e seca da parte aérea das plantas cultivadas em solo não infestado foram significativamente maiores do que as das plantas cultivadas em solo infestado, comprovando o impacto negativo do parasitismo de *M. incognita* sobre o desenvolvimento do vegetal. A biomassa fresca das raízes das plantas parasitadas foi maior ($P \leq 0,05$) que o das não parasitadas tendo em vista o aumento de tecidos radiculares em função da formação das galhas. As biomassas da parte aérea e sistema radicular não apresentaram diferenças significativas em função da aplicação das diferentes concentrações de extrato pirolenhoso, demonstrando que o produto não teve efeito fitotóxico sobre o tomateiro.

Para as plantas cultivadas em solo infestado, nas quais foram aplicadas diferentes concentrações do extrato, não houve diferença significativa quanto ao índice de massa de ovos, índice de galhas, ovos por sistema radicular e ovos por grama de raiz, concluindo-se que o extrato não promoveu efeito supressivo sobre a reprodução de *M. incognita* (Tabela 2).

Os resultados ora obtidos discordam dos apresentados por Cuadra (2000) que observaram que o extrato pirolenhoso tinha ação nematicida sobre juvenis de *M. incognita*. Aparentemente, a eficiência do produto é sensivelmente diminuída quando não aplicado diretamente sobre o nematóide.

Literatura Citada

- CHAVES, A.; E.M.R. PEDROSA & R.M. MOURA. 2002. Efeitos da aplicação de terbufos sobre a densidade populacional de nematóides endoparasitos em cinco variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. *Nematologia Brasileira*, 26: 167-176.
- CUADRA, R. 2000. Some natural compounds with nematicidal effect. *Revista de Proteccion Vegetal*, 15:31-37.
- HUSSEY, R.S. & K.R. BARKER. 1973. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. *Plant Disease Reporter*, 57: 1025-1028.
- MOURA, R. M.; E. M. R. PEDROSA & L. M. P. GUIMARÃES. 2002. Nematode problems of the melon crop in State of Rio Grande do Norte, Brasil. *Fitopatologia Brasileira*, 27: 225.
- ROBINSON, A.F.; R.N. INSERRA; E.P. CASWELL-CHEN, N. VOVLAS & A. TROCOLI. 1997. *Rotylenchulus* species: identification, distribution, host range, and crop plant resistance. *Nematropica*, 27:127-180.
- SASSER, J.N. 1980. Root-knot nematodes: a global menace to crop production. *Plant Disease*, 64: 36-41.
- SASSER, J.N. & C.C. CARTER. 1985. An advanced treatise on *Meloidogyne*. biology and control. v. 1. Raleigh, North Carolina State University Graphics.

TAYLOR, A.L. & J.N. SASSER. 1978. Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species). International *Meloidogyne* Project. Raleigh. North Carolina State University/United States Dept. Agric.

WHITEHEAD, A.G. 1998. Plant nematode control. New York, C.A.B. International.

ZANETTI, M. 2004. Uso de sub-produtos da fabricação de carvão vegetal na formação do porta-enxerto limoeiro ‘Cravo’ em ambiente protegido. 2004. 77f. Dissertação (mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Estadual Paulista, Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Jaboticabal, 2004.

Tabela 1. Peso da biomassa fresca da parte aérea (BFPA) e do sistema radicular (BFR), biomassa seca da parte aérea (BSPA), número de ovos por sistema radicular (OSR) e de ovos por grama de raiz (OGR) de plantas de meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro tratadas com extrato pirolenhoso (EP) em quatro concentrações: 0; 0,01; 0,02; 0,04 (EP/água, relação v/v), inoculadas (I) e não inoculadas (NI) com 5000 ovos de *Rotylenchulus reniformis* por vaso

Dose	BFR		BFPA		BSPA		OSR	OGR
	I	NI	I	NI	I	NI		
0	8,61aA	8,39aA	16,65aA	21,14aA	1,45aA	2,79aA	39663a	9767a
0,01	10,25aA	10,10aA	16,11aA	23,46aA	1,95a	2,96aA	30132a	5829a
0,02	10,91aA	9,47aA	17,55aA	17,00aA	1,64aA	1,25aA	35077a	7003a
0,04	10,92aA	10,47aA	19,07aA	24,02aA	1,57aA	3,20aA	7003a	7197a
Efeito isolado	10,17A	9,61A	18,10B	21,41A	1,65B	2,55A		
C.V. (%)	6,95		12,39		11,22		6,16	7,08

Para análise estatística, os dados relativos ao número de ovos por planta e por grama de raiz foram transformados em $\log_{10}(X+1)$ e os dados relativos às biomassas de parte aérea e raízes foram transformados em $\sqrt{(X+0,5)}$, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula e na mesma linha médias seguidas por mesma letra maiúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

Tabela 2. Peso da biomassa fresca da parte aérea (BFPA) e do sistema radicular (BFR), biomassa seca da parte aérea (BSPA), número de ovos por sistema radicular (OSR) e de ovos por grama de raiz (OGR), índice de galhas (IG) e de massa de ovos (IMO) de plantas de tomateiro (*Lycopersicon esculentum*) cv. Santa Cruz Cada Gigante tratadas com extrato pirolenhoso (EP) em quatro concentrações: 0; 0,01; 0,02; 0,04 (EP/água, relação v/v), inoculadas (I) e não inoculadas (NI) com 5000 ovos de *Meloidogyne incognita* por vaso

Dose	BFR		BFPA		BSPA		OSR	OGR	IG	IMO
	I	NI	I	NI	I	NI				
0	9,58aA	7,65aA	4,03aA	22,95aA	0,48aA	2,31aA	42377a	9795a	4,8a	3,2a
0,01	9,75aA	7,95aA	6,22aA	18,89aA	0,58aA	1,78aA	60819a	16715a	5,0a	3,8a
0,02	9,64aA	7,67aA	9,24aA	23,20aA	1,01aA	2,06aA	59383a	15301a	5,0a	4,2a
0,04	9,58aA	6,58aA	6,45aA	17,17aA	1,57aA	1,65aA	46388a	11734a	5,0a	4,0a
Efeito isolado	9,64A	7,46B	6,49B	20,55A	0,91B	1,95A				
C.V. (%)	12,50		17,56		12,39		5,53	6,05	4,22	16,58

Para análise estatística, os dados relativos ao número de ovos por planta e por grama de raiz foram transformados em $\log_{10}(X+1)$ e os dados relativos às biomassas de parte aérea e raízes foram transformados em $\sqrt{(X+0,5)}$, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula e na mesma linha médias seguidas por mesma letra maiúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

**EFEITO DE ACIBENZOLAR-S-METIL E ÓLEO DE NIM SOBRE A
ECLOSÃO, PENETRAÇÃO E REPRODUÇÃO DE *Meloidogyne*
incognita RAÇA 1**

CAPÍTULO 3

**EFEITO DE ACIBENZOLAR-S-METIL E ÓLEO DE NIM (*Azadirachta indica*)
SOBRE A ECLOSÃO, PENETRAÇÃO E REPRODUÇÃO DE *Meloidogyne*
incognita RAÇA 1***

IZUMY P. DOIHARA¹, ELVIRA M. R. PEDROSA², UIDED M. T. CAVALCANTE³,
GUSTAVO R. C. TORRES¹

*Parte da dissertação de mestrado em Fitopatologia pela UFRPE, Recife.

¹Departamento de Agronomia, ²Departamento de Tecnologia Rural, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Dois Irmãos, 52.171-900, Recife, PE. E-mail: epedrosa@ufrpe.br; ³Departamento de Micologia, CCB-Universidade Federal de Pernambuco, 50670-420, Recife-PE.

Recebido para publicação em // . Aceito em // .

Resumo – Doihara, I.P.; E.M.R. Pedrosa & G.R.C. Torres. 2005. Efeito de acibenzolar-S-metil e óleo de nim sobre a eclosão, penetração e reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 1. **Nematologia Brasileira.**

O presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito de acibenzolar-S-metil (ASM) e óleo de nim (*Azadirachta indica*) sobre a eclosão, penetração e reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 1 e o desenvolvimento das plantas. Foram conduzidos cinco

experimentos, um em condições de laboratório e quatro em casa de vegetação com temperatura média de $32 \pm 3^\circ\text{C}$. No experimento 1, foi avaliada a eclosão de *M. incognita* após 48 e 168 horas de exposição a ASM (0,05 g/l e 0,50 g/l), óleo de nim (1 e 2%) e água (testemunha). No experimento 2, acompanhou-se a penetração de juvenis do segundo estágio (J_2) eclodidos sob ação desses produtos em meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, sete dias após inoculação. No experimento 3, ovos de *M. incognita* foram expostos aos produtos, nas concentrações usadas anteriormente, por 172 horas, inoculados em meloeiro cv. Amarelo Ouro, avaliando-se a reprodução do parasito 45 dias após inoculação. Os experimentos 4 e 5 foram realizados em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) var. RB 92579 e SP 81-3250, respectivamente. No experimento 4, investigou-se a relação entre época de aplicação dos produtos e o período de inoculação, e no experimento 5, interações entre produtos, nematóide e fungos micorrízicos arbusculares (FMA). Os resultados obtidos indicaram efeito direto do óleo de nim sobre a eclosão de *M. incognita*, mas não interferiu no desenvolvimento das plantas e nem na reprodução do nematóide. Da mesma forma, a exposição de J_2 ao ASM diminuiu a penetração do nematóide na raiz, no entanto, não ocorreu interferência na reprodução do parasito quando os ovos foram expostos ao indutor. A aplicação de ASM nas plantas diminuiu a reprodução do nematóide, mas não afetou o desenvolvimento do vegetal. A presença de FMA suprimiu a reprodução de *M. incognita* e favoreceu o efeito do ASM.

Palavras-chave: nematóide das galhas, controle alternativo, *Saccharum* sp., *Cucumis melo*.

Summary - Doihara, I.P.; E.M.R. Pedrosa & G.R.C. Torres. 2005. Effect of acibenzolar-S-metil and neen (*Azadirachta indica*) oil on hatching, penetration and reproduction of *Meloidogyne incognita* race 1.

The objective of the present study was to evaluate acibenzolar-S-methyl (ASM) and neen (*Azadirachta indica*) oil effect on hatching, penetration and reproduction of *M. incognita* race 1 and on plant growth. It was carried out five experiments, one in laboratory conditions and four under greenhouse. In experiment 1, hatching of *M. incognita* was evaluated 48 and 168 hours after eggs exposure to ASM (0.05 g/l and 0.50 g/L), neen oil (1 and 2%) and water (control). In experiment 2, penetration in melon cv. Amarelo Ouro roots of second stage juveniles (J₂) hatched under ASM, neen oil and water was evaluated seven days after inoculation. In the third experiment, eggs of the parasite, exposed for 172 hours to products and concentrations used earlier, were inoculated in melon and 45 days after it was evaluated reproduction. Experiments 4 and 5 were carried out in sugarcane var. RB 92579 and SP 81-3250, respectively. In the experiment 4, it was investigated relation between products application and inoculation time, and in experiment 5, it was evaluated interactions among products, nematode and arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). The results pointed out direct effect of neen oil on *M. incognita* hatching. Exposing J₂ to ASM decreased nematode penetration in root, but eggs exposure to this compound did not affect nematode reproduction. In contrast, The ASM application in sugarcane decreased nematode reproduction, but it did not affect plant development. AMF suppressed *M. incognita* reproduction and improved plant development.

Keywords: root-knot nematode, alternative control, *Saccharum* sp., *Cucumis melo*.

Introdução

Nematóides do gênero *Meloidogyne* parasitam mais de 2.000 espécies de plantas (Sasser, 1980), incluindo praticamente todas as plantas cultivadas e várias ervas daninhas. O grau de parasitismo do nematóide, geralmente, está associado à reprodução. Em média, 500 a 700 ovos são produzidos por uma fêmea adulta. Em condições de temperatura e umidade adequadas, ocorre a eclosão do juvenil do segundo estágio (J₂) que, atraído por exsudatos radiculares, migram no solo em direção às raízes de alimentação das plantas hospedeiras (Weiser, 1956). Embora estimulem a eclosão, os exsudatos não são rigorosamente necessários para que o nematóide complete o ciclo de vida (Dropkin, 1989), mas a percepção do estímulo é decisiva na manutenção das reservas alimentares do J₂ e pode afetar a infectividade (Van Gundy *et al.*, 1967). Após a penetração, o J₂ migra intercelularmente na região do córtex até uma área de diferenciação celular (Wyss *et al.*, 1992). A estrutura de alimentação, conhecida como células gigantes, é induzida em células específicas do protoxilema por secreções produzidas pelo parasito (Hussey, 1989, 1992). A duração do ciclo, que pode variar de três semanas a vários meses é função de uma série de fatores, destacando-se a temperatura e hospedabilidade da planta (David & Triantaphyllou, 1967; Pedrosa *et al.*, 1996b).

De maneira geral, eventos que induzam interrupção ou alongamento da duração do ciclo do nematóide caracterizam reação de resistência, atuando de forma direta ou indireta, no estímulo à eclosão, capacidade do J₂ localizar e invadir a planta hospedeira, indução e manutenção do sítio de alimentação e, conseqüentemente, desenvolvimento

de fêmeas adultas e produção de ovos (Cook, 1991). A reação de resitência, adquirida por herança genética, pode estar presente na planta ou ser ativada em resposta à presença do organismo. No entanto, quando a planta não apresenta os mecanismos de defesa constitutivos, mecanismos latentes de resistência podem ser ativados por indutores e expressos no local do sítio de infecção ou sistemicamente, após subsequente ataque de patógenos, caracterizando a resistência sistêmica adquirida (RSA) (Sticher *et al.*, 1997; Métraux, 2001).

Estudos têm indicado que o acibenzolar-S-metil (ASM) é um ativador em potencial da RSA em vários hospedeiros, em condições de campo, contra um amplo número de patógenos, através da indução da produção de ácido salicílico, mesmo em plantas incapazes de produzir tal molécula, ativando assim o sistema de defesa (Resende *et al.*, 2000). Contudo, a grande maioria dos trabalhos de indução de resistência está relacionada às doenças foliares e muito pouca atenção tem sido direcionada à possibilidade de indução de resistência para manejo de fitonematóides. Exemplos bem sucedidos do uso de indutores contra nematóides em diferentes patossistemas incluem: ácido salicílico na indução de resistência a *M. arenaria* (Neal) Chitwood em *Vigna catjang* (Burm.) Walp (Nandi *et al.*, 2002) e ácido acibenzolar-S-metil na indução de resistência a *M. javanica* (Treub.) Chitwood e *M. arenaria* em videira (*Vitis* sp.) (Owen *et al.*, 1999) e a *M. incognita* em tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) (Silva *et al.*, 2002), muito embora os possíveis mecanismos envolvidos não tenham sido esclarecidos.

O uso de derivados de plantas, a exemplo de extratos e óleos vegetais, constitui outra alternativa para manejo de fitopatógenos, muito estudada recentemente, principalmente nos casos onde os métodos atuais de controle se mostram poucos

efetivos. Entre essas plantas, destaca-se o nim (*Azadirachta indica* Juss.) que vem sendo utilizado de diferentes maneiras para controle de pragas e doenças, demonstrando grande potencial de utilização como nematicida (Jacob *et al.*, 1998; Vijayalkshmi & Mojunder, 2000) e indutor de resistência a doenças (Singh & Prithivira, 1997; Paul & Sharma, 2002).

O objetivo do presente estudo foi avaliar o efeito de acibenzolar-S-metil e óleo de nim sobre a eclosão, penetração e reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 1.

Material e Métodos

Foram conduzidos cinco experimentos, um em condições de laboratório ($27 \pm 2^\circ\text{C}$) e quatro em casa de vegetação ($27 \pm 3^\circ\text{C}$). No experimento 1, foi avaliada a eclosão de *M. incognita* raça 1 após 48 e 168 horas de exposição a ASM, óleo de nim e água. No experimento 2, acompanhou-se a penetração dos J₂ eclodidos sob ação desses produtos em meloeiro (*Cucumis melo* L.) cv. Amarelo Ouro, sete dias após inoculação. No experimento 3, ovos expostos a ASM, óleo de nim e água, por 172 horas, foram inoculados em meloeiro cv. Amarelo Ouro, avaliando-se a reprodução 45 dias após inoculação. Os experimento 4 e 5 foram realizados em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.), investigando-se relações entre época de aplicação dos produtos e períodos de inoculação e interações entre produtos, nematóide e fungos micorrízicos arbusculares (FMA), respectivamente. Para os experimentos 2, 3 e 4 utilizou-se solo de textura arenosa (77,0% de areia, 15,2% de argila e 7,8% de silte). Para o experimento 5, utilizou-se solo com pH (H₂O – 2,5:1) 6,4 e P disponível 3,5 mg/Kg.

Experimento 1: O estudo foi conduzido em condições de laboratório, utilizando-se a

técnica do Funil de Baermann modificado (Christie & Perry, 1951). A unidade experimental consistiu de um Funil de Baermann modificado, onde foram depositados 10.000 ovos de *M. incognita* raça 1. Os ovos foram extraídos de tomateiros cv. Santa Cruz Kada Gigante, cultivados em casa de vegetação, usando-se a metodologia descrita por Hussey & Barker (1973). O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em arranjo fatorial, com 10 tratamentos e cinco repetições. Foram avaliados os efeitos dos produtos ASM (0,05 g/l e 0,50 g/l) e óleo de nim (1% e 2%) e do tempo de exposição (48 e 168 horas), utilizando-se água destilada como testemunha.

Experimento 2: Os juvenis eclodidos após 48 horas de exposição a ASM (0,05 g/l e 0,50 g/l), óleo de nim (1 e 2%) e água foram inoculados em meloeiro cv. Amarelo Ouro com sete dias de idade, plantados em solo esterilizado com brometo de metila, na dosagem de 80 cm³/m³. O inóculo foi constituído por 300 J₂ por planta. O delineamento experimental foi do tipo inteiramente casualizado com cinco tratamentos e seis repetições. Para avaliação da penetração foi usada a técnica de coloração descrita por Byrd *et al.* (1983). As avaliações foram realizadas sete dias após a infestação do solo, determinando-se o número de J₂ vermiformes e alargados por sistema radicular.

Experimento 3: Ovos submetidos a 172 horas de exposição a ASM (0,05 g/l e 0,50 g/l), óleo de nim (1 e 2%) e água foram inoculados em meloeiro cv. Amarelo Ouro com sete dias de idade, plantados em solo esterilizado. O inóculo foi constituído por 2500 J₂ por planta. O delineamento experimental foi do tipo inteiramente casualizado com cinco tratamentos e seis repetições. As plantas foram colhidas 45 dias após a inoculação, quando foram determinadas as biomassas frescas da parte aérea e raízes, número de ovos por planta e por grama de raiz e fator de reprodução do nematóide.

Experimento 4: Mudanças de cana-de-açúcar var. RB 92579 obtidas de cultura de meristema foram transplantadas para sacos de 20×25cm contendo solo esterilizado. Sete dias após o transplante, as mudas foram podadas para favorecer a uniformidade e desenvolvimento das plantas, e após cinco dias foram aplicados os tratamentos em delineamento experimental inteiramente casualizado, com quatro repetições. Os tratamentos consistiram de ASM (0,05 g/l e 0,50 g/l) e óleo de nim (1 e 2%) e testemunha não tratada, aplicados em plantas não inoculadas ou em plantas inoculadas (15 ou 30 dias antes da infestação do solo com *M. incognita* raça 1). O inóculo de 20.000 ovos por planta foi obtido conforme técnica descrita por Hussey & Barker (1973). As avaliações foram realizadas 60 dias após a inoculação, quando foram determinadas as biomassas frescas da parte aérea e raízes, número de entrenós, número de ovos por planta e número de ovos por grama de raiz.

Experimento 5: Plântulas de cana-de-açúcar var. SP 81-3250 foram obtidas a partir de rebolos de uma gema, inoculados ou não com 200 esporos de três espécies de FMA (*Gigaspora albida* Becker & Hall, *Glomus etunicatum* Becker & Gerdemann e *Scutellospora heterogama* Spain & Schenck), oriundos do International Culture Collection of (vesícula) Arbuscular Mycorrhizal Fungi, Centro Nacional de Pesquisa de Agrobiologia e Araripina/PE respectivamente, 48 horas após o plantio. Dez dias após, as plântulas foram transplantadas para sacos de 20×25cm contendo solo devidamente adubado e esterilizado. Cinco dias após o transplante foram aplicados os tratamentos em delineamento experimental inteiramente casualizado em arranjo fatorial 3 (ASM a 0,50 g/l, óleo de nim a 2%, testemunha não tratada) × 2 (com e sem *M. incognita*) × 2 (com e sem FMA), com cinco repetições. As avaliações foram realizadas 110 dias após a inoculação, quando foram determinadas as biomassas frescas da parte aérea e raízes,

número de perfilhos, número de entrenós, número de ovos por planta e número de ovos por grama de raiz.

Nos cinco experimentos, os resultados foram analisados com base em Modelos Lineares Generalizados (GLM) ou análise de variância (ANOVA) e as médias separadas pelo teste de Tukey, quando $P \leq 0,05$. Para a análise, os dados relativos ao número de J₂ e ovos do nematóide foram transformados para $\log_{10}(X+1)$. Quando necessário, os dados relativos à biomassa das plantas foram transformados para $\sqrt{(X+0,5)}$.

Resultados e Discussão

Experimento 1: Nos estudos de eclosão ocorreram interações significativas entre produtos e período de exposição dos ovos. Após 48 horas de exposição dos ovos aos produtos, não foram observadas diferenças entre os tratamentos. No entanto, após 168 horas, significativamente menor número de J₂ eclodiram em óleo de nim (1 e 2%) do que em água (Tabela 1).

Experimentos 2 e 3: Nos estudos de penetração não ocorreram interações significativas entre os tratamentos e o tempo, embora os efeitos isolados das duas variáveis tenham sido significativos. A Tabela 2 apresenta o número de J₂ por sistema radicular e por grama de raiz de meloeiro, 168 horas após a inoculação de *M. incognita*. No geral, significativamente menor número de J₂ (vermiformes + alargados) tratados com ASM (0,05 e 0,50g/l) penetraram nas raízes em relação à testemunha. A ação inibidora do ASM também foi constatada quando se considerou o número de formas juvenis por grama de raiz (Tabela 2). No entanto, quando foi avaliado o desenvolvimento das plantas e reprodução do nematóide, 45 dias após a inoculação de

ovos expostos a ASM, óleo de nim e água por 172 horas, não foram detectadas diferenças significativas em relação a nenhuma das variáveis analisadas (Tabela 3).

Experimento 4: Em relação ao ASM, o parasitismo de *M. incognita*, 60 dias após a inoculação, não afetou significativamente o número de entrenós nem a biomassa fresca da parte aérea e do sistema radicular da cana-de-açúcar (Tabela 4). Tanto nas plantas inoculadas como nas não inoculadas, a aplicação de ASM não promoveu diferenças significativas no número de entrenós e biomassa da parte aérea e raiz, independentemente da dosagem utilizada. Também não ocorreram diferenças significativas em relação ao número de ovos por grama de raiz em plantas tratadas e não tratadas com o indutor. Ao contrário, plantas tratadas com ASM apresentaram significativamente menor número de ovos por sistema radicular. Similarmente, a época de inoculação do parasito após a aplicação do ASM afetou significativamente o número de ovos por planta, ocorrendo maior concentração de ovos quando o nematóide foi inoculado 30 dias após a aplicação do indutor, corroborando com Silva et al. (2002) e Stangarlin (2003) que a proteção induzida é dependente do intervalo de tempo entre o tratamento com o indutor e a subsequente inoculação do patógeno. Não ocorreram interações significativas entre época de inoculação e dose em relação às variáveis analisadas.

Em relação ao nim, diferenças significativas foram observadas na biomassa fresca da raiz de plantas inoculadas e não inoculadas com *M. incognita*, ocorrendo redução no peso das raízes decorrente do parasitismo do nematóide. Ainda em relação ao desenvolvimento das plantas, a época de inoculação afetou significativamente a biomassa da parte aérea, com os menores pesos das biomassas associados às inoculações realizadas 30 dias após a aplicação do nim. Não foram detectados efeitos

significativos do produto sobre o nematóide (Tabela 4).

Experimento 5: Em relação ao desenvolvimento das plantas, ocorreram interações significativas entre nematóide, FMA e produtos afetando o número de entrenós. Nas plantas inoculadas com FMA o parasitismo do nematóide induziu significativamente menor número de entrenó (Tabela 5). Em relação à biomassa fresca da raiz, foi significativo o efeito da interação entre FMA e *M. incognita* e o efeito isolado do fungo e dos tratamentos. O número de perfilho foi afetado pelo fungo e pelo nematóide isoladamente. Também ocorreram interações significativas entre nematóide, fungo e tratamentos em relação ao número de ovos de *M. incognita* por planta e por grama de raiz. De maneira geral, as plantas sem FMA apresentaram maior número de ovos de *M. incognita* (por sistema radicular e por grama de raiz) do que as inoculadas com o fungo (Tabela 6). Além do mais, o efeito do ASM só foi detectado nas plantas micorrizadas, induzindo redução significativa no número de ovos por sistema radicular em relação à testemunha não tratada, mas as diferenças não se mantiveram significativas quando foram considerados os números de ovos por grama de raiz (Tabela 6). óleo de nim não inibiu a reprodução de *M. incognita*.

Na indução de resistência com indutores abióticos, a ação desses agentes não é devido à atividade antimicrobiana, mas à capacidade de indução de resistência e manutenção da proteção a partir da aplicação, até que seja completamente expressa (Kúc, 2001). Os resultados obtidos no experimento 1 indicaram efeito direto do óleo de nim sobre a eclosão de *M. incognita*. Da mesma forma, nos experimentos 2, a exposição de J₂ ao ASM afetou a penetração do nematóide na raiz, no entanto, aparentemente os J₂ não foram afetados pelo produto quando estavam protegidos no interior dos ovos, não ocorrendo interferência na reprodução do parasito (experimento 3)

A interação entre *Meloidogyne* spp. e planta hospedeira é de natureza dinâmica e complexa. Pedrosa et al. (1996a) demonstraram que os mecanismos de resistência a nematóides das galhas afetavam mais diretamente o desenvolvimento do juvenil após a indução do sítio de alimentação, do que a penetração, reduzindo sensivelmente as taxas de desenvolvimento e fecundidade do nematóide em genótipos resistentes. Consistentemente, os efeitos no patógeno estavam associados a diferenças no desenvolvimento e funcionalidade das células gigantes induzidas na hospedeira (Pedrosa et al., 1996b). No presente estudo, a aplicação de ASM nas plantas afetou a reprodução do nematóide, mas não foram observadas diferenças no desenvolvimento do vegetal, exceto na presença de FMA (Tabelas 4, 5 e 6). Segundo Hussey & Roncadori (1982) e Roncadori & Hussey (1982), em interações positivas envolvendo fungos micorrízicos e nematóides, a presença de um FMA eficaz reduz a taxa de penetração, desenvolvimento e reprodução do nematóide na raiz e, conseqüentemente, os danos causados à planta. No entanto, tem sido verificado que o efeito do FMA sobre plantas com nematóide é mais que aumento no vigor e nutrição do vegetal. A redução da reprodução de nematóides é atribuída à complexa mudança fisiológica na hospedeira induzida pela micorrização. Essas mudanças podem se manifestar em vários aspectos da relação, alterando a atração produzida pela raiz; os fatores de pré-infecção, a exemplo dos exsudatos radiculares; a disponibilidade de sítios de infecção e os mecanismos de defesa da planta (Azcón-Aguilar & Barea, 1996), promovendo na raiz condições não favoráveis para ótimo desenvolvimento do nematóide (Dehne, 1982).

Literatura Citada

- AZCÓN-AGUILAR, C. & J. M. BAREA. 1996. Arbuscular mycorrhizas and biological control of soil-borne plant pathogens – an overview of the mechanism involved. *Mycorrhiza*, 6: 457-464.
- BYRD JR., D.W; T. KIKPATRICK & .K. R. BARKER. 1983. An improved technique for cleaning and staining plant tissues for detection of nematodes. *Journal of Nematology*, 15: 142-143.
- COOK, R. 1991 Resistance in plants to cyst and root-knot nematodes. *Agricultural Zoology Reviews*, 4: 213-239.
- CHRISTIE, J.R. & V.G. PERRY. 1951. Removing nematodes from soil. *Proceedings of Helminthology Society of Washington*, 18: 106-108.
- DAVID, R. G. & A.C. TRIANTAPHYLLOU. 1967. Influence of the environment and sex differentiation of root-knot nematodes. I. Effect of infection density, ages of the host plant and soil temperature. *Nematologica*, 13: 102-110.
- DEHNE, H.W. 1982. Interactions between vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi and pathogens. *Phytopathology*, 72: 1115-1119.
- DROPKIN, V.H. Introduction to plant nematology. New York: John Wiley & Sons, 1989. 424p.

- HUSSEY, R.S. 1989. Disease-inducing secretions of plant parasitic nematodes. Annual Review of Phytopathology, 27: 123-141.
- HUSSEY, R.S. 1992. Secretions of esophageal glands in root-knot nematodes. In: Gommers, F.J. & P.W.T. Maas (Ed.). Nematology from Molecule to Ecosystem. Wageningen, The Netherlands. European Society of Nematologists. pp. 41-50.
- HUSSEY, R.S. & K.R. BARKER. 1973. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. Plant Disease Reporter 57: 1025-1028.
- HUSSEY, R.S. & R.W. RONCADORI. 1982. Vesicular arbuscular mycorrhizae may limit nematode activity and improve plant growth. Plant Disease, 66: 9-14.
- JACOB, J. A.; M. M. HAQUE & U.K. MEHTA. 1998. Effect of neem products on the suppression of root-knot nematode *Meloidogyne incognita* in tomato. Nematology, 16: 19-22, 1998.
- MÉTRAUX, J.P. 2001. Systemic acquired resistance and salicylic acid: current status of knowledge. European Journal of Plant Pathology, 107: 13-18.
- NANDI, B.; N.C. SUKUL; N. BANERJEE; S. SENGUPTA; P. DAS & S.P.S. BABU, 2002. Salicylic acid enhances resistance in cowpea against *Meloidogyne*

incognita. Phytopathology Mediterranean, 4: 39-44.

KÚI, J. 2001. Concepts and detection of induced systemic resistance in plants and its implication. European Journal of Plant Pathology, 107:7-12.

OWEN, K.J.; C.D. GREEN & B.J. DEVERALL. 1999. Systemic acquired resistance against root-knot nematodes in grapevines. Department of Crop Science. A. 20 University of Sidney. New South Wales, Austrália.

PAUL, P.K. & P.D. SHARMA. 2002. *Azadirachita indica* leaf extract induces resistance in barley against leaf stripe disease. Physiological and Molecular Plant Pathology, 61: 3-13.

PEDROSA, E.M.R.; R.S. HUSSEY & H.R. BOERMA. 1996a. Cellular responses of resistant and susceptible soybean genotypes infected with *Meloidogyne arenaria* races 1 and 2. Journal of Nematology, 28: 225-232.

PEDROSA, E.M.R.; R.S. HUSSEY & H.R. BOERMA. 1996b. Penetration and post-infectious development and reproduction of *Meloidogyne arenaria* races 1 and 2 on susceptible and resistant soybean genotypes. Journal of Nematology, 28: 343-351.

RESENDE, M.L.V.; G.B.A. NOJOSA; M.A.G. AGUILAR; L.H.C.P. SILVA; G.R. NIELLA; G.A. CARVALHO; G.R. GIOVANINI & R.M. CASTRO. 2000.

Perspectiva da indução de resistência em cacauero contra *Crinipellis pernicioso* através de benzotiadiazole (BTH). *Fitopatologia Brasileira*, 25: 149-156.

RONCADORI, R.W. & R.S. HUSSEY. 1982. Mycorrhizae in interaction with other microorganisms. Endomycorrhizae. In: N.C. Schenck (ed.) *Methods and principles of mycorrhizal research*. The American Phytopath. Society. USA. p.219-224.

SASSER, J. N. 1980. Root-knot nematodes a global menace to crop production. *Plant Disease*, 64: 36-41.

SILVA, L.H.C.P.; J.R. CAMPOS; V.P. CAMPOS & M.R. DUTRA. 2002. Época de aplicação do ácido benzolar-S-metil e da abamectiona no controle de *Meloidogyne* spp. em tomateiro. *Fitopatologia Brasileira*, 27: 194 (suplemento).

SINGH, U.P. & B. PRITHIVIRA. 1997. Neenmazal, a product of neen (*Azadirachta indica*), induces resistance in pea (*Pisum sativum*) against *Erysiphe pisi*. *Physiological and Molecular Plant Pathology*, 51: 181-194.

STANGARLIN, J.R. 2003. Aspectos bioquímicos do fenômeno de indução de resistência. *Summa Phytopathologica*, 29: 129-130.

STICHER, L.; B. MAUCH-MANI & J. MÉTRAUX, J. 1997. Systemic acquired resistance. *Annual Review of Phytopathology*, 35: 235-270.

VAN GUNDY, S.D.; A.F. BIRD & H.R. WALLACE. 1967. Aging and starvation in larvae of *Meloidogyne javanica* and *Tylenchulus semipenetrans*. *Phytopathology*, 57: 559-571.

VIJAYALKSHMI, M. & V. MOJUNDER. 2000. Effect of root dip treatment of tomato in aqueous extracts of neem products against *Meloidogyne incognita*. *Annals of Plant Protection Sciences*, 8: 272-273.

WEISER, W. 1956. The attractiveness of plants to larvae of root-knot nematodes. II The effect of excised bean, eggplant, and soybean roots on *Meloidogyne hapla* Chitwood. *Proceedings of Helminthology Society of Washington*, 23: 59-64.

WYSS, U.; F.M.W. GRUNDLER & A. MUNCH. 1992. The parasitic behavior of 2^{ad} – stage juveniles of *Meloidogyne incognita* in roots of *Arahidopsis thaliana*. *Nematologica*, 38: 98-111.

Tabela 1. Eclosão de *Meloidogyne incognita* raça 1 após 48 e 168 horas de exposição a acibenzolar-S-metil (ASM), óleo de nim (*Azadirachta indica*) e água

Tratamento	Período de exposição (horas)	
	48	168
Água	147aB	360aA
ASM (0,05g/l)	95aB	311abA
ASM (0,50g/l)	66aB	272abA
Nim (1%)	130aA	134bA
Nim (2%)	62aA	135bA
C.V. (%)	11,24	

Dados transformados em $\log_{10}(X+1)$ para análise estatística, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula e na mesma linha médias seguidas por mesma letra maiúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

Tabela 2. Penetração de juvenis de *Meloidogyne incognita* raça 1 eclodidos sob ação de acibenzolar-S-metil (ASM), óleo de nim (*Azadirachta indica*) e água em meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, sete dias após inoculação

Tratamento	Número de juvenis do segundo estágio (J ₂)	
	Por sistema radicular	Por grama de raiz
	J ₂ vermiformes	
Água	45a	188ab
ASM (0,05g/l)	18a	65c
ASM (0,50g/l)	28a	101bc
Nim (1%)	49a	135ab
Nim (2%)	37a	327a
C.V. (%)	22,29	14,88
	J ₂ alargados	
Água	115ab	427a
ASM (0,05g/l)	62ab	208ab
ASM (0,50g/l)	33b	132b
Nim (1%)	107a	294a
Nim (2%)	92ab	728a
C.V. (%)	28,81	22,59
	J ₂ totais	
Água	160a	616a
ASM (0,05g/l)	80b	273b
ASM (0,50g/l)	61b	234b
Nim (1%)	156a	429ab
Nim (2%)	129ab	1055a
C.V. (%)	18,96	12,94

Dados transformados em $\log_{10}(X+1)$ para análise estatística, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

Tabela 3. Efeito da exposição de ovos de *Meloidogyne incognita* raça 1 a acibenzolar-S-metil (ASM), óleo de nim (*Azadirachta indica*) e água por 172 horas sobre a reprodução do nematóide em meloeiro (*Cucumis melo*) cv. Amarelo Ouro, 45 dias após inoculação

Tratamento	Desenvolvimento da planta		Reprodução do nematóide		
	BFPA	BFR	Ovos/planta	Ovos/g raiz	Fator de Reprodução
Água	53,75a	25,92a	16769a	654a	6,75
ASM (0,05g/l)	52,50a	19,77a	21371a	1087a	8,64
ASM (0,50g/l)	52,00a	23,35a	16098a	655a	6,44
Nim (1%)	54,00a	24,81a	10032a	412a	4,10
Nim (2%)	62,50a	25,64a	15848a	620a	6,40
C.V. (%)	7,14	7,58	4,26	7,54	-

Para análise estatística, os dados relativos ao número de ovos por planta e por grama de raiz foram transformados em $\log_{10}(X+1)$ e os dados relativos às biomassas de parte aérea e raízes foram transformados em $\sqrt{(X+0,5)}$, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, médias seguidas por mesma letra minúscula na mesma coluna não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação. BFPA=Biomassa fresca da parte aérea; BFR=Biomassa fresca da raiz.

Tabela 4. Efeito da dose e época de aplicação de acibenzolar-S-metil (ASM) e óleo de nim (*Azadirachta indica*) sobre o parasitismo de *Meloidogyne incognita* raça 1 em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.), 60 dias após a inoculação. Nível de significância das variáveis relativas ao desenvolvimento da planta e reprodução do nematóide

Contraste	Nível de significância				
	BFPA	BFR	Nº entrenó	Ovos/planta	Ovos/g raiz
			ASM		
Plantas inoculadas × plantas não inoculadas	0,64	0,06	0,06	-	-
Dentro de plantas não inoculadas: sem ASM × com ASM	0,30	0,07	0,55	-	-
Dentro de plantas inoculadas: sem ASM × com ASM	0,58	0,79	0,63	0,04	0,26
Época de inoculação: 15 dias após aplicação de ASM × 30 dias	0,53	0,14	0,44	0,01	0,11
Dose: 0,05g/L × 0,50g/L	0,16	0,99	0,80	0,89	0,97
Interação: época de inoculação × dose	0,42	0,01	0,44	0,29	0,85
C.V. (%)	11,46	14,46	10,80	6,73	12,90
			Nim		
Plantas inoculadas × plantas não inoculadas	0,12	<0,01	0,61	-	-
Dentro de plantas não inoculadas: sem nim × com nim	0,97	0,55	0,87	-	-
Dentro de plantas inoculadas: com sem × com nim	0,29	0,88	0,87	0,25	0,32
Época de inoculação: 15 dias após aplicação de nim × 30 dias	0,04	0,20	0,63	0,50	0,29
Dose: 1% × 2%	0,58	0,25	0,10	0,28	0,19
Interação: época de inoculação × dose	0,58	0,41	0,81	0,14	0,35
C.V. (%)	10,83	13,54	14,88	6,75	13,18

Para análise estatística, os dados relativos ao número de ovos por planta e por grama de raiz foram transformados em $\log_{10}(X+1)$ e os dados relativos às biomassas de parte aérea e raízes e número de nós foram transformados em $\sqrt{(X+0,5)}$. BFPA=Biomassa fresca da parte aérea; BFR=Biomassa fresca da raiz.

Tabela 5. Valores das variáveis de crescimento de plantas de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.), tratadas com acibenzolar-S-metil (ASM) e óleo de nim (*Azadirachta indica*), inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMA) e *Meloidogyne incognita* raça 1 (MI)

Tratamento	Com FMA		Sem FMA	
	Com MI	Sem MI	Com MI	Sem MI
	Biomassa fresca da raiz (g)			
Água	116aA	104aA	129aA	170aA
ASM (0,50g/l)	77aA	106aA	102aA	141aA
Nim (2%)	91aA	73aA	115aA	126aA
C.V. (%)	12,36			
	Biomassa fresca da parte aérea (g)			
Água	52aA	55aA	59aA	56aA
ASM (0,50g/l)	61aA	53aA	58aA	61aA
Nim (2%)	53aA	63aA	60aA	49aA
C.V. (%)	8,55			
	Número de perfilho			
Água	1,40aA	0,40aA	1,60aA	0,80aA
ASM (0,50g/l)	1,20aA	0,80aA	2,00aA	1,00aA
Nim (2%)	1,60aA	0,40aA	1,60aA	1,80aA
C.V. (%)	19,70			
	Número de entrenó			
Água	3,40abA	3,80aA	2,60aA	4,40aA
ASM (0,50g/l)	5,20aA	3,80aA	2,80aA	3,60aA
Nim (2%)	2,40bB	5,20aA	3,80aAB	3,40aAB
C.V. (%)	12,66			

Dados transformados em $\sqrt{(x+1)}$ para análise estatística, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula e na mesma linha médias seguidas por mesma letra maiúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

Tabela 6. Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 1 (MI) em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.), tratada com acibenzolar-S-metil (ASM) e óleo de nim (*Azadirachta indica*), inoculadas e não inoculadas com fungos micorrízicos arbusculares (FMA)

Tratamento	Com FMA	Sem FMA
	Número de ovos por sistema radicular	
Água	34718aB	136933aA
ASM (0,50g/l)	10857bB	100245aA
Nim (2%)	48803aB	61155aA
C.V. (%)	11,88	
	Número de ovos por grama de raiz	
Água	290abB	1161aA
ASM (0,50g/l)	171bB	931aA
Nim (2%)	542aA	561aA
C.V. (%)	21,50	

Dados transformados em $\log_{10}(X+1)$ para análise estatística, sendo apresentadas as médias dos dados originais. Para a mesma variável, na mesma coluna médias seguidas por mesma letra minúscula e na mesma linha médias seguidas por mesma letra maiúscula não diferem significativamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. C.V. = coeficiente de variação.

CONCLUSÕES GERAIS

CONCLUSÕES GERAIS

Em meloeiro e tomateiro, o parasitismo de *R. reniformis* e *M. incognita*, respectivamente, induziu redução das biomassas frescas e secas da parte aérea das plantas;

O extrato pirolenhoso bruto não afetou a reprodução de *R. reniformis* e *M. incognita* nem o desenvolvimento do meloeiro e do tomateiro;

A exposição de ovos de *M. incognita* a óleo de nim por 168 horas reduziu a eclosão de J₂ em relação à água e ASM;

O ASM diminuiu a penetração em raiz de meloeiro do total de J₂ de *M. incognita* expostos ao produto por 96 horas, em relação à água e óleo de nim;

A exposição de ovos de *M. incognita* a ASM, óleo de nim e água por 172 horas não afetou a reprodução do nematóide em meloeiro;

O parasitismo de *M. incognita*, 60 dias após a inoculação, não afetou o número de entrenós nem a biomassa da parte aérea da cana-de-açúcar;

O ASM não interferiu no desenvolvimento da cana-de-açúcar, mas suprimiu a reprodução de *M. incognita* diminuindo o número de ovos por planta e não o número de ovos por sistema radicular;

A presença de FMA suprimiu a reprodução de *M. incognita* e favoreceu o efeito do ASM em cana-de-açúcar;

A presença de FMA favoreceu o perfilhamento da cana-de-açúcar, ao contrário a presença de *M. incognita* suprimiu;

O óleo de nim nas doses utilizadas não afetou o desenvolvimento da cana-de-açúcar nem induziu resistência a *M. incognita*.