

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES

Eficiência de Indutores no Manejo Integrado de
Meloidogyne spp. e *Pratylenchus zeae*
em Cana-de-Açúcar

RECIFE – PE
FEVEREIRO, 2007

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES

**Eficiência de Indutores no Manejo Integrado de
Meloidogyne spp. e *Pratylenchus zeae*
em Cana-de-Açúcar**

**Tese apresentada ao Programa de
Pós-Graduação em Fitossanidade da
Universidade Federal Rural de
Pernambuco, como parte dos
requisitos para obtenção do grau de
Doutor em Fitopatologia**

**RECIFE – PE
FEVEREIRO, 2007**

Ficha catalográfica
Setor de Processos Técnicos da Biblioteca Central – UFRPE

G963e Guimarães, Lílian Margarete Paes
 Eficiência de indutores no manejo integrado de *Meloi –
dogyne* spp. e *Pratylenchus zea*e em cana-de-açúcar / Líli -
an Margarete Paes Guimarães. -- 2007.
 114 f. : il.

Orientador : Elvira Maria Régis Pedrosa
Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Fede-
ral Rural de Pernambuco. Departamento de Agronomia.
Inclui bibliografia

CDD 632. 651 82

1. *Saccharum* spp.
 2. *Meloidogyne* spp.
 3. ***Pratylenchus zea*e**
 4. Manejo integrado
 5. Resistência
 6. Peroxidase
 7. B-1,3, glucanase
- I. Pedrosa, Elvira Maria Régis
 - II. Título

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES

Eficiência de Indutores no Manejo Integrado de
Meloidogyne spp. e *Pratylenchus zea*
em Cana-de-Açúcar

COMITÊ DE ORIENTAÇÃO

Professora Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa - Orientadora

Professor Dr. Rildo Sartori Barbosa Coelho - Co-orientador

Professor Dr. Egídio Bezerra Neto - Co-orientador

RECIFE – PE
FEVEREIRO, 2007

**Eficiência de Indutores no Manejo Integrado de
Meloidogyne spp. e Pratylenchus zeae
em Cana-de-Açúcar**

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES

Tese defendida e aprovada pela Banca Examinadora em 27/02/2007

ORIENTADORA:

Prof^a. Dra. Elvira Maria Régis Pedrosa

EXAMINADORES:

Prof. Dr. Delson Laranjeira

Profa. Dra. Rosa de Lima Ramos Mariano

Prof^a. Dra. Sonia Maria Alves de Oliveira

Prof^a. Dra. Cláudia Ulisses de Carvalho Silva

Dra. Andréa Baltar Barros

**RECIFE – PE
FEVEREIRO, 2007**

“A coisa mais indispensável a um homem é reconhecer o uso que deve fazer do seu próprio conhecimento.”

Platão

Aos meus Pais, **Maria José e Antônio Guimarães** pelo amor, coragem, força e exemplo de dedicação.

A minha amada Avó **Eulilia Araújo**, pela eterna dedicação e amor.

Aos meus Irmãos **Leila e Leonardo Guimarães** pelo apoio e carinho.

OFEREÇO

A minha linda e sorridente sobrinha **Maria Clara**, pela alegria e momentos de leveza que tenho ao seu lado.

DEDICO

A minha querida Professora **Elvira Pedrosa**

AGRADEÇO EM ESPECIAL

AGRADECIMENTOS

A **Deus**, pela vida, oportunidade de crescimento, felicidade e força para vencer obstáculos.

À Professora **Elvira Maria Régis Pedrosa**, pelos conhecimentos cedidos durante todo o curso e pela paciência, dedicação, amizade e carinho.

Ao professor **Rildo Sartori** pelo carinho e atenção na condução deste trabalho e pelo exemplo de sabedoria e humildade.

À **Universidade Federal Rural de Pernambuco** pelos cursos de graduação, mestrado e doutorado.

A **todos os professores da Pós-Graduação em Fitossanidade** da UFRPE, pelos ensinamentos recebidos, sempre com seriedade e compromisso.

A Fundação Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (**CAPES**) pela concessão da bolsa de Doutorado.

Em especial as minhas AMIGAS, **Andréa Chaves e Sandra Maranhão** pelo companheirismo, amizade, carinho, momentos de estresse e boas risadas que passamos.

Ao meu namorado **Alexandre Mendes**, pelo amor, carinho e dedicação, sempre com sorriso nos momentos mais difíceis.

À equipe da fitonematologia, **Andréa Chaves, Carmem Virgínia, Daniela Salgues, Fátima Pontes, Jeane Medeiros, Maurício Estolano, Roberto Cavalcanti, Sandra Maranhão e Ticiano Miranda**, pela ajuda nos experimentos de tese, amizade, momentos alegres e dificuldades, enfrentadas sempre com exemplo de união.

Aos amigos do curso **Albaneide Lopes, Adriano Silva, Érick Couto, Genira Andrade, Giltembergue Tavares, Ilka Serra, Indira Molo, Íris Lettiere, Kirley Silva, Marcelo Cruz, Marcelo Rodrigues, Marissônia Noronha, Neilza Castro, Paulo Henrique, Paula Radaelli, Rinaldo Filho e Valéria Sandra**, pela amizade, estímulo e bons momentos vividos.

À toda equipe da **Estação de Cana-de-açúcar do Carpina**, em especial ao Diretor e amigo, **Djalma Simões**, pelas viagens a Carpina, sempre bem humoradas. E a amiga **Misterlânia Karla** pela ajuda nas extrações das amostras, dedicação e amizade.

À Usina Santa Teresa, em especial ao agrônomo **Guilherme Heráclio** pela atenção e boa vontade na concessão das mudas.

Aos funcionários da Área de Fitossanidade, em especial a **Adelmo Santana, Darci Martins, Ivanise Viana, Luiz Coelho, Romildo Angeiras e Sr. Luís** pela ajuda e presteza.

Às amigas **Andréa Baltar, Cláudia Ulisses, Fernanda Melo, Janaína Trindade, Regina Ceres, Regina Daniela e Silvana Pinho** pelo apoio e eterna amizade.

Aos demais colegas do curso de Pós-graduação e a todos aqueles que direta e indiretamente contribuíram para a condução deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO	12
ABSTRACT	14
CAPÍTULO I – Introdução Geral	16
Referências Bibliográficas	41
CAPÍTULO II – Efeito de Indutores de Resistência no Manejo de Nematóides em Campo Cultivado com Cana-de-açúcar	64
Resumo	65
Summary	66
Introdução	67
Material e Métodos	69
Resultados e Discussão	71
Literatura Citada	74
CAPÍTULO III - Eficiência e Atividade Enzimática Elicitada por Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada por <i>Meloidogyne incognita</i>	81
Resumo	82
Abstract	83
Introdução	83
Material e Métodos	85
Resultados e Discussão	87
Referências Bibliográficas	89
CAPÍTULO IV – Efeito de Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada por <i>Pratylenchus zae</i>	95
Resumo	96
Summary	97
Conteúdo	97
Literatura citada	100
CAPÍTULO V – Eficiência de Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada por <i>Meloidogyne incognita</i>	105

	11
Resumo	106
Summary	107
Conteúdo	107
Literatura citada	111
CONCLUSÕES GERAIS	114

RESUMO

A produção de cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) no Nordeste do Brasil é baixa quando comparada a outras regiões produtoras no país. As fitonematoses se destacam entre as principais doenças, devido à alta incidência e aos elevados custos para o controle. Dessa forma quatro experimentos foram conduzidos buscando alternativas mais eficientes, econômicas e de menor impacto ambiental. O primeiro experimento avaliou a eficiência do metil jasmonato, silicato de potássio e Ecolife 40[®] aplicados isoladamente ou em associações com nematicida sistêmico em cana-de-açúcar variedade RB863129, em condições de campo. No solo, houve diminuição significativa da densidade populacional de *Meloidogyne* spp. nas parcelas que receberam indutores isoladamente ou em associações com nematicida, ocorrendo correlação significativa entre as densidades populacionais do parasito com *Pratylenchus zaei*. Os demais fitonematóides detectados não foram afetados pelos tratamentos, como também não foram todas as variáveis produtivas e industriais avaliadas, exceto o número de perfilhos e de colmos, significativamente maior do que a testemunha nas plantas com Ecolife 40[®] e com qualquer indutor, respectivamente. O segundo estudo avaliou o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio sobre o parasitismo de *M. incognita* na variedade RB863129 de cana-de-açúcar e a atividade enzimática da peroxidase e β -1,3-glucanase elicitada, em condições de casa de vegetação. Metil jasmonato diminuiu significativamente o número de ovos por grama de raiz, mas não afetou à biomassa da parte aérea da planta. Sete dias após a aplicação, os dois indutores afetaram a atividade de β -glucanase na plantas parasitadas e, aos 14 e 21 dias, promoveram variações significativas nos níveis de peroxidase e β -1,3-glucanase, muito embora, ao contrário da peroxidase, a atividade da β -1,3-glucanase não tenha diferido entre plantas

inoculadas e não inoculadas. No terceiro trabalho avaliou-se o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio, em diferentes aplicações sobre a densidade populacional de *P. zae* em solo naturalmente infestado cultivado com cana-de-açúcar e o desenvolvimento da cultura, em condições de casa de vegetação. Os indutores não afetaram ($P>0,05$) a altura e biomassa das plantas, nem a densidade populacional de *P. zae* no solo e na raiz, 100 dias após o transplântio, diferindo do nematicida que reduziu ($P\leq 0,05$) o nível populacional do nematóide no solo e raiz. O quarto estudo avaliou o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio sobre o parasitismo de *M. incognita* em duas variedades de cana-de-açúcar RB867515 e RB92579 em condições de casa de vegetação. O efeito dos indutores sobre o nematóide dependeu da variedade de cana-de-açúcar estudada. Metil jasmonato e silicato de potássio não afetaram a biomassa da parte aérea da variedade RB867515. Metil jasmonato diminuiu significativamente o número de ovos de *M. incognita* por planta em RB867515, e o silicato de potássio em RB867515 e RB92579, ambos reduziram significativamente o número de ovos por grama de raiz em RB867515.

Palavras-chave: *Saccharum* sp., *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus zae*, manejo integrado, resistência, peroxidase, β -1,3-glucanase

ABSTRACT

Sugarcane (*Saccharum* spp.) production in Northeastern Brazil is low when compared to other producing regions in the country. Among the main diseases in the fields those caused by nematodes are pointed out due to high incidence and costs. Under this point of view, four experiments were carried out for more economic, efficient and environmental sound control alternatives. The first experiment evaluated methyl jasmonate, potassium silicate and Ecolife 40[®] efficiency, in association or not with systemic nematicide, for integrated nematode management in sugarcane. The experiment was carried out under a split plot in completely randomized block design in a nematode naturally infested area. At planting it was evaluated nematode densities in soil; and 3, 6, and 12 months later in soil and roots. Shoots number and productive and industrial variables were evaluated at 3 and 12 months, respectively. There was significant reduction on *Meloidogyne* spp. density in soil in plots with inducer in association or not with nematicide, and significant correlation between root-knot nematodes and *Pratylenchus zaeae*. Other nematodes in field were not affected by inducers or nematicide. All productive and industrial variables were not affected also, except shoot and stalk numbers, significantly higher than the control in plots with Ecolife 40[®] and any inducer, respectively. In the second experiment it was evaluated under greenhouse methyl jasmonate and potassium silicate effect on *M. incognita* parasitism in sugarcane variety RB863129 and the peroxidase and β -1,3-glucanase activity elicited. The effect of Methyl jasmonate and potassium silicate did not affect shoot biomass. Methyl jasmonate and potassium silicate significantly decreased eggs number per gram of roots. Seven days after application, both inducers affected β -glucanase activity in inoculated plants and, at 14 and 21 days, inducers

promoted significant variations in peroxidase e β -1,3-glucanase levels, although, inversely to peroxidase, β -1,3-glucanase activity did not differ between inoculated and non inoculated plants. The third experiment evaluated under greenhouse the effect of methyl jasmonate and potassium silicate, in different applications, on sugarcane development under *P. zaeae* naturally infested soil. Experimental design was completely randomized with 10 treatments and five replicates, using the nematicide carbofuran and untreated plants as the controls. Inducers did not affect ($P>0.05$) height and biomass of the plants neither *P. zaeae* density in soil and root, 100 days after transplanting, differing from nematicide which reduced ($P\leq 0.05$) nematode density in soil and root. The fourth experiment evaluated methyl jasmonate and potassium silicate effect on *M. incognita* parasitism in two sugarcane varieties RB867515 and RB92579, under greenhouse. Inducers effect on nematodes depended on sugarcane variety. Methyl jasmonate and potassium silicate did not affect shoot biomass in RB867515. Methyl jasmonate significantly decreased *M. incognita* eggs in RB867515, and potassium silicate in RB867515 and RB92579, although both significantly decreased eggs number per gram of roots in RB867515.

Key Words: *Saccharum* sp., *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus zaeae*, integrated management, resistance, peroxidase, β -1,3-glucanase



Capítulo 1



INTRODUÇÃO GERAL

- **A cana-de-açúcar**

Classificação botânica e origem

A cana-de-açúcar (híbridos *Sacharum* spp. L.) pertence à classe Liliopsida, sub-classe Commelinidae, ordem Cyperales, família Poaceae, tribo Andropogoneae e sub-tribo Saccharinineae (CASTRO; KLUGER, 2001). Segundo Castro e Kluger (2001) e Matsuoka, Garcia e Arizono (1999), a espécie *S. officinarum* L. é descrita como um complexo poliplóide, sendo o centro de diversidade Nova Guiné, e o centro de origem desconhecido. Constitui-se a espécie-base dos programas de melhoramento, para a qual faz-se recorrência, com o objetivo de características agronômicas desejáveis, tais como, colmo succulento e alto teor de sacarose, boa pureza de caldo e teor de fibra adequado para moagem. Outras espécies são cultivadas em vários locais no mundo tais como: *S. spontaneum* L., *S. robustum* Jesw. e *S. sinense* Roxb. As diferentes espécies são de origem de Nova Guiné e ilhas vizinhas.

Aspectos históricos e econômicos

A cana-de-açúcar, gramínea de grande expressão na economia mundial, é cultivada em mais de 80 países tropicais e subtropicais entre latitudes de 15° e 30°, podendo ainda se estender até 35°, tanto para norte quanto para sul. De acordo com Barnes (1964), teve origem na Ásia e tornou-se para Pernambuco um grande investimento na época da colonização. Foi a primeira cultura de importância econômica para o Brasil. Trazida nas expedições portuguesas por Martim Afonso de Souza no ano de 1533, época da colonização, para a capitania de São Vicente, atual estado de São Paulo teve ótima adaptação às condições edafo-climáticas. Dois anos após, foi levada à Capitania de

Pernambuco, por Duarte Coelho Pereira (ANDRADE, 1985; FERNANDES, 1990; CASTRO: KLUGER, 2001). Os primeiros três séculos de cultivos de cana-de-açúcar no Brasil ficaram conhecidos como “ciclo da Creola”, denominação devido ao domínio desta variedade, substituída mais tarde pela Caiana, mais rica e produtiva (MIOCQUE; MACHADO JR., 1977).

Dados da Food and Agriculture Organization - FAO (2005) mostram que a produção mundial da safra de 2005 foi de 1.289.820.050 milhões de toneladas, ocupando o Brasil o primeiro lugar com produtividade de 420.120.992 milhões de toneladas, seguido da Índia, China e Tailândia. Com produção de açúcar de mais de 28,3 milhões de toneladas, o Brasil destaca-se em relação aos demais países produtores. As exportações brasileiras de açúcar mostraram desempenho marcante durante os anos 90, passando de um volume próximo a 1,7 milhão de toneladas, no início da década, para 14,5 milhões de toneladas, na safra 2003/2004 (SINDAÇÚCAR, 2004).

A região nordeste possui aproximadamente 16% da produção nacional, apresentando diferença significativa quando comparada à produção nas regiões sudeste e sul do país. Atualmente o maior produtor nacional de cana-de-açúcar é o estado de São Paulo com aproximadamente 60% e com produção média de 254.809.753 milhões de toneladas, seguido pelo Paraná (29.717.100), Minas Gerais (25.385.155), Alagoas (23.393.155) e Pernambuco (17.115.038) (INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE, 2005).

- **As Fitonematoses**

Dados históricos das fitonematoses na cana-de-açúcar

O primeiro assinalamento de um nematóide na cultura da cana-de-açúcar foi em Java na Indonésia no ano de 1880, durante investigações sobre uma doença da cana-de-açúcar. Os nematóides observados na época foram *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp., conhecidos como nematóide das galhas e das lesões, respectivamente. O americano Nathan August Cobb foi o primeiro pesquisador com interesse direto em estudar a associação de nematóides com a cana-de-açúcar, primeiro na Austrália (1893), em seguida no Havaí (1906 e 1909). Descreveu muitas espécies que estavam associadas à cana-de-açúcar, no solo ou em raízes (WILLIAMS, 1969). No final da década de 20 as fitonematoses da cana-de-açúcar voltaram a ser estudadas por pesquisadores no Havaí, Muir e Henderson (1926), Van Zwaluwenburg (1926) e Cassidy (1930) que fizeram novos levantamentos em canaviais no Havaí, concluindo que as duas espécies *Heterodera radiculicola* Cobb e *Tylenchulus biformis* (Cobb) Thorne, na época denominada por *Radopholus similis* (Cobb) Thorne, eram mais presentes nas raízes.

No Brasil, os primeiros estudos na área foram desenvolvidos por Luís Gonzaga Engelberg Lordello, assinalando espécies e realizando levantamentos em cana-de-açúcar. Foram também estudados os controles desses fitoparasitos, destacando-se o uso do controle químico (CARNEIRO, 1980).

Interações fitonematóides – cana-de-açúcar

Fitonematóides são parasitos obrigados que obtêm nutrientes para o desenvolvimento e reprodução apenas do citoplasma de células vivas. A via evolucionária dos nematóides, de simples parasitos que se alimentam de planta, a patógenos causadores de doenças que podem alterar a fisiologia do hospedeiro e expressão de genes ao seu favor, ainda não está totalmente elucidada (HUSSEY; GRUNDLER, 1998).

Interações entre nematóides parasitos e plantas hospedeiras são complexas e dinâmicas e podem envolver, dependendo da espécie, estímulo à eclosão, atração até o hospedeiro, penetração e migração dentro dos tecidos, reconhecimento do tecido adequado para alimentação e a elaboração de modificações das células hospedeiras. Plantas parasitadas por diferentes espécies de nematóides são modificadas de diversas formas. Mudanças celulares destrutivas vão da remoção do conteúdo celular pela alimentação do nematóide até a completa destruição das células. Alguns nematóides induzem modificações formando sítios de alimentação elaborados para prover a remoção de nutrientes (HUSSEY; WILLIAMSON, 1998).

Mais de 275 espécies de nematóides parasitos de plantas, filiadas a pelo menos 48 gêneros, já foram assinaladas em raízes e solo da rizosfera da cana-de-açúcar. Certos gêneros, como *Pratylenchus* Fillipjev, são amplamente distribuídos em canaviais de todo o mundo, sendo *Pratylenchus zae* Graham, a espécie mais freqüentemente encontrada (CADET; SPAULL, 1985; CRUZ; SILVA; RIBEIRO 1986a; GOMES; NOVARETTI, 1985; MOURA et al., 1999; NOVARETTI et al., 1974; PRASAD, 1972; ROSA; MOURA; PEDROSA, 2003; SILVEIRA; HERREIRA, 1995).

Com a expansão da área de cultivo da cana-de-açúcar no Nordeste para solos arenosos e regiões de tabuleiros costeiros, junto com a ocorrência de períodos com secas prolongadas, os problemas causados por esses patógenos agravam-se ainda mais (MOURA, 2000). Dessa forma, o monitoramento em áreas que apresentem o mau desenvolvimento da cultura é fundamental, pois a existência de altas populações de fitonematóides geralmente ocasionam perdas significativas na produtividade (CHAVES; PEDROSA; MELO, 2004).

Os problemas nematológicos da cana-de-açúcar no Brasil vêm se acumulando e aumentando em gravidade há muitos anos, por duas razões principais. A primeira devido ao desconhecimento no passado das fitonematoses associadas à cultura pela maioria dos agricultores, agrônomos e técnicos agrícolas. Em consequência, os sintomas das fitonematoses eram sempre confundidos com deficiência nutricional. O segundo motivo é de natureza epidemiológica. A utilização das variedades suscetíveis em canaviais nordestino era predominante por que possuíam características agrônômicas satisfatórias. Portanto, o uso contínuo de poucos genótipos por muito tempo proporcionou evolução e estabelecimento de problemas fitossanitários causados por patógenos e insetos (MOURA, 2000).

Entre os nematóides da cana-de-açúcar no Nordeste os que mais se destacam são *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *P. zaeae* Grahm, devido à severidade das doenças que causam. São amplamente disseminados nos canaviais em todo mundo (SPAULL; CADET, 1990) e causam prejuízos elevados à produção agrícola mundial. Apenas para as espécies de *Meloidogyne*, estes prejuízos foram estimados em 15%, podendo atingir até 60% em áreas de países menos desenvolvidos, onde as técnicas de controle fitossanitário são pouco difundidas (CARTER; SASSER, 1983; MOURA; RÉGIS, 1991).

Moura et al. (1999) efetuaram levantamento da ocorrência de espécies dos gêneros *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em campos de cana-de-açúcar nos estados do Rio Grande do Norte, Paraíba, Pernambuco e Alagoas, através da análise de 1.097 amostras coletadas em áreas consideradas de baixa produtividade agrícola. Os resultados mostraram que esses nematóides ocorrem em todos os Estados com populações em muitos casos consideradas

altas, com uma maior predominância do *P. zae* e *Meloidogyne* spp., com raros assinalamentos do *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev e Stekhoven, demonstrando prevalência das fitonematoses no Nordeste.

Outros gêneros de nematóides patogênicos à cana-de-açúcar, são: *Helicotylenchus* Steiner, *Paratrichodorus* Siddiqi, *Trichodorus* Cobb, *Tylenchorhynchus* Cobb, *Hemicycliophora* De Man, *Xiphinema* Cobb, *Longidorus* (Micoletzky) Torne e Swanger, *Rotylenchulus* Linford e Oliveira e *Criconemella* De Grisse e Loof, encontrados no Nordeste, principalmente em áreas com produtividades agrícolas abaixo de 50 t/ha (APT; KOIKE, 1962; MOURA; ALMEIDA, 1981; CRUZ; SILVA; RIBEIRO, 1986a; MOURA et al., 1999; MOURA, 2000; ROSA; MOURA; PEDROSA., 2003).

Segundo Moura (2005), os fitonematóides assinalados no estado de Pernambuco pelo Laboratório de Fitonematologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco, são: *Radopholus* sp., *Paratrichodorus minor* (Colbran) Siddiqi, *Trichodorus* sp. Cobb, *Xiphinema* sp. Cobb, *Criconemella ornata* Raski, *Helicotylenchus dihystra* (Cobb.) Sher, *Hemicycliophora arenaria* Raski, *Longidorus* sp. Micoletzky, e *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira. Entre os ectoparasitos, os gêneros *Criconemella* De Grisse & Loof, *Helicotylenchus* Steiner, *Trichodorus* Cobb e *Paratrichodorus* Siddiqi, são comuns na região (MOURA; ALMEIDA, 1981; CRUZ; SILVA; RIBEIRO, 1986b).

Os nematóides ectoparasitos dependem diretamente das condições climáticas, principalmente da precipitação e temperatura (NOVARETTI; NELLI, 1980). *H. dihystra* e nematóides do gênero *Criconemella* são considerados de baixa severidade para a cultura, nematóides do gênero *Trichodorus* e *Paratrichodorus* são mais prejudiciais à cana-de-açúcar (ROMÂN, 1968; CADET; SPAULL, 1985). Segundo Cadet e Spaul (1985), em

estudos realizados na África do Sul, *Trichodorus* sp. e *Paratrichodorus* sp. diminuem a absorção de água pelas raízes, limitando o crescimento dos colmos em cana planta.

No nordeste do Brasil, ocorre pouca influência de ectoparasitos na produtividade da cana planta e soca. Porém, a dinâmica populacional desses nematóides tem sido pouco estudada. Altas temperaturas e estresses hídricos, condições reais de desenvolvimento das socas no Nordeste, podem justificar menores populações dos ectoparasitos (CHAVES; PEDROSA; MOURA, 2002).

Medidas de controle para fitonematoses em cana-de-açúcar

Para que se aplique uma medida de controle é necessário avaliação da área cultivada. Essa avaliação é realizada antes da renovação de talhões de cana-de-açúcar, que apresentam variações nas dimensões, na maioria das vezes maiores que 1ha com produtividade baixa (menor que 40 t/ha) e densidades populacionais de um ou dois ou de ambos endoparasitos *Meloidogyne* e *Pratylenchus*, consideradas altas, maiores que 500 adultos e juvenis para *Meloidogyne* spp., e maiores que 5.000 adultos e juvenis para *P. zaei* (MOURA; GUIMARÃES, 2004).

O controle alternativo de doenças pode ser realizado por meio do controle biológico, da indução de resistência em plantas e do uso de produtos alternativos ao controle químico, como óleos essenciais e extratos vegetais (BURG; MAYER, 1998).

Diferentes métodos isolados de controle têm sido pesquisados e aplicados nos últimos 25 anos, mas, recentemente, ênfase tem sido dada à integração, para tornar a operação mais racional, eficiente e econômica (ROSA; MOURA; PEDROSA, 2003). Entre as técnicas mais recomendadas para as fitonematoses estão o uso de cultivares resistentes, controle biológico, emprego de plantas antagônicas, rotação de culturas com plantas não

hospedeiras e nematicidas sistêmicos (BROWN; KERRY, 1987). Outras práticas, como revolvimento do solo por aração nos meses mais quentes, culturas antagônicas, destacando-se algumas espécies de Fabaceas (leguminosas), Asteraceas (compostas) e Poaceas (gramíneas) (FERRAZ; VALLE, 1995; SOUZA; LOREN, 2005), aplicações de matéria orgânica (NOVARETTI; NELLI, 1985), são utilizadas no manejo integrado.

O uso de variedades resistentes ou tolerantes é o método mais prático, econômico e com menores riscos ambientais (LORDELLO, 1984; DINARDO-MIRANDA, 2005). O primeiro trabalho relativo ao comportamento de variedades de cana, desenvolvido no Nordeste, em locais infestados por nematóides, foi o de Cruz, Silva e Ribeiro (1986b), com resultados pouco satisfatórios. Atualmente, não há variedades com nível de resistência satisfatório às principais espécies e raças de fitonematóides ocorrentes e a utilização de variedades tolerantes não tem demonstrado redução na severidade em cana-de-açúcar (LORDELLO, 1984; NOVARETTI et al., 1985; NOVARETTI et al., 1989; PEREIRA; ZAMBOLIM, 1996;).

Segundo Dutra e Campos (2003) outras medidas, como a rotação de culturas com espécies vegetais não hospedeiras e pousio em áreas com alta incidência de nematóides, geralmente não são utilizadas por produtores, pela idéia de maximização do uso do solo, principalmente em áreas irrigadas. Os autores observaram diminuição significativa da população de *M. incognita* quando revolveram o solo, irrigaram e submeteram a área a pousio durante 14 dias. Após 72 horas do revolvimento do solo foi eliminada 54% da população de *M. javanica* remanescente.

Leguminosas são utilizadas na prática da adubação verde, destacando-se, mucuna-preta (*Stilozobium aterrimum* Piper e Tracy), crotalária (*Crotalaria juncea* L.) e feijão-de-

porco (*Canavalia ensiformis* D.C.), consideradas plantas rústicas e de eficiente desenvolvimento vegetativo, adaptadas às condições de baixa fertilidade e de elevadas temperaturas (PEREIRA; BURLE; RESCK, 1992). Mucuna-preta e crotalárias são citadas em muitos trabalhos como plantas antagônicas, diminuindo assim a densidade populacional dos fitonematóides (BRINGEL; SILVA, 2000; MOURA, 1991; MOURA, 2000).

A matéria orgânica vem sendo usada como um componente importante do manejo integrado, contribuindo para a redução do uso dos produtos químicos nas lavouras canavieiras (MOURA, 2000). Uma matéria orgânica usada é a torta de filtro, que é um subproduto da industrialização do açúcar, rica em potássio, cálcio, fósforo, nitrogênio e ferro (ORLANDO FILHO; LEME, 1984). Para cada tonelada de cana-de-açúcar colhida são produzidos 35 kg do produto, ocorrendo assim uma limitação, pois é grande a quantidade do produto exigida para problemas com fitonematóides (FREIRE; CORTÊZ, 2000). Aguilera; Vieira e Masuda (1988) provaram que o tratamento com torta de filtro (30 t/ha) aumentou a produção de cana planta em 42% na variedade NA56-79 e 36% em RB735275. Segundo Novaretti e Nelli (1985), os aumentos observados nas parcelas tratadas com torta de filtro em áreas infectadas com *M. javanica* e *P. zaeae* não podiam ser atribuídos a efeitos nematicidas, mas a efeitos nutricionais. Albuquerque; Pedrosa e Moura (2002) observaram em casa de vegetação reduções nas taxas de eclosão de juvenis de segundo estágio de *M. incognita* e *M. javanica*, decorrentes da exposição de ovos a extratos de torta de filtro. Estudos realizados por Rodríguez-Kabana (1986) e Kaplan, Noe e Hartel (1992) indicaram que a matéria orgânica exerce efeito nocivo a nematóides pela liberação de diversas formas de nitrogênio no solo, além de aumentar a população microbiana antagonista a esses organismos.

Outra medida de controle de grande importância é o uso de produtos químicos. Os nematicidas fumigantes são comumente aplicados no solo. Não-fumigantes são absorvidos de forma sistêmica e podem ser translocados livremente nos tecidos da planta (WRIGHT, 1981). A desvantagem do uso de um produto não-fumigante, é o poder residual, limitando seu uso em algumas culturas, quando comparados com fumigantes (RICH; DUNN; NOLING, 2004).

Muitos nematicidas não-fumigantes atuam inibindo a acetilcolinesterase, (enzima que catalisa a clivagem da acetilcolina em colina e acetatos). Os nematicidas da classe dos carbamatos inibem a acetilcolinesterase presente no sistema nervoso dos parasitos, paralisando os neurotransmissores e conseqüentemente desabilitando os nematóides de se moverem até a planta hospedeira (OPPERMAN; CHANG, 1992). A ocorrência da disfunção do sistema nervoso dos nematóides ocasiona sintomas nos parasitos tais como: alteração no movimento do estilete (empurrar e contrair), tremores, convulsões, alteração na movimentação no solo, inibição da penetração na planta e eventual paralisia (OPPERMAN; CHANG, 1992). Em baixas concentrações os carbamatos têm se mostrado atuando contra nematóides, causando paralisia (WINTER; MCPHERSON; ATKINSON, 2002). Segundo Nordmeyer e Dickson (1990), vários nematicidas não-fumigantes tem demonstrado inibição da acetilcolinesterase, tais como: aldicarb, carbofuran, fenamiphos e oxamyl, em *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *Aphelenchus avenea* Bastian.

No Nordeste, Pin (1986) foi o primeiro a constatar a importância dos nematóides, fazendo também importantes considerações sobre o controle químico, afirmando que os nematicidas sistêmicos aumentam a produtividade e que muitas vezes as populações de nematóides no momento da colheita são equivalentes às populações iniciais.

Pela rapidez e eficiência dos resultados o uso do controle químico através de nematicidas ficou muito difundido, a despeito das implicações toxicológicas, ambientais e eficácia discutível. Quando aplicados corretamente, os nematicidas induzem ganhos da ordem de 30%, na cana planta, sendo suficientes para compensar os gastos com aquisição e aplicação do produto (BARROS; MOURA; PEDROSA, 2000; DINARDO-MIRANDA; GARCIA; MENEGATTI, 2000; MOURA et al., 1998).

Entretanto, o uso de nematicidas sistêmicos por ocasião do plantio, promove os efeitos que não se prolongam até as socas, sendo freqüentes altas populações de nematóides por ocasião da colheita. O tratamento químico isoladamente não destrói por completo os nematóides, apenas protege as plantas temporariamente quanto a ação da população inicial, por no máximo três meses. Quando passado o período residual do nematicida, as populações voltam a altas densidades em poucos meses, devido a grande quantidade de raízes sadias. (BARROS; MOURA; PEDROSA 2000; CHAVES; PEDROSA; MOURA, 2002; CHAVES; PEDROSA; MELO 2004; DOIHARA, 2005; FERREIRA LIMA, 1997; MOURA et al., 1998). Segundo Chaves, Pedrosa e Melo (2004), a utilização de nematicida, torta de filtro e variedades resistentes, não foram eficientes para controlar altas populações de nematóides, predominantemente do gênero *Pratylenchus*.

- **Indução de Resistência**

A indução de resistência é uma proposta promissora para o controle de doenças, visando a redução efetiva de agrotóxicos e constituindo-se em um método alternativo para o controle de várias doenças (VRAIN, 1999; ANWAR et al., 2003). Muito utilizada para frutas e hortaliças, na pré e pós-colheita (BENATO, 2003). Consiste em ativar mecanismos

de defesa da planta ou parte desta, fazendo com que ela própria se defenda contra o ataque de patógenos (AGRIOS, 2005).

Foi inicialmente denominada por resistência sistêmica adquirida (RSA), devido a translocação de uma molécula sinal da folha infectada para outras partes da planta, (LYON; NEWTON, 1997; MÉTRAUX, 2001). A indução de resistência envolve a ativação de mecanismos de defesa latentes existentes nas plantas em resposta ao tratamento com agentes bióticos ou abióticos. A RSA e a resistência sistêmica induzida (RSI) são fenômenos distintos, porém fenotipicamente semelhantes. Após a exposição de um indutor, a planta tem seus mecanismos de defesa ativados, podendo ser no local da indução ou de forma mais ou menos generalizada. O mecanismo de defesa induzido por microrganismos pode ser alcançado por diferentes vias, podendo ocorrer isoladamente ou concomitantemente. A planta reconhecerá a presença do indutor ou elicitador, posteriormente ocorrerá uma ou mais respostas de defesa. (BONALDO; PASCHOLATI; ROMEIRO, 2005; KUHN et al., 2006). Tem-se assumido que a RSA envolve acúmulos de PR-proteínas como mecanismos induzidos de defesa, sendo sua indução salicilato-dependente, podendo resultar em alterações visuais na planta que sofreu indução, geralmente por patógenos ou ativadores químicos. A RSI não acumula PR-proteínas, a planta que sofreu a indução não exibe alterações, o agente indutor geralmente não é um microrganismo e sua rota de sinalização está associada aos jasmonatos e etileno (BONALDO; PASCHOLATI; ROMEIRO, 2005).

Diferentes mecanismos estruturais e bioquímicos podem contribuir para a resistência das plantas contra patógenos. São determinados geneticamente e sua eficiência dependerá da expressão num momento adequado e seqüência lógica, que ocorrerá após o contato do patógeno com o hospedeiro (BONALDO; PASCHOLATI; ROMEIRO, 2005).

As plantas exibem inúmeras respostas de defesa, quando são atacadas por fitopatógenos, incluindo a morte programada de células, fitoalexinas (metabólitos antimicrobianos), PR-proteínas (proteínas relacionadas a patogênese), como a β -1,3-glucanases e quitinases, as proteínas RIPS, defensinas e lignificação da parede celular. As PR-proteínas são acumuladas no local específico após a indução, atuando direta ou indiretamente contra o fitopatógeno (VAN LOON, 1997; OLIVEIRA; DANTAS: GURGEL, 2004). As PR-proteínas estão envolvidas diretamente na resistência ou tolerância de plantas de tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) contra *M. incognita* (ANWAR et al., 2003). Na resistência local adquirida ocorre a interação patógeno-hospedeiro resistente, ocasionando reação de hipersensibilidade. Posteriormente, reações bioquímicas são transmitidas do local da infecção, para outras partes da planta, que induzem a ativação de mecanismos de defesa. A resistência induzida pode possibilitar o desenvolvimento de plantas transgênicas, com expressão acentuada da resistência à doença, ou novos produtos químicos que estimulem o mecanismo de defesa da planta (VIJAYAN et al., 1998).

Contra nematóides, a Resistência induzida em plantas, pode variar de acordo com a espécie e o estado nutricional do hospedeiro, tipo de indutor e o patógeno envolvido. Em plantas resistentes a nematóides do gênero *Meloidogyne* e *Heterodera*, a formação do sítio de alimentação é inibida, principalmente, pela reação de hipersensibilidade ou pela degeneração precoce do sítio de alimentação (SALGADO; SILVA, 2005).

As respostas de defesa estão relacionadas com a ação de elicitores bióticos e abióticos (BENATO, 2002). O elicitor liberado pelo patógeno é o sinal primário para induzir as respostas de defesa da planta, que é demonstrada em nível molecular, celular e

estrutural. A defesa inicia-se pelo reconhecimento da molécula elicitora por proteínas receptoras ancoradas à membrana plasmática da célula vegetal, o que induz inicialmente uma explosão oxidativa, caracterizada pela geração rápida e acúmulos de espécies ativas de oxigênio (EAO), como H_2O_2 e O_2 . Essas EAOs disparam a peroxidação dos lipídeos na membrana e a indução de outras respostas de defesa das células. A peroxidação de lipídeos ativa a cascata de sinalização do ácido jasmônico (JA), levando à síntese de certas proteínas de defesa e fitoalexinas (VIJAYAN et al., 1998; SALGADO; SILVA, 2005). Segundo Dantas (2003), os elicitores abióticos e bióticos são vários compostos sintéticos e naturais que ativam a resistência sistêmica em plantas.

Os elicitores bióticos são complexos de carboidratos, lipídeos e proteínas, tais como: leveduras e bactérias antagonistas ou isolados não patogênicos de fungos, que também induzem a resistência em plantas (BENATO, 2002; DARVILL; ALBERSHEIM, 1984). Muitos oligossacarídeos, proteínas e glicoproteínas, originados de fungos e bactérias, podem funcionar como eliciadores não específicos, para induzir respostas de defesa em plantas que carreguem genes R não específicos (NÜRNBERGER; BRUNNER, 2002). Atualmente, alguns microrganismos antagonistas encontram-se disponíveis com nomes técnicos como, Agro-Mos[®] (manaligossacarídeo fosforilado) derivado da parede da levedura *Saccharomyces cerevisiae* Meyer ex Hansen, que visa impedir a fixação do patógeno sobre os tecidos das plantas reduzindo as infecções e desenvolvimento da doença (DANTAS, 2003).

Os elicitores abióticos são compostos que induzem a síntese de fitoalexinas, como também outras respostas de defesa da planta. Podem não ter atividade microbiana ou exercer duplo modo de ação, e serem capazes de atuar diretamente sobre o patógeno ou

elicitar respostas de defesa (LYON; REGLINSKI; NEWTON, 1995). São conhecidos comercialmente como, acibenzolar-S-metil, ácido β -aminobutírico, jasmonato, quitosana e silicatos (STICHER; MANI; MÉTRAUX, 1997). Alguns produtos à base de extratos cítricos também apresentam esse potencial, como é o caso do Ecolife[®] e do Kilol LDF 100. O Ecolife[®] é um produto comercial de biomassa cítrica, de formulação aquosa homogênea constituído por ácido ascórbico, cítrico, láctico, flavonóides e fitoalexinas cítricas. Contém substâncias antioxidantes que promovem alterações no metabolismo das plantas auxiliando a prevenção de doenças, regulando o crescimento vegetal e processos reprodutivos e a melhora de produtos pós-colheita (MOTOYAMA et al., 2003).

Estudos com nematóides vêm sendo desenvolvidos com compostos elicitores de defesa tais como: benzothiadiazole em tomateiro e videiras (*Vitis vinifera* L.) contra *M. incognita* (OWEN; GREEN; DEVERALL, 1998), hidroxyureia em tomateiro contra *M. javanica* (GLAZER; ORION, 1985), quitosana em tomateiro contra *M. incognita* (VASIUKOVA et al., 2001), lipopolisacarídeos de *Rhizobium etli* Segovia em batata (*Solanum tuberosum* L.) contra *Globodera pallida* Stone (REITZ et al., 2000), oxycom em tomateiro e videiras contra *M. incognita* (ANWAR et al., 2003) e jasmonatos contra *M. incognita* em tomateiro (COOPER; JIA; GOGGIN, 2005), espinafre (*Spinacia oleracea* L.) e aveia (*Avena sativa* L.) (SORIANO et al., 2004a, b).

O metil jasmonato ocorre naturalmente no desenvolvimento de plantas superiores, e é utilizado como fragrância de perfume há décadas (FRAMER; RYAN, 1990). Os jasmonatos foram primeiramente isolados do fungo *Lasiodiplodia theobromae* (Pat.) Giffon & Maudk (CREELMAN; MULLET, 1995). O nível de jasmonatos nas plantas varia em função do tipo de tecido, desenvolvimento e estímulo externo. Altos níveis têm sido

observados em flores e tecidos reprodutivos, e pequenos níveis em raízes e folhas. Segundo Creelman e Mullet (1995) e Sticher, Mani e Métraux (1997), os jasmonatos são derivados do ácido linolênico, por um processo dependente de lipoxigenase. As lipoxigenases estão envolvidas na biossíntese de jasmonatos e, conseqüentemente, na resposta de defesa da planta ao patógeno ou aumento da capacidade de sintetizar outros compostos derivados de lipídeos, usados na defesa da planta. O ácido jasmônico é um hormônio natural que controla a senescência da planta e induz proteinases em resposta a um ferimento ou ataque de um patógeno (GUNDLACH et al., 1992). Segundo Creelman e Mullet (1997) e Schenk et al., (2000), os jasmonatos ativam genes envolvidos na resistência a patógenos e insetos, mas reprime genes que codificam proteínas envolvidas na fotossíntese. Muitos desses genes codificam proteínas que são antimicrobianas ou inibidores de determinadas funções em insetos (FRAMER; RYAN, 1992; MANNERS et al., 1998).

Em cana-de-açúcar são poucas as pesquisas sobre a resistência sistêmica induzida. De acordo com Bower et al. (2005), a aplicação de metil jasmonato demonstrou a expressão de genes em raízes de cana-de-açúcar, que foram diferentemente tratadas com indutor. A princípio, a ativação do sistema de defesa foi demonstrado em folhas, em seguida sendo ativado para raízes.

Cooper, Jia e Goggin (2005) estudaram a aplicação de metil jasmonato em folhas de tomateiro para suprimir população de *Meloidogyne* spp., utilizando plantas suscetíveis e resistentes, portadoras do gene *Mi-1.2*, em diferentes condições de temperatura. Observou-se que em temperatura moderada de 25°C, ocorreu diminuição na reprodução do nematóide, quase completamente, enquanto que, plantas suscetíveis tratadas somente com metil jasmonato apresentaram uma diminuição na população do nematóide. Essa pesquisa

também mostrou que a utilização do metil jasmonato não inibiu a resistência de plantas portadoras do gene *Mi*, o que sugere que não ocorrem conflitos na sinalização entre essas duas formas de defesa.

Estudos realizados por Viswanathan e Samiyappan (2002) na Índia, mostraram resultados positivos na indução de resistência em cana-de-açúcar à podridão vermelha, causada pelo fungo *Colletotrichum falcatum* Went, através do uso de isolados de bactérias promotoras de crescimento. Segundo Sundar et al. (2001), o acibenzolar-S-metil, um elicitor abiótico, foi testado em cana-de-açúcar na indução de resistência a *C. falcatum*, apresentando resultados favoráveis, ocasionando aumento de fenóis e acumulação de compostos antimicrobianos como PR-proteínas. Esses autores afirmaram também que o mesmo produto induziu resistência em outras culturas como fumo (*Nicotiana tabacum* L.), *Arabidopsis* L. Heynh., arroz (*Oryza sativa* L.), trigo (*Triticum aestivum* L.), milho (*Zea mays* L.) e outras plantas. Estudos desenvolvidos em casa de vegetação com acibenzolar-S-metil em cana-de-açúcar contra *M. javanica* não apresentaram resultados significativos 20 dias após a inoculação (MARANHÃO et al., 2004). Por outro lado, em estudos com populações mistas de *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar, acibenzolar-S-metil mostrou-se eficiente reduzindo o número desses nematóides no interior das raízes em relação a plantas não tratadas com o indutor (CHAVES et al., 2004b).

Segundo Pozza, Pozza e Botelho (2004) e Fawe et al., (2001), o silício é o segundo elemento mais abundante na crosta terrestre, sendo também exigido por algumas culturas. Não é considerado como elemento essencial para o crescimento de plantas, porém é útil e benéfico. Mesmo sem possuir função específica fisiológica e nutricional, diversos trabalhos relacionaram a adubação silicatada com menor intensidade de doenças, em várias culturas.

O mecanismo do silício na resistência ainda não foi totalmente esclarecido. A forma de deposição do silício na parede celular das plantas gerou hipótese de uma possível barreira física, pelo movimento ascendente do elemento desde as raízes às folhas, sofrendo polimerização nos espaços extracelulares das paredes das células e dos vasos do xilema. Além disto, este elemento pode agir induzindo mecanismos de defesa da planta pela ativação da síntese de substâncias como fenóis, lignina, suberina e calose na parede celular (TERRY; JOYCE, 2004).

As observações sobre o efeito do silício no controle de doenças em plantas tiveram início na década de 40 (BÉLANGER; MENZIES, 2002). Segundo Pozza e Pozza (2003), o fornecimento contínuo de silício à planta induz enrijecimento da camada cuticular, observadas ao microscópio eletrônico de varredura, dificultando a penetração via estômatos e diretamente pela cutícula. Essas observações levaram os autores a deduzir a hipótese do efeito do silício na inibição do crescimento das hifas dos fungos por barreira física criada pelo elemento sobre a epiderme, inibindo a penetração do tubo germinativo do fungo. Dutra et al., (2004) observaram que plantas de feijoeiro (*Phaseolus vulgaris* L.) inoculadas com *M. incognita* submetidas a diferentes doses de silicato de cálcio apresentaram significativamente menor número de galhas, massas de ovos e ovos por sistema radicular. Em cana-de-açúcar, observou-se a redução de sintomas de manchas foliares, como ferrugem e mancha parda, nos tratamentos com silício (AYRES, 1996; POZZA; POZZA; BOTELHO, 2004).

Segundo Huber (2002), existem mais de 1.200 citações dos efeitos de nutrientes minerais aumentando, reduzindo ou com efeitos variáveis sobre doenças de plantas. Elementos como fósforo e silício, na forma de fosfitos e silicatos têm sido utilizados na

agricultura, por conferirem resistência contra algumas doenças, e também por proporcionarem benefícios nutricionais, aumentando dessa forma a produtividade e a qualidade dos produtos agrícolas (NOJOSA, 2002).

A alocação de recursos internos da planta para o crescimento ou defesas é determinado pela competição por substrato comum de energia, sendo que a planta deve balancear os investimentos nesse processo. Toda alocação de recursos para defesa pode ser considerada como custo geral (KUHN et al, 2006). Na natureza as plantas são expostas a variações ambientais que as forçam a se adaptarem através das alterações na atividade transcricional de diversos genes (SUZUKI et al., 2006).

A indução de resistência requer um custo de adequação das plantas. Numerosos estudos têm demonstrado que plantas infectadas por patógenos podem desenvolver resistência sistêmica a infecções. Fenótipos de plantas que são induzidos para a resistência sistêmica, podem mostrar efeitos negativos sobre o seu crescimento e adequação quando não infectadas (HEIL et al., 2000). O custo de indução de resistência é difícil de ser mensurado, pois seria necessário um hospedeiro suscetível no estado inteiramente não induzido (KUHN et al., 2006).

Segundo Heil et al., (2000), plantas de trigo não tratadas com acibenzolar-S-metil apresentaram crescimento rápido e maior peso da biomassa do que as plantas tratadas com o indutor. Isso se deve provavelmente à competição entre a produção de compostos para a resistência contra o patógeno e para o crescimento da planta.

A utilização de indutores de resistência para controle das fitonematoses em cana-de-açúcar constituem uma alternativa promissora, porém muito pouco estudada. Essa técnica

representará uma ferramenta potencialmente útil, na busca de um manejo mais eficiente para a cultura e com menor impacto ambiental.

Mecanismos Bioquímicos de Resistência

O processo de doença é caracterizado por significativas alterações no desenvolvimento bioquímico e fisiológico normal da planta. Patógenos desenvolvem ações enzimáticas, forças físicas ou ambas, para viabilizar a penetração e colonização no hospedeiro. Essas ações enzimáticas liberam fragmentos da parede celular dos fungos (oligossacarídeos solúveis) que podem ser tóxicos às plantas ou elicitarem respostas de defesa (FUNELL; SCHARD, 2001). As estratégias de defesa na planta envolvem barreiras estruturais que evitam que o patógeno se alimente do hospedeiro, e a defesa enzimática e química que interferem no metabolismo do patógeno. A ação enzimática pode ocorrer da síntese de metabólitos secundários antimicrobianos e ativação do grande número de genes que codificam várias enzimas tais como: glucanases, quitinases, fenilalanina, entre outras (GLAZERBROOK; ROGERS; AUSUBEL, 1997).

Nas respostas do hospedeiro são encontradas proteínas solúveis formadas por fluídos intercelulares de tecidos infectados ou acumuladas intracelularmente, e pode ocorrer de forma constitutiva em baixas concentrações, ou induzida, quando poderão aumentar, sendo denominadas de proteínas relacionadas com a patogenicidade (PR-proteínas), responsáveis pelas maiores mudanças quantitativas nos teores de proteína solúvel durante as respostas de defesa. São agrupadas em dezenas de famílias denominadas: PR-1, PR-2, PR-3, PR-4, PR-5, PR-6, PR-7, PR-8, PR-9, PR-10, PR-11, PR-12, PR-13, PR-14, PR-15, PR-16 e PR-17 (FERNANDES, 1998; CAVALCANTI; BRUNELLI; STANGARLIN, 2005).

Muitas evidências indicam que mudanças nos padrões enzimáticos de peroxidase estão relacionados com a defesa local e sistêmica da planta. A peroxidase é uma importante enzima das plantas e está envolvida em diversas reações, ligações de polissacarídeos, oxidação do ácido indol-3-acético, ligações de monômeros, lignificação, cicatrização de ferimentos, oxidação de fenóis, defesa de patógenos, regulação da alongação de células e outras (KAO, 2003; CAVALCANTI; BRUNELLI; STANGARLIN, 2005).

A peroxidase é uma enzima comum em plantas e o aumento freqüente nas respostas aos ataques dos patógenos, mostra o envolvimento dessa enzima no mecanismo de defesa. São classificadas de acordo com o ponto isoelétrico e massa molecular (FERNANDES, 1998). A peroxidase e os polifenóis lideram a degradação oxidativa de compostos fenólicos próximos ao local da descompartimentalização celular provocada por patógenos. Um dos estudos deste fenômeno é o aparecimento de substâncias escuras provenientes da polimerização oxidativa das quinonas (BINDSCHEDLER et al., 2002).

A rápida intervenção da peroxidase na lesão provocada por fungos também resulta no aparecimento do fenômeno da quimiluminescência, que tem sido observado em tecidos doentes de raízes. Esta não deve ser causada por uma nova síntese de peroxidase, mas provavelmente é resultante do escurecimento proveniente da ação da enzima nos substratos, que podem ser tanto fenóis como outros tipos de compostos, tais como ácido indolacético (SALIN; BRIDGES, 1983). Estudos desenvolvidos por Siegrist et al., (1997), constataram atividade de peroxidase em folhas de feijoeiro nos fluídos intercelulares, atuando contra patógenos que se desenvolveram na parede celular. Segundo Campos et al., (2004), ocorreu o aparecimento de uma isoperoxidase nos tratamentos com fungo indutor, ácido salicílico, após inoculação do patótipo virulento, e na testemunha, em cultivares de

feijoeiro. Houve correlação positiva entre as atividades da peroxidase e polifenoloxidase, os teores de compostos fenólicos e a resistência à antracnose.

Em variedades suscetíveis, depois da invasão das raízes, por *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) Mulvey & Stone, 1976, a atividade de β -glucosidase aumentou quatro vezes. Em variedades resistentes o aumento da atividade enzimática foi leve, embora teste bioquímico tivesse revelado maior atividade de β -glucosidase nos locais de alimentação dos nematóides. Esta atividade não foi mostrada através de células do sincício, nem através de células inalteradas adjacentes a ele. Foi assumido que em raízes de batata suscetível infectada houve aumento da atividade da glucosidase em todo sistema radicular. Assim, as doenças causadas por nematóides não se limitam aos locais de alimentação (GIEBEL; KRENZ; WILSKI, 1975).

Segundo alguns pesquisadores, as oxidoredutases parecem estar conectadas à resposta suscetível-resistente de tecidos de plantas, e podem modificar muitos componentes fisiológicos da célula da planta hospedeira ativando fenóis, auxinas e aminoácidos. Por exemplo, em raízes de tomateiro a infecção causada por *M. incognita* aumentou a atividade de desidrogenases. Infecção semelhante ocorreu em raízes de algodoeiro (*Gossypium* spp.) aumentando a atividade de β -fosfogluconate desidrogenase e peroxidase, mais na variedade resistente que na suscetível (NOEL; MCCLURE, 1978).

O aumento de atividade de oxidases induzido por nematóides, nos tecidos de plantas resistentes, pode favorecer a biogênese de ligninas, que fazem parte do tecido necrosado (VRAIN, 1999). Ao contrário, há evidência de peroxidase estar presente em exsudatos do estilete de fêmeas de *M. incognita*, que induzem o desenvolvimento de células gigantes nas plantas hospedeiras. Endo e Veech (1969) observaram alta atividade enzimática de

oxidoreductase em células gigantes, formadas em raízes de feijoeiro e soja [*Glycine max* (L.) Merrill] infectadas com *M. incognita*, como também em várias células na proximidade da região labial do nematóide. Porém, nenhuma peroxidase foi detectada no sítio de alimentação, formado em raízes de batata atacadas por *G. rostochiensis* (GIEBEL; KRENZ; WILSKI, 1975).

Hidrolases são a razão primária para mudanças metabólicas na planta hospedeira. A atividade enzimática de nematóides provavelmente é influenciada pela atividade parasitária. Por exemplo, no endoparasita migrador *Pratylenchus penetrans* (Cobb) Chitwood e Oteifa, a atividade celulolítica é sete vezes maior que no endoparasito sedentário *Heterodera trifolii* Goffart. O nematóide *Ditylenchus dipsaci* (Kühn) Filipjev mostrou atividade celulolítica 28 vezes mais alta que *D. myceliophagus* Goodey, que se alimenta de fungos (DROPKIN; MARCH; SPALDING, 1962).

As quitinases e β -1,3-glucanases são enzimas constitutivas que ocorrem nas plantas e hidrolizam a quitina (um polímero de N-acetilglucosamina) e β -1,3-glucana, respectivamente. Possuem função imediata na defesa, pela ação direta sobre o patógeno e como elicitores pela produção de oligômeros que ativam outros mecanismos locais ou sistêmicos de defesa nas plantas (BOL; LINTHORST; CORNELISSEN, 1990).

Aumento da atividade de β -1,3-glucanases foi constatado em várias plantas, principalmente em feijoeiro comum e caupi [*Vigna unguiculata* (L.) Walp.], após indução, com químicos ou organismos não patogênicos, reduzindo a severidade das doenças causadas por vários fitopatógenos (DANN, et al., 1996; OLIVEIRA, et al., 2001).

Buscando medidas alternativas de controle, o objetivo do presente trabalho foi avaliar o uso de diferentes indutores de resistência em relação ao parasitismo de nematóides

em cana-de-açúcar no campo e em casa-de-vegetação, avaliando qualitativa e quantitativamente mecanismos bioquímicos envolvidos no patossistema.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIOS, G. N. (Ed.). **Plant pathology**. 5. ed. Amsterdam: Elsevier Academic Press, 2005. 922 p.

AGUILLERA, M. M.; VIEIRA, M. A. S.; MASUDA, Y. Aplicação de resíduos orgânicos para aumento da produtividade da cana-de-açúcar em solos infestados por nematóides. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 12, p. 3-4, 1988.

ALBUQUERQUE, P. H. S.; PEDROSA, E. M. R. ; MOURA, R. M. Relação nematóide-hospedeiro em solo infestado por *Meloidogyne* spp. e tratado com torta de filtro e vinhaça. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 26, p. 27-34, 2002.

ANDRADE, J. C. (Ed.). **Esforços históricos de antigas variedades de cana-de-açúcar**. Maceió: Indústria Gráfica Alagoana Ltda, 1985. 285 p.

ANWAR, S. A.; McKENRY, M. V. ; KWANG-YEOL, Y., ANDERSON, A. J. Induction of tolerance to root-knot nematode by oxycom. **Journal of Nematology**, Gainesville, v. 35, p. 306–313, 2003.

APT, W. J.; KOIKE, H. Pathogenicity of *Helicotylenchus nanus* and its relation with *Pytium graminicola* on sugarcane in Hawaii. **Phytopathology**, St. Paul, v. 52, p. 797-802, 1962.

AYRES, A. S. Calcium silicate slag as growth stimulant for sugarcane on low-silicon soils. **Soil Science**, Philadelphia, v. 101, p. 216-227, 1996.

BARNES, A. C. (Ed.). **The sugar cane**. New York: The New York Interscience Publishers INC., 1964. 456 p.

BARROS, A. C. B.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Aplicação de Terbufos no controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *Pratylenchus zae* em cinco variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. Parte 1 – Efeitos na cana planta. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 24, p. 73-78, 2000.

BÉLANGER, R. R.; MENZIES, J. G. How does silicon protect plants against disease? Dogma versus new hypothesis. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE OLERICULTURA, 42., 2002, Uberlândia. **Anais...**, Piracicaba: Associação Brasileira de Horticultura, 2002. CD-ROM 1.

BENATO, E. A. A indução de resistência no controle de doenças pós-colheita: frutas e hortaliças. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS A FITOPATÓGENOS, 1., 2002, São Pedro. **Palestras...** São Pedro: ESALQ-USP, 2002. p. 29-31.

BENATO, E. A. A indução de resistência no controle de doenças pós-colheita: frutas e hortaliças. **Summa Phytopathologica**, Piracicaba, v. 29, p. 125-126, 2003.

BINDSCHEDLER, L. F.; BLEE, K. A.; BUTT, V.S.; DAVIES, D. R.; GARDNER, S. L.; GERRISH, C.; MINABAYEVA, F. The apoplantic oxidative burst in response to biotic stress in plants: a three-component system. **Journal of Experimental Botany**, Verlag, v. 53, p. 1357-1376, 2002.

BOL, J. F.; LINTHORST, H. J. M.; CORNELISSEN, B. J. C. Plant pathogenesis – related proteins induced by vírus infection. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 28, p. 113-138, 1990.

BONALDO, M. B.; PASCHOLATI, S. F.; ROMEIRO, R. S. Indução de resistência: noções básicas e perspectivas. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. (Eds.). **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005. v. 13, p. 11-28.

BOWER, N. I.; CASU, R. E.; MACLEAN, D. J.; REVERTER, A.; CHAPMAN, S. C.; MANNERS, J. M. Transcriptional response of sugarcane roots methyl jasmonate. **Plant Science**, Washington, v. 168, p. 761-772, 2005.

BRINGEL, J. M. M.; SILVA, G. S. Efeito antagônico de algumas espécies de plantas a *Helicotylenchus multicinctus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 24, p. 179-181, 2000.

BROWN, R. H.; KERRY, B. R. (Eds.). **Principles and practice of nematode control in crops**. Orlando: Academic Press, 1987. 421 p.

BURG, I. C.; MAYER, P. H. Introdução. In: BURG, I. C.; MAYER, P. H. (Ed.). **Manual de alternativas ecológicas para prevenção e controle de pragas e doenças**. Francisco Beltrão: Grafit, 1998. p. 13.

CADET, P.; SPAULL, V. W. Studies on the relationship between nematodes and sugar cane in South and West África: plante cane. **Revue de Nématologie**, Orstom, v. 8, p. 131-142, 1985.

CAMPOS, A. D.; FERREIRA, A. G.; HAMPE, M. M. V.; ANTUNES, I. F.; BRANCÃO, N.; SILVEIRA, E. P.; OSÓRIO, V. A.; AUGUSTIN, E. Atividade de peroxidase e polifenoloxidase na resistência do feijão a antracnose. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, p. 637-643, 2004.

CARNEIRO, R. M. D. G. **Flutuação populacional e distribuição vertical de quatro espécies de nematóides nocivos à cana-de-açúcar (*Saccharum officianrum* L.) em relação a certas propriedades do solo**. 1980, 89 f. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) - Universidade de São Paulo – ESALQ, Piracicaba, 1980.

CARTER, C.; SASSER, J. N. Research on integrated crop protection systems with emphasis on the root-knot nematodes (*Meloidogyne* spp.) affecting economic food crops in developing nations. Raleigh: **International Meloidogyne Project**. 1983. 5 p.

CASSIDY, G. Nematodes associated with sugar cane in Hawaii. **Hawaiian Planters' Record**, Honolulu, v. 34, p. 379-387, 1930.

CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A. (Ed.). **Ecofisiologia de culturas extrativistas: cana-de-açúcar, seringueira, coqueiro, dendazeiro e oliveira**. Cosmópolis: Stoller do Brasil. 2001. 138 p.

CAVALCANTI, L. S.; BRUNELLI, K. R.; STANGARLIN, J. R. Aspectos bioquímicos e moleculares da resistência induzida. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. (Eds.). **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005. v. 13, p. 81-124.

CHAVES, A.; PEDROSA, E. M. R.; MELO, L. J. O. Efeito de carbofuran, torta de filtro e variedades sobre a densidade populacional de nematóides em áreas com mau desenvolvimento da cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, p. 101-103, 2004.

CHAVES, A.; PEDROSA, E. R. M.; GUIMARÃES, L. M. P.; MARANHÃO, S. R. V. L.; SILVA, I. L. S. S.; MOURA, R. M. Indução de resistência a nematóides em cana-de-açúcar cultivada em solo de áreas que apresentam declínio de desenvolvimento em tabuleiros nordestinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 37., 2004, Gramado. **Resumos...** Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2004. p.142.

CHAVES, A.; PEDROSA, E. M. R.; MOURA, R. M. Efeitos da aplicação de terbufós 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.

COOPER, W. R.; JIA, L.; GOGGIN, L. Effects of jasmonate-induced defenses on root-knot nematode infection of resistant and susceptible tomato cultivars. **Journal of Chemical Ecology**, Nowell, v. 31, p. 1953–1967, 2005.

CREELMAN, R. A.; MULLET, J. E. Biosynthesis and action of Jasmonates in plants. **Annual Reviews Plant Physiology**, Palo Alto, v. 48, p. 355-381, 1997.

CREELMAN, R. A.; MULLET, J. E. Jasmonic acid distribution and action in plants: regulation during development and response to biotic and abiotic stress. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Berkeley, v. 92, p. 4114-4119, 1995.

CRUZ, M. M.; SILVA, S. M. S.; RIBEIRO, C.A. G. Comportamento de variedades de cana-de-açúcar com relação a nematóides no Estado de Alagoas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 10, p. 26-27, 1986 b.

CRUZ, M. M.; SILVA, S. M. S.; RIBEIRO, C. A. G. Levantamento populacional de nematóides em cana-de-açúcar em áreas de baixa produtividade nos Estados de Alagoas e Sergipe. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 10, p. 27-28. 1986 a.

DANN, E. K.; MEUWLY, P.; MÉTRAUX, J. P.; DEVERALL, B. J. The affect of pathogen inoculation or chemical treatment on activities of chitinase and two 1,3 β -glucanase and accumulation of salicylic in leaves of green bean, *Phaseolus vulgaris* L. **Physiological and Molecular Plant Pathology**, London, v. 49, p. 307-319, 1996.

DANTAS, S. A. F. **Doenças fúngicas pós-colheita em frutas de mamão e laraja: ocorrência e indução de resistência com elicitores bióticos e abióticos**. 2003, 88 f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2003.

DARVILL, A. G.; ALBERSHEIM, P. Phytoalexins and their elicitors – a defense against microbial infection in plants. **Annual Review of Plant Physiology**, San Diego, v. 35, p. 243-275, 1984.

DINARDO-MIRANDA, L. L. Manejo de nematóides em cana-de-açúcar. **Jornal Cana**, Ribeirão Preto, v. 5, p. 64-67, 2005.

DINARDO-MIRANDA, L. L.; GARCIA, V.; MENEGATTI, C. C. Controle químico de nematóides em soqueiras de cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 15, p. 55-58, 2000.

DOIHARA, I. P. **Efeito da aplicação do extrato pirolenhoso, óleo de nim (*Azadiracta indica*) e acibenzolar-s-metil sobre a interação nematóide-planta hospedeira**. 2005. 73 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2005.

DROPKIN, V. H.; MARCH, P. B.; SPALDING, D. H. Cell-wall degrading enzymes in some plant parasitic, myceliophagus and free-living nematodes. **Phytopathology**, St. Paul, v. 52, p. 1218, 1962.

DUTRA, M. R.; BOTELHO, D. M. S.; PAIVA, B. R. T. L.; CAMPOS, V. P. Silício no controle de *Meloidogyne incognita* e no desenvolvimento do feijoeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 37., 2004, Gramado. **Resumos...** Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2004. p. 210.

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

ENDO, B. Y.; VEECH, J. A. The histochemical localization of oxidoreductive enzymes of soybeans infected with root knot nematode *Meloidogyne incognita acrita*. **Phytopathology**, St. Paul, v. 59, p. 442-447, 1969.

FAWE, A., MENEZIES, J. G.; CHERIF, M.; BELANGER, R. R. Silicon and disease resistance in dicotyledons. In: DATNOFF, L. E.; SNYDER, G. H.; KNORDOFER, G. H. (Eds.). **Silicon in Agriculture**. Amsterdam: Elsevier Science, 2001. p. 159-169.

FERNANDES, A. J. (Ed.). **Manual de cana-de-açúcar**. 2 ed. São Paulo: Livro Ceres, 1990. 196 p.

FERNANDES, C. F. **Estudo da atividade peroxidásica em folhas primárias de feijão-de-corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.) cv. Vita 3**. 1998. 65 f. Dissertação (Mestrado em Bioquímica) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 1998.

FERRAZ, S.; VALE, L. A. C. Utilização de plantas antagônicas no controle de fitonematóides. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 29., 1995, Rio Quente. **Anais...** Brasília: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1995. p. 257-276.

FERREIRA LIMA, R. **Influência dos nematicidas Carbofuran e Terbufos na flutuação populacional de fitonematóides e parâmetros produtivos de duas variedades de cana-de-açúcar (*Saccharum sp.*)**. 1997, 82 f. Dissertação (Mestrado em Fitossanidade) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 1997.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION. **FAOASTAT – Agricultural statistics database**. Rome: World Agricultural Information Centre, 2005. Disponível em: <<http://apps.fao.org>>. Acesso em: 27 dez. 2006.

FRAMER, E. E.; RYAN, C. A. Interplant communication: airborne methyl jasmonate induces synthesis of proteinase in plant leaves. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Berkeley, v. 87, p. 7713-7716, 1990.

FRAMER, E. E.; RYAN, C. A. Octadecanoid precursors of jasmonic acid activate the synthesis of wound inducible proteinase inhibitors. **Plant Cell**, Rockville, v. 4, p. 129-134, 1992.

FREIRE, W. J.; CORTEZ, L. A. B. (Eds.). **Vinhaça de cana-de-açúcar**. Guíba: Agropecuária, 2000. 203 p.

FUNELL, D. L.; SCHARD, C. L. **Plant defenses against fungal attack: biochemistry.**

Lexington: University of Kentucky – USA, 2001.

Disponível: <http://www.mrw.interscience.wiley.com/emrw/9780470015902/els/article/a0001323/current/abstract?hd=All,Plant&hd=All,defenses&hd=All,against&hd=All,fungal&hd=All,attack:biochemistry>. Acesso em: 10 jan. 2007.

GIEBEL, J.; KRENZ, J.; WILSKI, A. Localization of some enzymes in roots of susceptible and resistant potatoes infected with *Heterodera rostochiensis*. **Nematologica**, Leiden, v. 17 p. 29-33, 1975.

GLAZER, C.; ORION, D. An induced resistance effect of hydroxyurea on plants infected by *Meloidogyne javanica*. **Journal of Nematology**, Gainesville, v. 17, p. 21–24, 1985.

GLAZERBROOK, J.; ROGERS, E. E.; AUSUBEL, F. M. Use of *Arabidopsis* for genetics dissection of plant defense responses. **Annual Review of Genetics**, Palo Alto, v. 31, p. 547-569, 1997.

GOMES, R. S.; NOVARETTI, W. R. T. Levantamento de nematóides parasitos de cana-de-açúcar na Usina Bonfim. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 9, p. 135-141, 1985.

GUNDLACH, H.; MULLER, M. J.; KUTCHAN, T. M.; ZENK, M. H. Jasmonic acid in a signal transducer in elicitor induced plant cell cultures. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Berkeley, v. 89, p. 2389-2393, 1992.

HEIL, M.; HILPERT, A.; KAISER, W.; LINSENMAIR, K. E. Reduced growth and seed set following chemical induction of pathogen defence: does systemic acquired resistance (SAR) incur allocation costs?. **Journal of Ecology**, London, v. 88, p. 645-654, 2000.

HUBER, D. M. Relationship between mineral nutrition of plants and disease incidence. In: WORKSHOP – RELAÇÃO ENTRE NUTRIÇÃO DE PLANTAS E INCIDÊNCIA DE DOENÇAS, 1. 2002, Piracicaba. **Anais e vídeo...**, Piracicaba: Potafós, 2002. CD-ROM – VÍDEO 1.

HUSSEY, R. S.; GRUNDLER, F. M. W. Nematode parasitism of plants. In: PERY, R. N.; WRIGTH, D. J. (Eds.). **The physiology and biochemistry of free living and plant-parasitic nematodes**. London: CABI publishing, 1998. p. 213-243.

HUSSEY, R. S.; WILLIAMSON, V. M. Physiological and molecular aspects of nematode parasitism. In: BARKER, K. R.; PEDERSON, G. A.; WINDHAM, G. L. (Eds.). **Plant and nematodes interactions**. Winconsin: ASA-ESSA, 1998. p. 87-108.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **SIDRA 01: Sistema IBGE de Recuperação Automática**. Banco de dados agregados. Brasília: Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2005. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br>>. Acesso em: 27 dez. 2006.

KAO, C. H. Differential effect of sorbitol and polyethylene glycol on antioxidant enzymes in rice leaves. **Plant Growth Regulation**, Rockville, v. 39, p. 83-89, 2003.

KAPLAN, M.; NOE, P. J.; HARTEL, P. G. The role of microbes associated with chicken litter in suppression of *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Nematology**, Gainesville, v. 24, p. 522-527, 1992.

KUNH, J. O.; PASCHOLATI, S. F.; CARDOSO, J. A.; PORTZ, R. L.; OSSWALD, W. Indução de resistência sistêmica em plantas: aspectos gerais, efeitos na produção e sobre microrganismos não-alvo. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 14, p. 251-302, 2006.

LORDELLO, L. G. E. (Ed.). **Nematóides das plantas cultivadas**. 8 ed. São Paulo: Nobel, 1984. 314 p.

LYON, G. D.; NEWTON, A. C. Do resistance elicitors offer new opportunities in integrate disease control strategies? **Plant Pathology**, London, v. 46, p. 636-641, 1997.

LYON, G. D.; REGLINSKI, T.; NEWTON, A. C. Novel disease control compounds: the potential to immunize plants against infection. **Plant Pathology**, London, v. 44, p. 407-427, 1995.

MANNERS, J. M.; PENNINCKX, I. A. M. A.; VERMAERE, K.; KAZAN, K.; BROWN, R. L.; MORGAN, A.; MACLEAN, D. J.; CURTIS, M. D.; CAMMUE, B. P. A.; BROEKAERT, W. F. The promoter of the plant defensin gene PDF1.2 from *Arabidopsis* is systemically activated by fungal pathogens and responds to methyl jasmonate but not to salicylic acid. **Plant Molecular Biology**, Zurich, v. 38, p. 1071-1080, 1998.

MARANHÃO, S. R. V. L.; GUIMARÃES, L. M. P.; CHAVES, A.; SILVA, I. L. S. S.; PEDROSA, E. R. M.; MOURA, R. M. Penetração de *Meloidogyne javanica* em cana-de-açúcar tratada com acibenzolar-s-metyl. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 37., 2004, Gramado. **Resumos...** Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2004. p.142.

MATSUOKA, S.; GARCIA, A. A. F.; ARIZONO, H. Melhoramento da cana-de-açúcar. In: BORÉM, A. (Ed.) **Melhoramento de espécies cultivadas**. Viçosa: Editora UFV, 1999. p. 205-251.

MÉTRAUX, J. P. Sistemic acquired resistance and salicylic acid current state of knowledege. **European Journal Plant Pathology**, Dordrecht, v. 107, p. 8-13, 2001.

MIOCQUE, J. Y.J.; MACHADO JR., G. R. Review of sugarcane varieties and breeding in Brazil. **Sugarcane Journal**, Baton Rouge, v. 23, p. 9-13, 1977.

MOTOYAMA, M. M.; SCHWAN-ESTRADA, K. R. F.; STANGARLIN, J. R.; FIORITUTIDA, A. C. G.; SCAPIM, C. A. Indução de fitoalexinas em soja e em sorgo e efeito fungitóxico de extratos cítricos sobre *Colletotrichum lagenarium* e *Fusarium smitectum*. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v. 25, p. 491-496, 2003.

MOURA, R. M. Controle integrado dos nematóides da cana-de-açúcar no Nordeste do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 22., 2000, Uberlândia. **Anais...** Uberlândia: Sociedade Brasileira de Nematologia, 2000. p. 88-94.

MOURA, R. M. Dois anos de rotação de cultura em campos de cana-de-açúcar para o controle da meloidoginose. 1. efeito dos tratamentos na população do nematóide. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 15, p. 1-7, 1991.

MOURA, R. M. Nematóides de interesse agrícola assinalados pela UFRPE no Nordeste do Brasil (1965-2005). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, p. 289-291, 2005.

MOURA, R. M.; ALMEIDA A V. Estudos preliminares sobre a ocorrência de fitonematóides associados à cana-de-açúcar em área de baixa produtividade agrícola no Estado de Pernambuco. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, Piracicaba, v. 5, p. 213-220, 1981.

MOURA, R. M.; GUIMARÃES, L. M. P. Dados históricos e evolutivos da fitonematologia da cana-de-açúcar. In: MOURA, R. M.; MARIANO, R. L. R. (Eds.) **Anais da Academia Pernambucana de Ciências Agrônômica**. Recife: Academia Pernambucana de Ciências Agrônômica, 2004. v. 1, p. 69-78.

MOURA, R. M.; MACEDO, M. E. A.; SILVA, E. G.; SILVA, I. P. Efeito da aplicação de carbofuran em cana-de-açúcar, variedade CB45-3. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 23, p. 503, 1998.

MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R.; MARANHÃO, S. R. V. L.; MOURA, A. M.; MACEDO, M. E. A.; SILVA, E. G. Nematóides associados à cana-de-açúcar no Estado de Pernambuco, Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 23, p. 92-99, 1999.

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

MUIR, F.; HENDERSON, G. Nematodes in connection with sugar cane root rot in Hawaiian Islands. **Hawaiian Planters' Record**, Honolulu, v. 30, p. 233-250, 1926.

NOEL, G. R.; MCCLURE, M. A. Peroxidase and 6-phosphoglucanase dehydrogenase in resistant and susceptible cotton infected by *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, Gainsville, v. 10, p. 34-39, 1978.

NOJOSA, G. B. A. Uso de silicatos e fosfitos na indução de resistência. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS CONTRA FITOPATÓGENOS / PERSPECTIVAS PARA O SÉCULO XXI, 1., 2002, São Pedro. **Anais...** Botucatu: Grupo Paulista de Fitopatologia, 2002. p. 24-26.

NORDMEYER, D.; DICKSON, D. W. Multiple molecular forms of cholinesterase in the plant-parasitic nematodes *Meloidogyne incognita* and *Radopholus similis*. **Revue de Nématologie**, Paris, v. 13, p. 311-316, 1990.

NOVARETTI, W. R. T.; NELLI, E. J. Flutuação populacional de nematóides na cultura da cana-de-açúcar- cana de ano e meio. **Brasil Açucareiro**, Rio de Janeiro, v. 96, p. 30-36, 1980.

NOVARETTI, W. R. T.; NELLI, E. J. Use of nematicide and filtercake for control of nematodes attacking sugarcane in São Paulo State. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 9, p. 15-184, 1985.

NOVARETTI, W. R. T.; CARDERAN, J. O.; STRABELLI, J.; AMORIM, E. Efeitos da utilização de composto, associado ou não a nematicida e adubos minerais, no controle de nematóides e na produtividade de cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 13, p. 93-107, 1989.

NOVARETTI, W. R. T.; ROCCIA, A. D.; LORDELLO, L. G. E.; MONTEIRO, A. R. Contribuição ao estudo dos nematóides que parasitam a cana-de-açúcar em São Paulo. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 1., 1974, Piracicaba. **Trabalhos apresentados ...** Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1974. p. 27-32.

NOVARETTI, W. R. T.; STRABELLI, J.; DINARDO, L. L.; AMORIM, E. Comportamento varietal de cana-de-açúcar em relação ao nematóide *Meloidogyne incognita*. . In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 9., 1985, Piracicaba. **Resumos ...** Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1985. p. 43.

NÜRNBERGER, T.; BRUNNER, F. Innate immunity in plants and animals: emerging parallels between the recognition of general elicitors and patogen-associated molecules. **Current Opinion Plant Biology**, Oxford, v. 5, p. 1-7, 2002.

OLIVEIRA, J. T. A.; ANDRADE, N. C.; MIRANDA, A. S. M.; BARRETO, A. L. H.; MELO, V. M. M.; FERNANDES, C. F.; VASCONCELOS, I. M.; SILVEIRA, J. A. G.; CAVALCANTI, F. R.; FREIRE-FILHO, F. R.; FREIRE, F. C. O.; GONÇALVES, F. J. T. Atividade peroxidásica e β -1,3-glucanases elicidadas por agentes bióticos causadores de doenças e pelo estresse hídrico em feijão-de-corda (*Vigna unguiculata* (L.) Walp.). In: REUNIÃO NACIONAL DE PESQUISA DE CAUPI, 5., 2001, Teresina: **Anais ...** Teresina: Embrapa Meio Norte, 2001. p. 19-23.

OLIVEIRA, S. M. A.; DANTAS, S. A. F. D.; GURGEL, L. M. S. Indução de resistência em doenças pós-colheita em frutas e hortaliças. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 12, p. 343-372, 2004.

OPPERMAN, C.; CHANG, S. Nematode Acetylcholinesterase molecular forms and their potential role in nematode behavior, **Parasitology Today**, London, v. 8, p. 406-411, 1992.

ORLANDO FILHO, J.; LEME, E. J. de A. Utilização agrícola dos resíduos da agroindústria canavieira. In: SIMPÓSIO SOBRE FERTILIZANTES NA AGRICULTURA BRASILEIRA, 2., 1984, Brasília. **Anais...** Brasília: Embrapa, Departamento de Estudos e Pesquisa, 1984. p. 451-475.

OWEN, K. J.; GREEN, C. D.; DEVERALL, B. J. Systemic acquired resistance against root-knot nematodes in grapevines. In: INTERNATIONAL CONGRESS OF PLANT PATHOLOGY, 7., 1998, Edinburg. **Proceedings...** Sydney: International society for plant pathology, 1998. p. 38.

PEREIRA, J. C.; ZAMBOLIM, L. Compostos orgânicos no controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 4, p. 353-379. 1996.

PEREIRA, J., BURLE, M. L.; RESCK, D. V. S. Adubos verdes e sua utilização no cerrado. In: SIMPÓSIO SOBRE MANEJO E CONSERVAÇÃO DO SOLO NO CERRADO, 1., 1992, Goiânia. **Anais...** Campinas: Fundação Cargill, 1992. p. 140-154.

PIN, L. H. Efeito do Furadan 5G no plantio em relação à produtividade da cana planta, soca e ressoca. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 10., 1986, Mossoró. **Resumos...** Piracicaba: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1986. p. 110-111.

POZZA, A. A. A.; POZZA, E. A. Manejo de doenças de plantas com macro e micronutrientes. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 36., 2003, Uberlândia. **Resumos...** Brasília: Sociedade Brasileira de Fitopatologia, 2003. p. 25-24.

POZZA, A. A. A.; POZZA, E. A.; BOTELHO, D. M. S. O silício no controle de doenças de plantas. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 12, p. 373-403, 2004.

PRASAD, S. K. Nematodes disease of sugarcane. In: WEBSTER, J. M. (Ed.). **Economic Nematology**. London: Academic Press, 1972. p. 144-158.

REITZ, M.; RUDOLPH, K.; SCHRÖDER, I.; HOFFMANN-HERGARTEN, S.; HALLMANN, J.; SIKORA, R. A. Lipopolysaccharides of *Rhizobium etli* strain G12 act in potato roots as an inducing agent of systemic resistance to infection by the cyst nematode *Globodera pallida*. **Applied and Environmental Microbiology**, Washington, v. 66, p. 3515–3518, 2000.

RICH, J R.; DUNN, R. A.; NOLING, J. W. Nematicides: past and present uses. In: CHEN, Z. X.; CHEN, S. Y.; DICSON, D. W. (Eds.). **Nematology Advances and Perspectives**. Wallingford: CABB, 2004. v. 2, p. 1179-1220.

RODRÍGUEZ-KÁBANA, R. Organic and inorganic nitrogen amendments to soil as nematode suppressants. **Journal of Nematology**, Gainesville, v.18, p.129-135. 1986.

ROMÁN, J. Nematode problems of sugarcane in Puerto Rico. In: SMART JR., G. C.; PERRY, V.G. (Eds.). **Tropical Nematology**. Gainesville: Published Center for Tropical Agriculture, University of Florida Press, 1968. p. 61-67.

ROSA, R. C. T.; MOURA, R. M.; PEDROSA, E. M. R. Ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em cana-de-açúcar no Brasil. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 27, p. 93-95, 2003.

SALGADO, S. M. L.; SILVA, L. H. C. P. Potencial da indução de resistência no controle de fitonematóides. In: CAVALCANTI, L. S.; DI PIERO, R. M.; PASCHOLATI, S. F.; RESENDE, M. L. V.; ROMEIRO, R. S. (Eds.). **Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos**. Piracicaba: FEALQ, 2005. v. 13, p. 155-168.

SALIN, M. L.; BRIDGES, S. M. Chemiluminescence in soybean root tissue: effect of various substrates and inhibitors. **Photobiochemistry and Photobiophysics**, Dordrecht, v. 6, p. 57-64, 1983.

SCHENK, P. M.; KAZAN, K.; WILSON, I.; ANDERSON, J. P.; RICHMOND, T.; SOMERVILLE, S. C.; MANNERS, J. C. Coordinated plant defense responses in *Arabidopsis* revealed by microarray analysis. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, Berkeley, v. 97, p. 11655-11660, 2000.

SIEGRIST, J.; GLEWINKEL, D.; KOLLE, C.; SCHIMIDTKE, M. Chemically induced resistance in green bean against bacterial and fungal pathogens. **Journal of Plant Disease and Protection**, Stuttgart, v. 104, p. 599-610, 1997.

SILVEIRA, D. F.; HERREIRA, O. J. Principales problemas nematológicos de Cuba. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, 27., 1995, Rio Quente. **Anais...** Brasília: Pratica Gráfica, 1995. p. 161-171.

SINDICATO DA INDÚSTRIA DO AÇÚCAR E DO ÁLCOOL NO ESTADO DE PERNAMBUCO. **SINDAÇÚCAR 04: Sistema de Recuperação Automática**. Bancos de

dados agregados. Pernambuco: Sindicato da Indústria do Açúcar e do Alcool no Estado de Pernambuco, 2004. Disponível em: <<http://www.sindicucar.com.br>>. Acesso em: 27 jan. 2005.

SOUZA, V. C.; LORENZI, H. (Eds.). **Botânica sistemática: guia ilustrado para identificação das famílias de Angiosperma da flora brasileira, baseado em APG II**, Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2005. 640p.

SORIANO, I. R.; ASENSTORFER, R. E.; SCHMIDT, O.; RILEY, I. T. Inducible flavone in oats (*Avena sativa*) is a novel defense against plant-parasitic nematodes. **Phytopathology**, St. Paul, v. 94, p. 1207-1214, 2004a.

SORIANO, I. R.; RILEY, I. T.; POTTER, M. J.; BOWERS, W. S. Phytoecdysteroids: a novel defense against plant-parasitic nematodes. **Journal of Chemical Ecology**, Nowell, v. 30, p. 1885-1899, 2004b

SPAULL, V. W.; CADET, P. Nematode parasitics of sugarcane. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture**, Wallingford: C. A. B. International Institute of Parasitology, 1990. p. 461-491.

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

SUNDAR, A R.; VELAZHAHAN, R.; VISWANATHAN, R.; PADMANABAN, P. e
VIDHYASEKARAN, P. Induction of systemic resistance to *Colletotrichum falcatum* in
sugarcane by a synthetic signal molecule, Acibenzolar-S-Metil (CGA-245704).

Phytoparasitica, Rehovot, v. 29, p. 231-242. 2001.

SUZUKI, K.; NISHIUCHI, T.; NAKAYAMA, Y.; ITO, M.; SHINSHI, H. Elicitor-induced
down-regulation of cell cycle-related gene in tobacco cells. **Plant, Cell and Environment**,
Ventura, v. 29, p. 183-191, 2006.

TERRY, L. A.; JOYCE, D. C. Elicitors of induced disease resistance in postharvest
horticultural crops: a brief review. **Postharvest Biology Technology**, Wageningen, v. 32.
p. 1-13, 2004.

VAN LOON, L. C. Induced resistance in plants and the role of pathogenesis-related
proteins. **European Journal of Plant Pathology**, Dublin, v. 103, p. 753-765, 1997.

VAN ZWALUWENBURG, R. H. The soil fauna of Hawaiian cane fields. **Hawaiian
Planters's Record**, Honolulu, v. 30, p. 250-255, 1926.

VASIUKOVA, N. I.; VASYUKOVA, N. I.; ZINOV'EVA, S. V.; IL'INSKAYA, L. I.;
PEREKHOD, E. A.; CHALENKO, G. I.; GERASIMOVA, N. G.; IL'INA, A. V.;
VARLAMOV, V. P.; OZERETSKOVSKAYA, O. L. Modulation of plant resistance to
diseases by water-soluble chitosan. **Prikladnaia Biokhimiia i Mikrobiologiya**, Moskva, v.
37, p. 115–122, 2001.

VIJAYAN, P.; SHOCKEY, J.; LÉVESQUE, C. A.; JAMES COOK, R.; BROWSE, J. A. A role for jasmonate in pathogen defense of *Arabidopsis*. **Proceeding of the National Academy of Sciences**, Washington, v. 95, p. 7209-7214, 1998.

VISWANATHAN, R.; SAMIYAPPAN, R. Induced systemic resistance by pseudomonads against red rot disease of sugarcane caused by *Colletotrichum falcatum*. **Crop. Protection**, Oxford, v. 21, p. 1-10, 2002.

VRAIN, T. C. Engineering natural and synthetic resistance for nematode management. **Journal of Nematology**, Gainesville, v. 31, p. 424-436, 1999.

WILLIAMS, J. R. Nematodes attacking sugar-cane. In: PEACHEY, J.E. (Ed.) **Nematodes of Tropical Crops**. St. Albans: C.A.B., 1969. p. 184-209.

WINTER, M.D.; MCPHERSON, M. J.; ATKINSON, H. J. Neuronal uptake of pesticides disrupts chemosensory cells of nematodes. **Journal of Parasitology**, Leeds, v. 125, p. 561-565, 2002.

WRIGHT, D. J. Nematicides: Mode of action and new approaches to chemical control. In: ZUCKERMAN, B. M.; RHODES, R. A. (Eds.). **Plant Parasitic Nematodes**. New York: Academic Press, 1981. p. 421-449.



Capítulo 2

**EFEITO DE INDUTORES DE RESISTÊNCIA NO
MANEJO DE NEMATÓIDES EM CAMPO
CULTIVADO COM CANA-DE-AÇÚCAR**

**Efeito de Indutores de Resistência no Manejo de Nematóides em Campo Cultivado
com Cana-de-açúcar**

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES¹, ELVIRA MARIA RÉGIS PEDROSA¹,
RILDO SARTORI BARBOSA COELHO¹, ANDRÉA CHAVES¹ & SANDRA ROBERTA
VAZ LIRA MARANHÃO¹

* Parte da tese da primeira autora, para o título de Doutorado em Fitopatologia da UFRPE,
Recife, PE. ¹Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco,
Dois Irmãos, 52171-900, Recife, PE. e-mail: lilianmpguimaraes@hotmail.com

(Recebido para publicação em / /2007. Aceito em / /2007)

Resumo - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Chaves, A. & Maranhão, S.R.V.L. 2007. Efeito de Indutores de Resistência no Manejo de Nematóides em Campo Cultivado com Cana-de-açúcar. *Nematologia Brasileira*.

A presente pesquisa teve como objetivo avaliar a eficiência do metil jasmonato, Ecolife 40[®] e silicato de potássio aplicados isoladamente ou em associações com nematicida sistêmico para manejo integrado de nematóides em cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) variedade RB863129 em condições de campo. O experimento foi conduzido em blocos ao acaso, em parcela subdividida, em área naturalmente infestada por nematóides. No plantio foram determinadas as densidades populacionais dos nematóides no solo, e 3, 6 e 12 meses após, no solo e raiz. O número de perfilhos foi aferido aos três meses e as variáveis produtivas e industriais aos 12 meses. No solo, houve diminuição significativa da densidade populacional de *Meloidogyne* spp. nas parcelas que receberam indutores isoladamente ou em associações com nematicida, ocorrendo correlação significativa entre as densidades populacionais do parasito com *Pratylenchus zaeae*. Os demais nematóides

detectados não foram afetados pelos tratamentos, como também não foram todas as variáveis produtivas e industriais avaliadas, exceto o número de perfilhos e de colmos, significativamente maiores do que a testemunha nas plantas com Ecolife 40[®] e com qualquer dos indutores, respectivamente.

Palavras-chave: *Saccharum* sp., *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus zaeae*, metil jasmonato, silicato de potássio, Ecolife 40[®]

Summary - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Chaves, A. & Maranhão, S.R.V.L. 2007. Effect of Resistance Inducers on Nematodes Management in Sugarcane Field.

The research hereby had as objective to evaluate methyl jasmonate, potassium silicate and Ecolife 40[®] efficiency, in association or not with systemic nematicide, for integrated nematode management in sugarcane (*Saccharum* sp.) variety RB863129, under field conditions. The experiment was carried out under split plot in a completely randomized block design in a nematode naturally infested area. At planting it was evaluated nematode densities in soil, and 3, 6, and 12 months later in soil and roots. Shoot number and both productive and industrial variables were evaluated at 3 and 12 months, respectively. There was significant reduction on *Meloidogyne* spp. density in soil in plots with inducer in association or not with nematicide, and significant correlation between *Meloidogyne* spp. and *Pratylenchus zaeae* in soil. Other nematodes in field were not affected by inducers or nematicide. All productive and industrial variables were not affected also, except shoots and stalk number, significantly higher than the control in plots with Ecolife 40[®] and any one of inducers, respectively.

Keywords: *Saccharum* spp., *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus zaeae*, methyl jasmonate, potassium silicate, Ecolife 40[®]

Introdução

A produção de cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) no nordeste do Brasil é baixa quando comparada a outras regiões produtoras no país. Isto ocorre devido a várias causas, tais como: topografia, fertilidade do solo, baixo índice pluviométrico, incidência de pragas e doenças. Dentre as doenças, as fitonematoses se destacam devido à alta incidência e aos elevados custos para o controle (Andrade, 1985; Fernandes, 1990). São causadas principalmente pelos nematóides endoparasitos sedentários *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *M. javanica* (Treb) Chitwood, e pelo nematóide das lesões radiculares *Pratylenchus zae* Grahm, um endoparasito migrador. Os nematóides ectoparasitos comumente encontrados, pertencem aos gêneros *Trichodorus* Cobb, *Paratrichodorus* Siddiqi e *Criconemella* De Grisse & Loof, ocasionam também problemas para a cultura, embora com pouca importância como fitopatógenos. Devido aos danos ocasionados à cana-de-açúcar, *Meloidogyne* spp. e *P. zae* são freqüentemente estudados. Os sintomas ocasionados por esses fitopatógenos podem ser facilmente confundidos com deficiências nutricionais, baixa fertilidade do solo, podridões de raízes e déficit hídrico (Rosa, 2003).

Na tentativa de diminuir as populações de nematóides abaixo do nível de dano econômico, vários métodos de controle têm sido estudados nos últimos anos, visando integração entre as técnicas disponíveis, para tornar o processo produtivo mais eficiente e econômico. A aplicação de nematicidas sistêmicos se tornou uma das alternativas mais utilizadas para controlar nematóides. Entretanto, estudos desenvolvidos com o uso desses produtos por ocasião do plantio mostram que os efeitos não se prolongam até as socas e o retorno econômico nem sempre é satisfatório (Barros *et al.*, 2000; Chaves *et al.*, 2002; Ferreira Lima, 1997; Moura *et al.*, 1998). Segundo Chaves *et al.* (2004), a utilização de

nematicida, torta de filtro e variedades resistentes não foram eficientes para controlar altas populações de nematóides, predominantemente do gênero *Pratylenchus*.

Devido aos bons resultados demonstrados em outros patossistemas, a indução de resistência tem atraído a atenção de pesquisadores. As respostas de defesa estão relacionadas com a ação de elicitores bióticos e abióticos (Benato, 2003). O efeito protetor da resistência induzida, dependendo do indutor e da planta utilizados, pode durar desde poucos dias a todo ciclo da planta (Pascholati & Leite, 1995). Em cana-de-açúcar são poucas as pesquisas sobre a resistência sistêmica induzida. De acordo com Bower *et al.* (2005), a aplicação de metil jasmonato demonstrou a expressão de genes em raízes de cana-de-açúcar que foram tratadas em diferentes épocas de aplicação do indutor. A princípio, a ativação do sistema de defesa foi demonstrado em folhas, em seguida sendo ativado para as raízes.

Ecolife 40[®] é uma fórmula comercial, obtida industrialmente através da fermentação de várias plantas cítricas. Constituído de diversos compostos orgânicos (bioflavonóides, ácido ascórbico, ácido cítrico, ácido láctico, ácidos graxos e açúcares), apresenta mecanismos de ação multiforme, dos quais a indução de resistência, via aumento da síntese de fitoalexinas, parece ser um dos mais importantes. Os poucos resultados de pesquisa disponíveis na literatura apresentam dados que sinalizam efetividade do produto (Sobrinho *et al.*, 2005).

O silício embora não seja considerado como elemento essencial para o crescimento de plantas, é útil e benéfico. As respostas dessa cultura a esse elemento ainda são pouco conhecidas. Sabe-se, que o silício tem função mecânica, fortificando, sustentando e protegendo as paredes celulares, tecidos e órgãos (Nojosa, 2002; Nojosa *et al.*, 2005).

O objetivo do presente estudo foi examinar a eficiência do metil jasmonato, Ecolife 40[®] e silicato de potássio como técnicas de manejo integrado para nematóides em cana-de-açúcar, em condições de campo.

Material e Métodos

O Experimento foi conduzido na Estação Experimental de Cana-de-açúcar de Carpina da UFRPE, localizada no município de Carpina, PE, em área infestada naturalmente por nematóides. O desenho experimental foi do tipo blocos ao acaso em parcelas subdivididas, com oito tratamentos, quatro épocas de coletas, com cinco repetições. As parcelas foram constituídas por cinco sulcos de 10 m de comprimento e 1,4 m de espaçamento entre sulcos, sendo as três linhas centrais úteis para coleta, e os tratamentos: 1. metil jasmonato (0,1 mL/L); 2. Ecolife 40[®] (200 mL/L); 3. silicato de potássio (10 mL/L); 4. nematicida sistêmico (carbofuran 350SC 7,0 L/ha); 5. nematicida sistêmico (carbofuran 350SC 7,0 L/ha) + metil jasmonato (0,1 mL/L.); 6. nematicida sistêmico (carbofuran 350SC 7,0 L/ha) + Ecolife 40[®] (200 mL/L.); 7. nematicida sistêmico (carbofuran 350SC 7,0 L/ha) + silicato de potássio (10 mL/L); 8. testemunha (não tratada). O nematicida foi aplicado manualmente, após o plantio e imediatamente antes da cobertura dos sulcos. O silicato de potássio foi aplicado em dose única no fundo do sulco no plantio. Metil jasmonato e Ecolife 40[®] foram pulverizados na superfície das folhas e aos 2 e 3 meses após o plantio da cana. . A variedade utilizada foi a RB863129.

As densidades populacionais iniciais dos nematóides foram obtidas pela média das leituras feitas em amostras de 300 cm³ de solo, coletadas nas parcelas de cada bloco, antes da aplicação dos tratamentos. As amostras foram processadas imediatamente para extração, segundo Jenkins (1964). A identificação e contagem dos espécimes foi realizada, no Laboratório de Fitonematologia da UFRPE e no Laboratório da Estação Experimental de

Cana-de-açúcar de Carpina As determinações das densidades populacionais dos nematóides no solo e raízes foram efetuadas aos 3, 6 e 12 meses após o plantio. As amostras de solo e raízes foram coletadas em três pontos de cada parcela, homogeneizadas e analisadas amostras simples de 300 cm³ de solo e 20 g de raízes. As técnicas de coleta e processamento de amostras de solo seguiram os métodos padrões (Jenkins, 1964; Barker, 1985). Para amostras de raízes foram coletadas 20 g, utilizando-se a associação da técnica da maceração rápida em liquidificador (20 segundos), com o método de Jenkins (1964). Para avaliação do desenvolvimento inicial da cultura, efetuou-se contagem de perfilhos nos três sulcos centrais de cada parcela, três meses após o plantio. O experimento foi colhido 12 meses após o plantio, quando se determinou a altura, número e diâmetro dos colmos e a produtividade, sendo as três primeiras obtidas ao acaso, mediante 10 leituras. As variáveis industriais consistiram de brix (total de sólidos solúveis no caldo), pol (% de sacarose), PCC (% de sacarose corrigida), teor de fibra e ATR (açúcar total recuperável), determinadas seguindo-se metodologia padronizada para a indústria açucareira (Fernandez, 2001).

Os dados das estimativas das variáveis de produtividade e agroindustriais da cana-de-açúcar foram estatisticamente testados pela análise da variância e as médias separadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Para os nematóides encontrados no solo e raiz, os dados foram transformados em $\log_{10}(x + 1)$ para análise da variância, empregando-se o teste de Tukey a 5% de probabilidade para comparação das médias dos tratamentos. Os dados obtidos ao longo do período experimental para as densidades populacionais de nematóides endoparasitos em raízes foram avaliados usando-se modelos de regressão, linear, quadrático, cúbico e logarítmico, objetivando descrever melhor o comportamento das populações nas raízes durante o cultivo da cana-de-açúcar. Visando avaliar a possível

relação entre as populações dos nematóides pertencentes aos diferentes taxas encontrados, foram efetuadas correlações pela análise de Pearson ao nível de 5% de probabilidade.

Resultados e Discussão

Em relação as variáveis produtivas, a aplicação dos indutores afetou o perfilhamento que foi significativamente maior nas plantas com Ecolife 40[®] isoladamente do que na testemunha (Tabela 1). O número de colmos também foi afetado pelos tratamentos, com valores significativamente maiores do que na testemunha nas parcelas onde foi aplicado nematicida ou indutores isoladamente. As demais variáveis agrícolas e industriais não diferiram da testemunha (Tabela 1). Esses resultados indicam que, possivelmente, não ocorreu custo de adequação da cana-de-açúcar para os tratamentos utilizados. Resultados com relação ao tratamento com nematicida discordam de Moura *et al.* (1998) e Novaretti *et al.* (1998), que reportaram acréscimo na produtividade em relação à testemunha. Dados sobre aumentos produtivos pelo uso de indutores em campo não foram relatados até o presente momento. Por outro lado, aumentos de produtividade com a utilização de silicatos são considerados comuns em cana-de-açúcar. O silício propicia aumento da capacidade fotossintética, reduz a transpiração e a acumulação tóxica de manganês, ferro e alumínio, aumentando a absorção de fósforo, resistência mecânica das células, resistência a insetos e doenças (Kidder & Gascho, 1977; Korndörfer & Datnoff, 1995; Novaretti & Nelli, 1985). Segundo Ma *et al.* (2001), a cana-de-açúcar absorve mais silício que qualquer nutriente mineral e as respostas dessa cultura a esse elemento, embora comuns, têm razões vitais ainda pouco conhecidas, muito embora, no presente estudo, as parcelas com o silicato de potássio não tenham apresentado acréscimo na produtividade (Tabela 1).

As populações de nematóides observadas no solo no momento do plantio foram constituídas por baixos índices de *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus zae*, *Helicotylenchus* sp. Cobb., 1893, *Criconemella* sp., devido às altas temperaturas e ao preparo do solo. Os mesmos resultados foram encontrados por Barros *et al.* (2000), Chaves *et al.* (2002), Rosa (2003) e Barros *et al.* (2006). As densidades populacionais dos ectoparasitos *Helicotylenchus* sp., *Criconemella* sp. e *Trichodorus* sp. permaneceram baixas durante o desenvolvimento da cultura até a colheita não sendo influenciadas pelos tratamentos (dados não apresentados). Como tem sido relatado, a flutuação populacional desses parasitos dependem diretamente de condições climáticas, principalmente de temperatura e precipitação (Novaretti & Nelli, 1985).

Em relação aos endoparasitos, as densidades populacionais mantiveram-se baixas até os seis meses em todas as parcelas, inclusive nas testemunhas, de forma que nenhum dos modelos de regressão testados descreveram adequadamente o comportamento desses parasitos em função do tempo. Aos 12 meses ocorreram incrementos significativos na densidade populacional de *Meloidogyne* spp. e *P. zae* no solo, muito embora, a aplicação dos indutores e nematicida não tenham afetado os índices de *P. zae* em relação à testemunha (Figura 1). Ao contrário, *Meloidogyne* spp. respondeu às aplicações de indutores e nematicida, isoladamente ou em conjunto, diferindo significativamente da testemunha. Apesar dos tratamentos não terem afetado a densidade populacional de *P. zae*, observou-se correlação linear positiva significativa de 67% entre os índices populacionais dos dois parasitos no solo ao longo do experimento. Segundo Herman *et al.* (1988), a interação entre *M. incognita* e *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Stekhoven, em soja (*Glycine max* L.), ocasionou redução na reprodução de *P. brachyurus*. O mesmo resultado foi encontrado por Ferraz (1995), ocorrendo antagonismo entre as duas espécies

de nematóides em infestações conjuntas em diversos cultivares de soja, sendo *P. brachyurus*, a espécie mais afetada, o que possivelmente não ocorreu no presente estudo devido a fatores ambientais, físico-químicos e biológicos.

Nas raízes, a população de *Meloidogyne* spp. manteve-se em níveis relativamente baixos a partir dos três meses, em todos os tratamentos exceto na testemunha (Figura 2). Em relação a *P. zaeae*, embora nenhum tratamento tenha diferido da testemunha, as parcelas com silicato de potássio apresentaram índices populacionais desse endoparasito migrador significativamente mais elevados do que aquelas que receberam nematicida, metil jasmonato ou Ecolife 40[®]. Ainda são poucos os estudos com indução de resistência a nematóides. Em populações mistas de *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar, acibenzolar-S-metil mostrou-se eficiente reduzindo o número desses nematóides no interior das raízes em relação a plantas sem o indutor (Chaves *et al.*, 2004).

De acordo com Novaretti *et al.* (1989), níveis de *Meloidogyne* sp. em cana-de-açúcar maiores que 400 juvenis/50 g de raízes, como observado no presente trabalho, indicam alta densidade populacional, justificando neste caso a adoção de medidas de controle. Em relação a *P. zaeae*, Dinardo-Miranda *et al.* (1996) consideram que 2500 exemplares/50 g de raízes causam reduções de produtividade em variedades susceptíveis, a exemplo de RB813804, que apresentou susceptibilidade a *Meloidogyne* sp. e *P. zaeae* em condições de campo (Chaves *et al.*, 2002).

O uso de indução de resistência contra nematóides não possui restrições se a cultura é anual ou perene, no entanto, outros fatores devem ser considerados, tais como: natureza da interação no patossistema específico; genética da planta hospedeira; necessidade da reativação do mecanismo de defesa, uma vez que a resistência pode ser temporária,

tornando importante o conhecimento da duração e a época mais adequada para aplicação dos indutores (Salgado & Silva, 2005). Não obstante, mais estudos contra nematóides são necessários em cana-de-açúcar, principalmente em condições de campo.

Nas condições estudadas, de maneira geral os indutores foram eficientes quando aplicados isoladamente ou associados com o nematicida, em reduzir os níveis populacionais de *Meloidogyne* spp., tanto na rizosfera quanto no interior das raízes da planta.

Agradecimentos

À Estação Experimental de Cana-de-açúcar de Carpina da UFRPE, pelo apoio na condução dos estudos em campo e laboratoriais realizados e a Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa recebida.

Literatura Citada

ANDRADE, J.C. 1985. Esforços históricos de antigas variedades de cana-de-açúcar. Maceió. Indústria Gráfica Alagoana Ltda. 57p.

BARKER, K.R. 1985. Sampling nematodes communities. In: BARKER, K.R, CARTER, C.C. & SASSER, J.N. (eds.). An advanced treatise on *Meloidogyne*, Raleigh. Methodology: University Graphics. p. 3-17.

BARROS, A.C.B.; R.M. MOURA & E.M.R. PEDROSA. 2000. Aplicação de terbufos no controle de *Meloidogyne incognita* raça 1 e *Pratylenchus zae* em cinco variedades de cana-de-açúcar no Nordeste. Parte 1 - Efeitos na cana planta. Nematologia Brasileira 24:73-78.

BARROS, A.C.B.; R.M. MOURA & E.M.R. PEDROSA. 2006. Estudos sobre aplicações conjuntas de herbicidas e nematicidas sistêmicos na eficácia dos nematicidas em cana-de-açúcar. Fitopatologia Brasileira 31: 291-296.

- BENATO, E.A. 2003. A indução de resistência no controle de doenças pós-colheita: frutas e hortaliças. *Summa Phytopathologica* 29:125-126.
- BOWER, N.I.; R.E. CASU; D.J. MACLEAN; A. REVERTER; S.C. CHAPMAN & J.M. MANNERS. 2005. Transcriptional response of sugarcane roots methyl jasmonate. *Plant Science* 168:761-772.
- CHAVES, A.; E.M.R. PEDROSA & R.M. MOURA. 2002. Efeitos da aplicação de terbufos sobre a densidade populacional de nematóides endoparasitos em 5 variedades de cana-de-açúcar prevalentes no Nordeste. *Nematologia Brasileira* 26:167-176.
- CHAVES, A., E.M.R. PEDROSA; L.M.P. GUIMARÃES; S.R.V.L. MARANHÃO; I.L.S.S. SILVA & R.M. MOURA. 2004. Indução de resistência a *Meloidogyne* sp. em cana-de-açúcar cultivada em solo de áreas que apresentam declínio de desenvolvimento em tabuleiros nordestinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, XXXVII, Gramado. Resumo, p. 142.
- DINARDO-MIRANDA, L.L.; J.L. MORELLI; M.G.A. LANDELL & M.A. SILVA. 1996. Comportamento de genótipos de cana-de-açúcar em relação a *Pratylenchus zeaе*. *Nematologia Brasileira* 20: 52-58.
- FERNANDES, A.J. 1990. Manual de cana-de-açúcar. São Paulo. Ceres. 69p.
- FERNANDEZ, A.C. 2001. Cálculo na agricultura da cana-de-açúcar. Piracicaba SP. Edição do autor. 75p.
- FERRAZ, L.C.C.B. 1995. Interações entre *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne javanica* em soja. *Scientia Agrícola* 52: 305-309.
- FERREIRA LIMA, R. 1997. Reações de dois genótipos de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) em relação ao parasitismo de fitonematóides na presença ou ausência de dois nematicidas. (Dissertação de Mestrado). Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 82p.

HERMAN, M.; R.S. HUSSEY & H.R. BOERMA. 1988. Interactions between *Meloidogyne incognita* and *Pratylenchus brachyurus* on soybean. *Journal of Nematology* 20: 79-84.

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

KIDDER, G. & G.J. GASCHO. 1977. Silicate slag recommended for specified conditions in Florida sugarcane. *Agronomy Facts*, Florida Cooperative Extension Service, University of Florida, 26p.

KORNDÖRFER, G.H. & L.E. DATNOFF. 1995. Adubação com silício: uma alternativa no controle de doenças da cana de açúcar e do arroz. *Informações Agrônomicas* 70:1-3.

MA, J.F.; Y. MIYAKE, & E. TAKAHASHI. 2001. Silicon as a beneficial element for crop plants. In: L.DATNOFF; G.H. SNYDER & G.H. KORNDÖRFER. (eds.). *Silicon in agriculture*. Elsevier, Netherlands. p. 17-39.

MOURA, R.M.; M.E.A. MACEDO; E.G. SILVA; I.P. SILVA. 1998. Efeito da aplicação de carbofuran em cana-de-açúcar, variedade CB45-3. *Fitopatologia Brasileira* 23:503.

NOJOSA, G.B.A. 2002. Uso de silicatos e fosfitos na indução de resistência. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE INDUÇÃO DE RESISTÊNCIA EM PLANTAS CONTRA FITOPATÓGENOS / PERSPECTIVAS PARA O SÉCULO XXI, I. São Pedro, Resumo, p. 24-26.

NOJOSA, G.B.A.; M.L.V. RESENDE & A.V. RESENDE. 2005. Uso de fosfitos e silicatos na indução de resistência In: CAVALCANTI, L.S.; R.M. DI PIERO; S.F. PASCHOLATI; M.L.V. RESENDE & R.S. ROMEIRO. (eds). *Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos*. FEALQ. Piracicaba, p. 139-153.

NOVARETTI, W.R.T. & E.J. NELLI. 1985. Use of nematicide and filtercake for control of nematodes attacking sugarcane in São Paulo State. *Nematologia Brasileira* 9:175-184.

NOVARETTI, W.R.T.; J.O. CARDERAN; J. STRABELLI & E. AMORIM. 1989. Efeitos da utilização de composto, associado ou não a nematicida e adubos minerais, no controle de nematóides e na produtividade de cana-de-açúcar. *Nematologia Brasileira* 13:93-107.

NOVARETTI, W.R.T.; A.R. MONTEIRO & C.C.B. FERRAZ. 1998. Controle químico de *Meloidogyne incognita* e *Pratylenchus zae* em cana-de-açúcar com carbofuran e terbufos. *Nematologia Brasileira* 22:60-74.

PASCHOLATI, D.F. & B. LEITE. 1995. Hospedeiro: mecanismo de resistência. In: BERGAMIN FILHO, A.; H. KIMATI & L. AMORIM. (eds.). Manual de Fitopatologia. Vol. 1. Princípios e Conceitos. Ceres. São Paulo, p. 417-453.

ROSA, R.C.T. 2003. Estudo sobre o uso do nematicida carbofuran e de espécies de crotalária no controle de nematóides de cana-de-açúcar no Nordeste. Tese de Doutorado. Recife PE. Universidade Federal Rural de Pernambuco. 97p.

SALGADO, S.M.L. & L.H.C.P. SILVA. 2005. Potencial da indução de resistência no controle de fitonematóides. In: L.S. CAVALCANTI; R.M. DI PIERO; S.F. PASCHOLATI; M.L.V. RESENDE, & R.S. ROMEIRO. (eds). Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos. FEALQ, Piracicaba. p. 155-168.

SOBRINHO, A.C.; P.T.O. FERREIRA & L.S. CAVALCANTI. 2005. Indutores abióticos. In: L.S. CAVALCANTI; R.M. DI PIERO; S.F. PASCHOLATI; M.L.V. RESENDE, & R.S. ROMEIRO. (eds). Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos. FEALQ, Piracicaba. p. 11-28.

Tabela 1. Efeito de metil jasmonato, Ecolife 40[®] e silicato de potássio nas variáveis produtivas e industriais da cana-de-açúcar variedade RB863129.

Tratamento	Médias das variáveis produtivas				
	Perfilho	Altura (cm)*	Diâmetro de colmos (cm)*	Número de colmos*	Produtividade (t/ha)
1. Metil Jasmonato (0,1 mL/L)	72 c	210,80 a	2,63 a	250 ab	69 a
2. Ecolife 40 [®] (200 mL/L)	102 a	228,80 a	2,59 a	248 ab	55 a
3. Silicato de potássio (10 mL/L)	79 bc	214,40 a	2,56 a	259 a	60 a
4. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha)	88 abc	223,80 a	2,72 a	253 ab	61 a
5. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Metil Jasmonato (0,1 mL/L)	95 ab	214,80 a	2,61 a	215 abc	63 a
6. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Ecolife 40 [®] (200 mL/L)	81 bc	225,20 a	2,66 a	215 abc	65 a
7. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Silicato de potássio (10 mL/L)	73 c	251,80 a	2,60 a	201 bc	70 a
8. Testemunha (não tratada)	79 bc	226,60 a	2,58 a	193 c	62 a
C.V.(%)	10,00	10,25	5,01	11,07	23,65
	Médias das variáveis industriais*				
	BRIX	POL	PCC	FIBRA	ATR
1. Metil Jasmonato (0,1 mL/L)	21,30 a	18,55 a	16,22 a	12,72 a	155,76 a
2. Ecolife 40 [®] (200 mL/L)	21,37 a	18,51 a	16,10 a	12,81 a	155,49 a
3. Silicato de potássio (10 mL/L)	20,88 a	18,30 a	15,99 a	13,15 a	153,68 a
4. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha)	20,82 a	18,17 a	15,85 a	12,94 a	152,69 a
5. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Metil Jasmonato (0,1 mL/L)	20,95 a	18,29 a	15,94 a	13,02 a	153,51 a
6. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Ecolife 40 [®] (200 mL/L)	21,01 a	18,47 a	16,18 a	13,03 a	155,13 a
7. Carbofuran 350SC (7,0 L/ha) + Silicato de potássio (10 mL/L)	21,28 a	18,69 a	16,53 a	12,39 a	158,75 a
8. Testemunha (não tratada)	21,14 a	18,68 a	16,57 a	12,74 a	158,53 a
C.V.(%)	2,87	4,45	6,45	5,41	2,67

* Número médio de 10 colmos tomados ao acaso. Na mesma coluna, médias seguidas por mesma letra minúscula não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade.

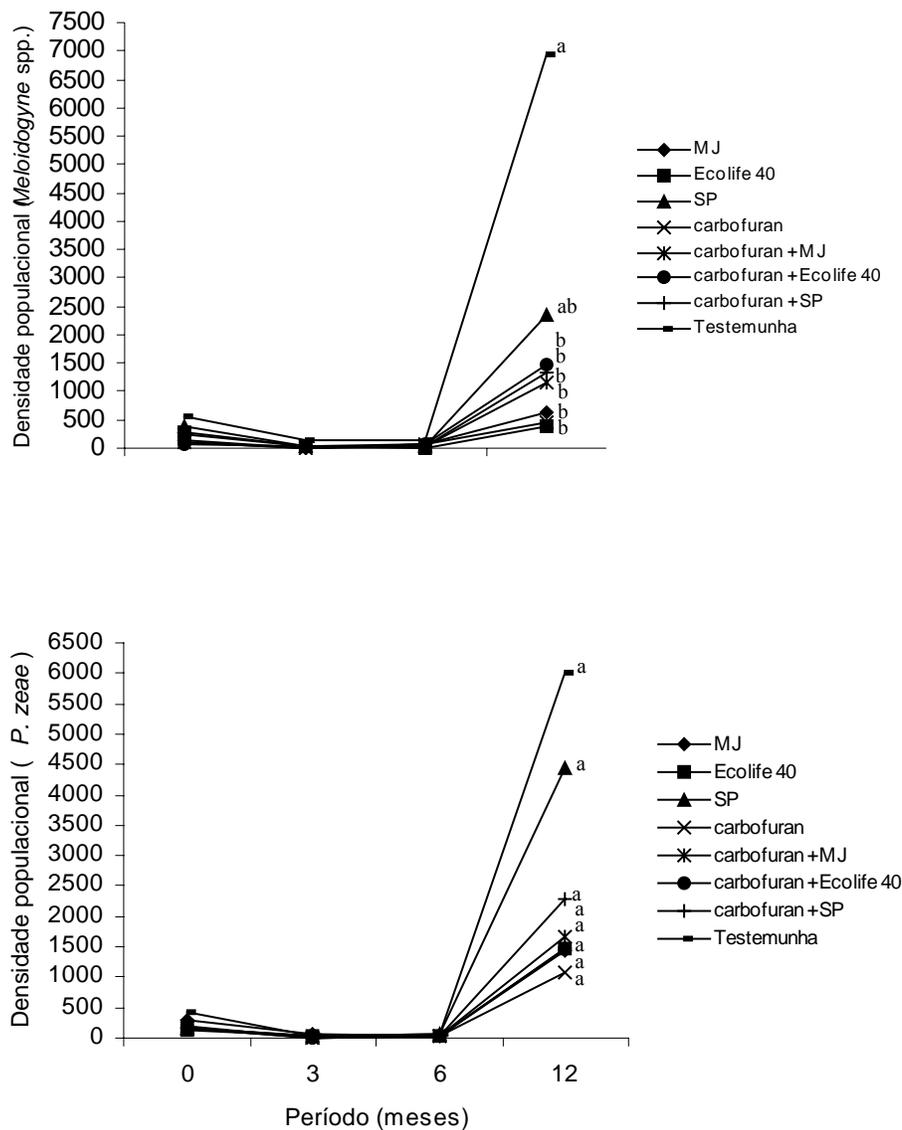


Figura 1. Densidade populacional de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus zeae*, em 300 cm³ de solo no plantio e aos 3, 6, e 12 meses (MJ= metil jasmonato; SP= silicato de potássio). Aos 12 meses, média seguidas pela mesma letra não diferem entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

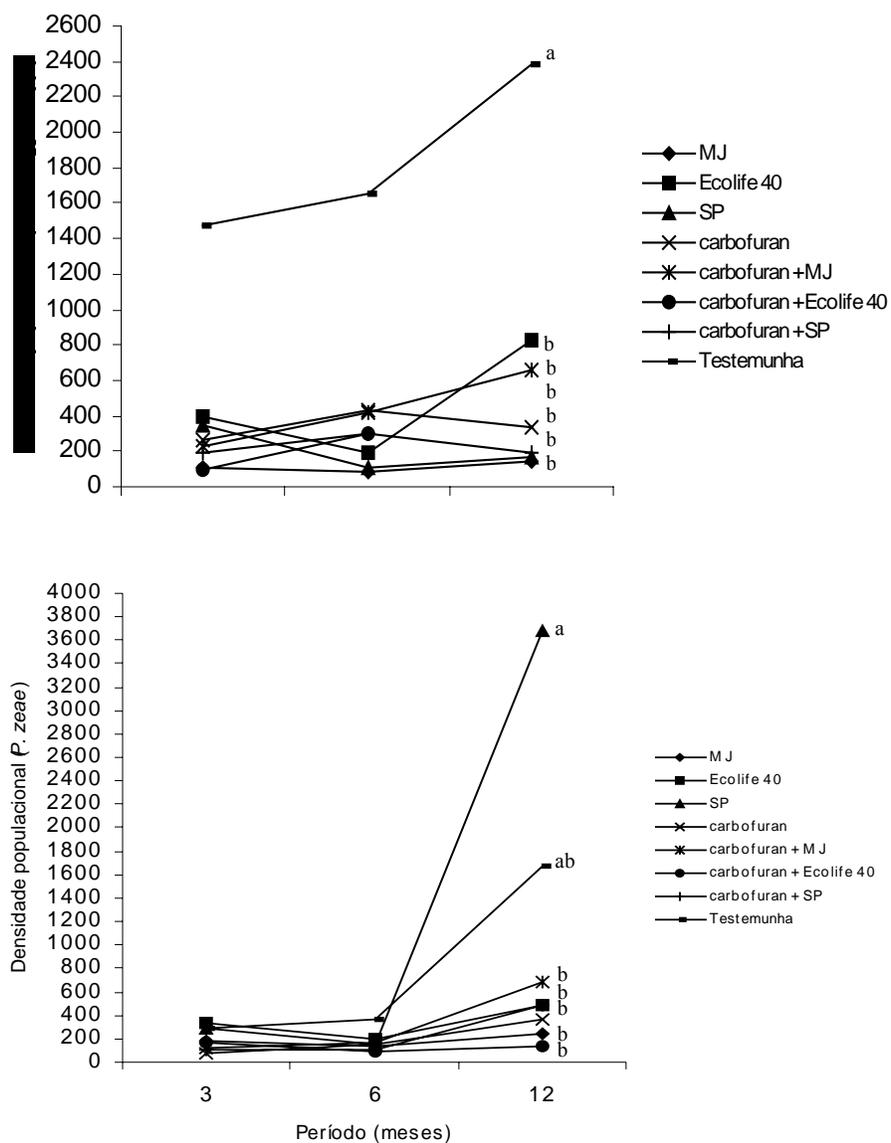


Figura 2. Densidade populacional de *Meloidogyne* spp. e *Pratylenchus zaeae*, em 20 g de raiz e aos 3, 6, e 12 meses. (MJ= metil jasmonato; SP= silicato de potássio). Aos 12 meses, média seguidas pela mesma letra não diferem entre si ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.



Capítulo 3

EFICIÊNCIA E ATIVIDADE ENZIMÁTICA
ELICITADA POR METIL JASMONATO E SILICATO
DE POTÁSSIO EM CANA-DE-AÇÚCAR
PARASITADA POR *Meloidogyne incognita*

**Eficiência e Atividade Enzimática Elicitada por Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em
Cana-de-açúcar Parasitada por *Meloidogyne incognita***

Lílian Margarete Paes Guimarães¹, Elvira Maria Régis Pedrosa¹, Rildo Sartori Barbosa Coelho¹,
Erick Farias Couto¹, Sandra Roberta Vaz Lira Maranhão¹ & Andréa Chaves¹

¹ Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Dois Irmãos, 52171-
900, Recife, PE. e-mail: lilianmpguimaraes@hotmail.com

Recebido para publicação em / /2007. Aceito em / /2007

Autor para correspondência: Lílian Margarete Paes Guimarães

GUIMARÃES, L.M.P., PEDROSA, E.M.R., COELHO, R.S.B., COUTO, E.F., MARANHÃO, S.R.V.L. & CHAVES, A. Eficiência e atividade enzimática elicitada por metil jasmonato e silicato de potássio em cana-de-açúcar parasitada por *Meloidogyne incognita*. Fitopatologia Brasileira.

RESUMO

O presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio sobre o parasitismo de *Meloidogyne incognita* na variedade RB863129 de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) e a atividade enzimática da peroxidase e β -1,3-glucanase elicitada, em condições de casa de vegetação. Metil jasmonato diminuiu significativamente o número de ovos por grama de raiz, mas não afetou à biomassa da parte aérea da planta. Sete dias após a aplicação, os dois indutores afetaram a atividade de β -glucanase na plantas parasitadas e, aos 14 e 21 dias, promoveram variações significativas nos níveis de peroxidase e β -1,3-glucanase, muito embora, ao contrário da peroxidase, a atividade β -1,3-glucanase não diferido entre plantas inoculadas e não inoculadas.

Palavras Chave: Nematóide das galhas, *Saccharum* sp., peroxidase, β -1,3-glucanase, indução de resistência

* Parte da Tese de Doutorado da primeira autora. Universidade Federal Rural de Pernambuco. Recife. 2007.

ABSTRACT

Efficiency and Enzymatic Activity Elicited by Methyl Jasmonate and Potassium Silicate on Sugarcane under *Meloidogyne incognita* Parasitism

The present experiment it was evaluated under greenhouse methyl jasmonate and potassium silicate effect on *M. incognita* parasitism in sugarcane variety RB863129 and the peroxidase and β -1,3-glucanase activity elicited. The effect of Methyl jasmonate and potassium silicate did not affect shoot biomass. Methyl jasmonate and potassium silicate significantly decreased eggs number per gram of roots. Seven days after application, both inducers affected β -glucanase activity in inoculated plants and, at 14 and 21 days, inducers promoted significant variations in peroxidase e β -1,3-glucanase levels, although, inversely to peroxidase, β -1,3-glucanase activity did not differ between inoculated and non inoculated plants.

Additional keywords: root-knot nematode, *Saccharum* sp., peroxidase, β -1,3-glucanase, , resistance induction

INTRODUÇÃO

A cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) é uma cultura de grande expressão econômica no mundo e o Brasil é o maior produtor, tendo colhido 420.120.992 milhões de toneladas (FAO, 2006). No nordeste do Brasil, nematóides do gênero *Meloidogyne* presentes nos canaviais reduzem drasticamente a produtividade agrícola devido às condições edafo-climáticas favoráveis ao parasitismo (Moura, 2000). As espécies mais comuns encontradas nos canaviais de Pernambuco e Estados vizinhos são *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood e *M. incognita* (Kofoid & White, 1919) Chitwood, freqüentemente associadas à queda de produtividade no campo (MOURA; ALMEIDA, 1981; CRUZ *et al.*, 1986; MOURA, 2000).

Os nematóides são de difícil controle. Geralmente, as medidas para o manejo são adotadas em forma integrada, fundamentando-se no uso de nematicidas, rotação de culturas e pousio (FREITAS, 2003). O cultivo de variedades resistentes constitui importante componente para manejo eficiente de nematóides em sistemas integrados, embora nem sempre estejam disponíveis para todo patossistema. No entanto, quando a planta não apresenta mecanismos de defesa eficientes, a resistência pode ser ativada por indutores e expressa no local do sítio de infecção, ou sistemicamente, após o ataque do patógeno, caracterizando a resistência sistêmica adquirida (MÉTRAUX, 2001).

Muitas vantagens são observadas com a utilização de indutores, tais como: efetividade contra diversos patógenos; estabilidade devido a ação de diferentes mecanismos de resistência, e caráter sistêmico. Ativados na presença de patógenos, esses mecanismos incluem a morte programada de células, produção de metabólitos secundários antimicrobianos (fitoalexinas), produção de proteínas relacionadas com a patogênese (PR-proteínas), como as quitinases, β -1,3-glucanases, proteínas RIPS, defensinas e lignificação da parede celular. As PR-proteínas são acumuladas no local específico após a indução, atuando direta ou indiretamente contra o fitopatógeno (VAN LOON, 1997; OLIVEIRA *et al.*, 2004).

Dentre os indutores com uso potencial contra nematóide se encontram o metil jasmonato e o silicato de potássio. O ácido jasmônico tem papel importante na cascata de eventos que ocorre no processo de indução, causando direta ou indiretamente o acúmulo de metabólitos secundários (GUMDLACH *et al.*, 1992). Em tecidos de plantas tratadas com jasmonato, efeitos distintos são apresentados por expressão das proteínas induzidas por jasmonatos (PIJs), que incluem as tioninas e as proteinases (EPPEL *et al.*, 1995; PIETERSE *et al.*, 1998; WIERSTRA; KLOPPSTECH, 2000).

O silício é o segundo elemento mais abundante da crosta terrestre, apenas superado pelo oxigênio. Trabalhos relacionados com o papel do silício na resistência de plantas a doenças têm apresentado resultados promissores em vários patossistemas. O silício é absorvido pelas plantas como ácido monossilícico, porém o teor é variável entre espécies (POZZA, *et al.*, 2004). A

observação do aumento da atividade enzimática, como peroxidases e polifenoloxidase e a presença de fitoalexinas em plantas tratadas com silício levantaram a hipótese do envolvimento na indução das reações de defesa da planta (POZZA, *et al.*, 2004). Em estudos conduzidos em cana-de-açúcar foram relatados a redução de sintomas de manchas foliares, como ferrugem e mancha parda (WONG YOU CHEONG *et al.*, 1972).

O objetivo da presente pesquisa foi avaliar o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio, em diferentes concentrações, sobre o parasitismo de *M. incognita* em cana-de-açúcar e atividade enzimática da peroxidase e β -1,3-glucanase.

MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi desenvolvida em casa de vegetação do Laboratório de Fitonematologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco. A variedade estudada foi RB863129, desenvolvida pelo Programa de Melhoramento Genético da Cana-de-açúcar – RIDESA (Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro). As mudas foram obtidas do cultivo de ápices caulinares originadas da biofábrica da Usina Santa Tereza, Goiana-PE. Os indutores, metil jasmonato na concentração de 0,1 e 0,2 mL/L e silicato de potássio na concentração de 10 e 20 mL/L foram aplicados por pulverizações nas folhas das plantas, 15 dias após transplantio para vasos. As inoculações foram efetuadas 10 dias após a aplicação do indutor, sendo o inóculo constituído por 20.000 ovos de *M. incognita* por planta. Plantas não induzidas e inoculadas foram usadas como testemunhas relativas e, como testemunhas absolutas, plantas não induzidas e não inoculadas. O delineamento estatístico foi do tipo inteiramente casualizado, com seis tratamentos e cinco repetições.

As plantas foram regadas diariamente. Decorridos 90 dias após a inoculação, as plantas foram cuidadosamente retiradas do solo, para determinação do peso da biomassa fresca da parte aérea e raízes. Os sistemas radiculares foram lavados, por imersão em água limpa, e as raízes removidas cuidadosamente para minimizar perdas de massa de ovos. Para extração de ovos do

nematóide, utilizou-se o método de Hussey & Barker (1973). Lâminas de Peters e microscopia óptica foram empregadas para contagens.

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas por contrastes ortogonais ao nível de 5% de probabilidade. Para a análise, os dados relativos ao número de ovos por planta, ovos por grama de raiz e a biomassa das plantas foram transformados para $\sqrt{(X+0,5)}$.

A atividade enzimática foi avaliada aos 7, 14 e 21 dias após a inoculação, utilizando-se três plantas por tratamentos para cada época de coleta. Amostras de 1,5 g de folhas foram maceradas em almofariz com Nitrogênio líquido, adicionando-se 1% (v/v) de polivinilpirrolidone (PVP) e 6,0 mL de tampão acetato de sódio 0,1 M, pH 5,0, o qual continha 1mM de EDTA. Os extratos foram centrifugados a 14.000 rpm por 25 minutos a 4 °C e o sobrenadante foi transferido para eppendorfs e armazenados a -80°C (DANN; DEVERALL, 2000, para a determinação da atividade da peroxidase e β -1,3-glucanase.

A peroxidase foi estimada com base na avaliação do Δ de absorvância proporcionado com a oxidação do guaiacol ($C_3H_8O_2$) na presença do peróxido de hidrogênio (DANN; DEVERALL, 2000). Para ocorrer a reação pipetou-se numa cuba espectrofotométrica, 50 μ L de guaiacol (0,02M), 1,0 mL do tampão acetato (0,1 M) e 0,25mL de peróxido de hidrogênio (0,38M). Agitou-se a mistura levemente, a qual serviu para zerar o espectrofotômetro. Pipetou-se 50 μ L do extrato enzimático, agitou-se levemente e realizou-se as leituras a 470 nm por 4 minutos.

A atividade da β -1,3-glucanase foi avaliada através da quantificação da glicose liberada com a hidrólise da laminarina. Para isto, pipetou-se 50 μ L do extrato enzimático em tubo de ensaio, adicionou-se 50 μ L do tampão acetato de sódio (100 mM/pH 5,0) e 50 μ L de laminarina (4,0 mg/mL). Realizou-se o teste em branco adicionando-se água destilada no lugar da laminarina. Em seguida, o material foi incubado a 40 °C por 1 hora. Após este período, acrescentou-se 2,0 mL de uma solução do ácido dinitrosalicílico (DNSA). A mistura foi aquecida a 100 °C por 5 minutos e

resfriou-se em banho de gelo. Posteriormente, foram realizadas leituras espectrofotométricas a 570 nm e comparadas com padrões de glicose. A curva padrão de glicose utilizada foi constituída das seguintes concentrações 0, 50, 200, 300, 600, 1.200, 2.400 mg/L.

Os dados obtidos nos dois sistemas enzimáticos estudados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas por contrastes ortogonais ao nível de 5% de probabilidade.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O peso da biomassa fresca da parte aérea e raízes das plantas inoculadas não diferiu ($P>0,05$) das não inoculadas (Tabela 1), indicando que o parasitismo do nematóide não afetou o desenvolvimento da cana, 90 dias após a inoculação. Por outro lado, a ação dos indutores nas plantas inoculadas resultou em significativa ($P\leq 0,05$) redução da biomassa fresca da parte aérea e raízes, (Tabela 1). Muito embora os indutores não tenham reduzido ($P\leq 0,05$) o número de ovos do nematóide por planta, o metil jasmonato e silicato de potássio foram eficientes em reduzir ($P\leq 0,05$) o número de ovos por grama de raiz (Tabela 1).

A atividade de peroxidase aos 7, 14 e 21 dias diferiu ($P\leq 0,05$) quando comparou-se testemunhas inoculadas com não inoculadas (Tabela 2), ocorrendo maior atividade dessa enzima em plantas inoculadas aos 14 e 21 dias (Figura 1). O efeito do metil jasmonato e silicato de potássio sobre a atividade da peroxidase em plantas parasitadas foi detectado aos 14 e 21 dias (Tabela 2), evidenciando menor atividade enzimática nas plantas que receberam os indutores, exceto aos 21 dias após a inoculação, quando o metil jasmonato a 0,1 mL/L elicitou maior atividade da peroxidase (Tabela 2, Figura 1).

Ao contrário da peroxidase, não foi detectada diferença na atividade da β -1,3-glucanase entre testemunhas inoculadas e não inoculadas em nenhuma época de aplicação. No entanto, a partir do sétimo dia ocorreram variações significativas na atividade dessa enzima em plantas parasitadas e induzidas com metil jasmonato ou silicato de potássio. Aos 7 e 21 dias a atividade da enzima foi maior nas plantas parasitadas e induzidas, em relação às parasitadas não induzidas. A maior atividade de β -1,3-glucanase ocorreu aos 14 dias em plantas parasitadas e não induzidas (Figura 1).

Diferenças entre as dosagens de ambos indutores foram significativas aos 21 dias após a inoculação, ocorrendo maior atividade enzimática nas maiores dosagens.

A indução de resistência a nematóides caracteriza-se pela interrupção ou alongamento do ciclo do parasito, que pode atuar de forma direta ou indireta no estímulo da 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 (COOK, 1991). As respostas em raízes de cana-de-açúcar em seguida a aplicação de metil jasmonato em tecido foliar, podem ocorrer pela ativação do jasmonato via caminho genético, ou pela manipulação e aplicação específica do produto, podendo ter potencial de aumento na resistência à microrganismos (BOWER *et al.*, 2005).

Segundo Oka & Cohen (2001), em trigo (*Triticum aestivum* L.) e cevada (*Hordeum vulgare* L.) tratadas com ácido DL- β -amino-n-butírico houve formação do sítio de alimentação, sugerindo que o mecanismo de resistência induzida pelo indutor é expresso em estádios posteriores ao estabelecimento dos nematóides das galhas em seus hospedeiros. No entanto, o sítio de alimentação nas raízes tratadas com DL- β -amino-n-butírico não foi suficiente para suprir as necessidades nutricionais do nematóide, ou algumas substâncias inibitórias ao desenvolvimento do nematóide foram produzidas ou simplesmente liberadas nesses sítios de alimentação.

Owen *et al.* (1998) estudaram o efeito do acibenzolar-S-metil contra *M. incognita* e *M. javanica* em videira (*Vitis* spp. L.) e não observaram efeito tóxico direto contra o nematóide. No patossistema *M. incognita*-tomateiro (*Lycopersicon esculentum* L.), a aplicação do acibenzolar-S-metil, antes da inoculação do nematóide promoveu reduções significativas no número de galhas, massas de ovos e ovos por grama de raiz em relação ao controle (Silva *et al.*, 2002). No entanto em estudos conduzidos por Oka *et al.* (1999) no patossistema *Meloidogyne*-tomateiro, o ácido jasmônico e o metil jasmonato, via pulverização em folhas ou molhamento do solo, não induziu resistência, discordando dos resultados ora obtidos. Contudo, muitas evidências indicam que mudanças no padrão da atividade enzimática da peroxidase estão relacionadas com defesa local e

sistêmica da planta, isso por que essa enzima atua na reparação de ferimentos, na lignificação e na deposição de suberina (Sijmons *et al.*, 1994). Estudos desenvolvidos por Atkinson (1995) comprovaram indução sistêmica da atividade da peroxidase em folhas de batata (*Solanum tuberosum* L.) cujas raízes estavam infectadas por *Globodera rostochiensis* (Wollenweber, 1923) Mulvey & Stone, 1976. Por outro lado, estudos realizados em videiras parasitadas com *M. javanica* e *M. incognita* indicaram que acibenzolar-S-metil não afetava diretamente o nematóide, mas quando avaliou-se a resposta de defesa da planta, ocorreu aumento da β -1,3-glucanase, 28 dias após a inoculação (Owen *et al.* 1998).

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa recebida.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ATKINSON, H.J. Plant-Nematode interactions: molecular and genetics basis. In: Kohmoto, K. Singh, U.S. & Singh, R.P. (Eds.) Pathogenesis and host specificity in plant diseases. Oxford, UK. Elsevier Science Ltda. 1995. pp.355-369.
- BOWER, N.I.; CASU, R.E.; MACLEAN, D.J.; REVERTER, A.; CHAMPMAN, S.C. & MANNERS, J.M. Transcriptional response of sugarcane roots to methyl jasmonate. *Plant Science* 168:761-772. 2005
- COOK, R. Resistance in plants to cyst and root-knot nematodes. *Agricultural Zoology Reviews* 4:231-239. 1991.
- CRUZ, M.M., SILVA, S.M.S. & RIBEIRO, A.G. Levantamento populacional de nematóides em cana-de-açúcar em áreas de baixa produtividade nos Estados de Alagoas e Sergipe. *Nematologia Brasileira* 10:27-28. 1986.

- DANN, E.K. & DEVERALL, B.J. Activation of systemic disease resistance in pea by an avirulent bacterium or a benzothiadiazole, but not a fungal leaf spot pathogen. *Plant Pathology* 49:324-332, 2000.
- EPPLER, E.E.; APLE, K. & BOHLMANN, K. An *Arabidopsis thaliana* thionin gene is inducible via a signal transduction pathway different from that for pathogenesis related proteins. *Plant Physiology* 109:813-820. 1995.
- FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION, 2006. FAOASTAT – Agricultural statistics database. Rome: World Agricultural Information Centre, 2006. Disponível em: <<http://apps.fao.org>>. Acesso em: 02 set . 2006.
- FREITAS, L.G. O controle biológico dentro do contexto de manejo integrado de nematóides. *Fitopatologia Brasileira* 28:S24-30. 2003.
- GUNDLACH, H.; MULLER, M.J; KUTCHAN, T.M. & ZENK, M.H. Jasmonic acid is a signal transducer in elicitor induced plant cell cultures. *Plant Biology* 89:2386-2393. 1992.
- HUSSEY, R.S. & BARKER, K.R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter* 57:1025-1028. 1973.
- MÉTRAUX, J.P. Systemic acquired resistance and salicylic acid: current status of knowledge. *European Journal of Plant Pathology* 107:13-18. 2001.
- MOURA, R.M. & ALMEIDA, A.V. Estudos preliminares sobre a ocorrência de fitonematóides associados à cana-de-açúcar em áreas de baixa produtividade agrícola no Estado de Pernambuco. *Sociedade Brasileira de Nematologia* 5:213-220. 1981
- MOURA, R.M. Controle integrado dos nematóides da cana-de-açúcar no nordeste do Brasil. Resumos, 12º Congresso Brasileiro de Nematologia, Uberlândia MG. 2000. pp. 88-94.
- OKA, Y.; COHEN, Y. & SPIEGEL, Y. Local and systemic induced resistance to the root-knot nematode in tomato by DL- β -amino-n-butyric acid. *Phytopathology* 89:1138-1143. 1999.
- OKA, Y.; COHEN, Y. Induced resistance to cyst and root-knot nematodes in cereals by DL- β -amino-butyric acid. *European Journal of Plant Pathology* 107:219-227. 2001.

- OLIVEIRA, S.M.A.; DANTAS, S.A.F.D. & GURGEL, L.M.S. Indução de resistência em doenças pós-colheita em frutas e hortaliças. *Revisão Anual de Patologia de Plantas*, Passo Fundo 12:343-372. 2004.
- OWEN, K.J.; GREEN, C.D.; DEVERALL, B.J. Systemic acquired resistance against root-knot nematodes in grapevines. *Proceedings, 7th International Congress of Plant Pathology*, Perth. 1998. p. 38.
- PIETERSE, C.M.J.; VAN WESS, S.C.M; VAN PELT, J.A.; KNOESTER, M.; LAAN, R.; GERRITS, N.; WEISBEEK, P.J. & VAN LOON, L.C. A novel signaling pathway controlling induced systemic resistance in *Arabidopsis*. *The Plant Cell* 10:1571-1580. 1998.
- POZZA, A.A.A.; POZZA E.A & SANTOS, D.M. O silício no controle de doenças de plantas. *Revisão Anual de Patologia de Plantas* 12:373-402. 2004.
- SIJMONS, P.C.; ATKINSON, H.J. & WYSS, U. Parasitic strategies of root nematodes and associated host cell responses. *Annual Review of Phytopathology* 32:235-259. 1994.
- SILVA, L.H.C.P.; CAMPOS, J.R.; CAMPOS, V.P. & DUTRA, M.R. Época de aplicação do acibenzolar-S-metil e da abamectina no controle de *Meloidogyne* sp. em tomateiro. *Fitopatologia Brasileira* 27:194. 2002.
- VAN LOON, L.C. Induced resistance in plants and the role of pathogenesis-related proteins. *European Journal of Plant Pathology* 103:753-765. 1997.
- WIERSTRA, I. & KLOPPSTECH, K. Differential effects of methyl jasmonate on the expression on the early light-inducible proteins and other light-regulated genes in barley. *Plant Physiology* 124:833-844. 2000.
- WONG YOU CHEONG, Y.; HEITS, A. & De VILLE, J. Foliar symptoms of silicon deficiency in the sugarcane plants. 14^o Congress International, New Orleans. 14:766-776. 1972. (Abstracts)

Tabela 1. Efeito da aplicação e diferentes dosagens de metil jasmonato (MJ) e silicato de potássio (SP) sobre a reprodução de *Meloidogyne incognita* e biomassa da cana-de-açúcar na variedade RB863129

Contraste	Nível de significância			
	BFPA	BFR	OP	OGR
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	0,140	0,08	-	-
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	0,043	0,019	0,254	<0,01
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	0,016	0,013	0,475	<0,01
Metil jasmonato: 0,1 mL/L × 0,2 mL/L	0,694	0,372	0,394	0,015
Silicato de potássio: 10 mL/L × 20 mL/L	0,528	0,013	<0,01	0,949
CV (%)	16,70	16,75	7,10	4,72

BFPA= biomassa fresca da parte aérea; BFR = biomassa fresca da raiz; OP = ovos por planta;

OGR = ovos por grama de raiz.

Tabela 2. Atividade enzimática de peroxidase e β -1,3-glucanase induzidas por metil jasmonato (MJ) e silicato de potássio (SP) em plantas de cana-de-açúcar variedade RB863129, parasitadas por *Meloidogyne incognita*, aos 7, 14 e 21 dias após a inoculação

Contraste	Nível de significância	
	Peroxidase	β -1,3-glucanase
7 dias		
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	<0,01	0,257
Plantas não inoculadas: sem MJ × com MJ	0,218	0,589
Plantas não inoculadas: sem SP × com SP	0,002	0,863
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	0,140	0,016
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	0,944	0,020
Plantas inoculadas: MJ 0,1 mL/L × MJ 0,2 mL/L	0,236	0,640
Plantas inoculadas: SP 10 mL/L × SP 20 mL/L	0,086	0,091
CV (%)	10,59	12,58
14 dias		
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	<0,01	0,059
Plantas não inoculadas: sem MJ × com MJ	0,110	0,273
Plantas não inoculadas: sem SP × com SP	0,942	0,276
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	<0,01	<0,01
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	<0,01	<0,01
Plantas inoculadas: MJ 0,1 mL/L × MJ 0,2 mL/L	0,027	0,831
Plantas inoculadas: SP 10 mL/L × SP 20 mL/L	0,333	0,428
CV (%)	15,98	19,85
21 dias		
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	<0,01	0,569
Plantas não inoculadas: sem MJ × com MJ	<0,01	0,029
Plantas não inoculadas: sem SP × com SP	0,847	0,075
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	<0,01	<0,01
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	<0,01	0,017
Plantas inoculadas: MJ 0,1 mL/L × MJ 0,2 mL/L	<0,01	<0,01
Plantas inoculadas: SP 10 mL/L × SP 20 mL/L	<0,01	<0,01
CV (%)	12,92	18,76

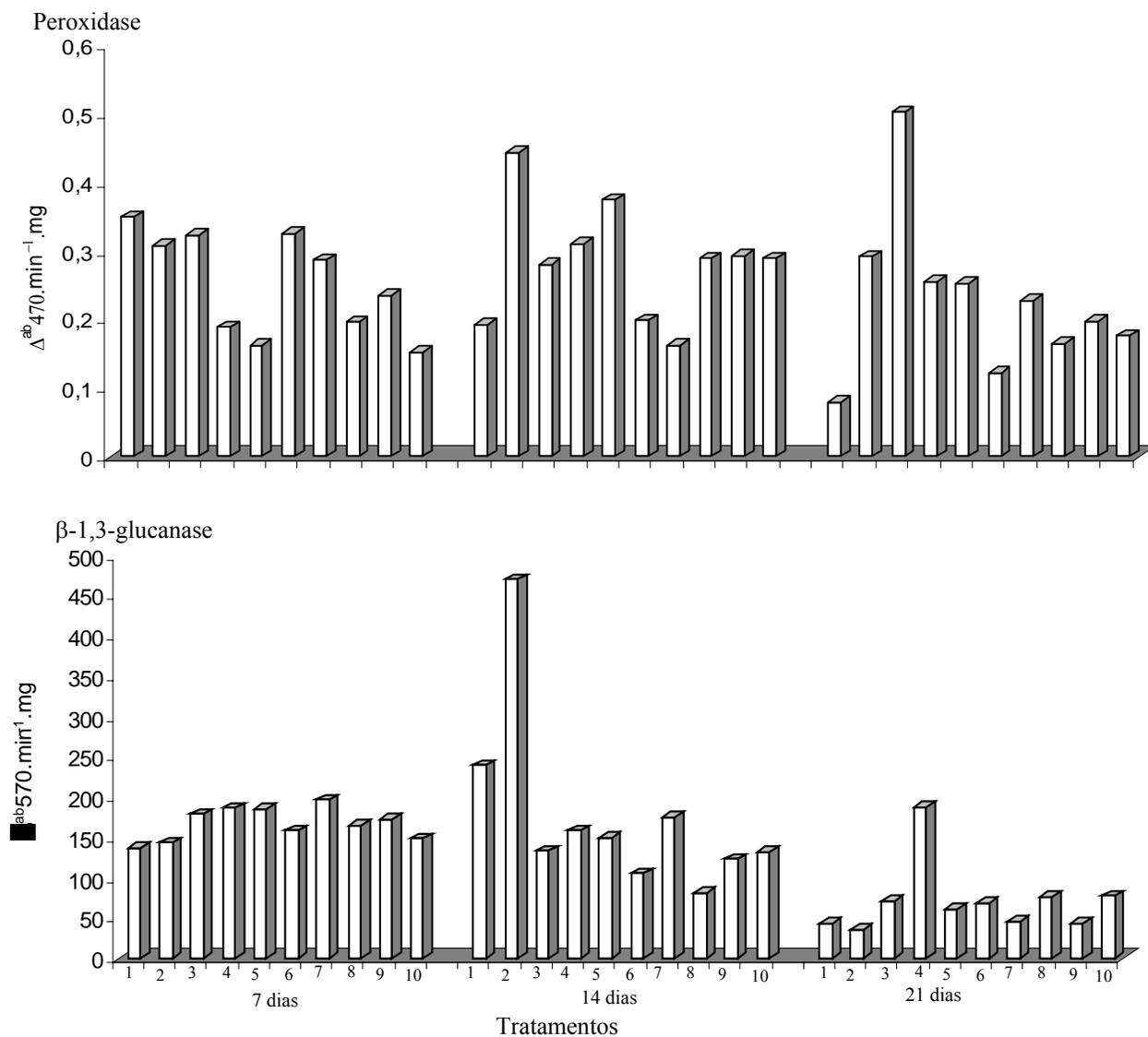


Figura 3. Médias originais das atividades enzimáticas de peroxidase (A) e β -glucanase (B) aos 7, 14 e 21 dias após a aplicação. (1 = plantas não induzidas e não inoculadas; 2 = planta não induzida com inóculo; 3 = metil jasmonato 0,1 mL/L em plantas inoculada; 4 = metil jasmonato 0,2 mL/L em plantas inoculada; 5 = não inoculada e induzida com metil jasmonato 0,1 mL/L; 6 = não inoculada e induzida com metil jasmonato 0,2 mL/L; 7 = silicato de potássio 10 mL/L em plantas inoculada; 8 = silicato de potássio 20 mL/L em plantas inoculada; 9 = planta não inoculada e induzida com silicato de potássio 10 mL/L; 10 = planta não inoculada e induzida com silicato de potássio 20 mL/L.



Capítulo 4

EFEITO DE METIL JASMONATO E SILICATO DE
POTÁSSIO EM CANA-DE-AÇÚCAR PARASITADA
POR *Pratylenchus zeae*

**Efeito de Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada por
*Pratylenchus zae****

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES¹, ELVIRA MARIA RÉGIS PEDROSA¹,
RILDO SARTORI BARBOSA COELHO¹, SANDRA ROBERTA VAZ LIRA
MARANHÃO¹, ANDRÉA CHAVES¹ & THICIANO LEÃO MIRANDA¹

* Parte da tese da primeira autora, para o título de Doutorado em Fitopatologia da UFRPE,
Recife, PE. ¹Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco,
Dois Irmãos, 52171-900, Recife, PE. e-mail: lilianmpguimaraes@hotmail.com

(Recebido para publicação em / /2007. Aceito em / /2007)

Resumo - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Maranhão, S.R.V.L.,
Chaves, A. & Miranda, T.L. 2007. Efeito de metil jasmonato e silicato de potássio em cana-
de-açúcar parasitada por *Pratylenchus zae*. Nematologia Brasileira.

O objetivo da pesquisa foi avaliar o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio, em diferentes aplicações, sobre o desenvolvimento da cana-de-açúcar (*Saccharum* spp.) e densidade populacional de *Pratylenchus zae* em solo naturalmente infestado, em condições de casa de vegetação. O delineamento estatístico foi do tipo inteiramente casualizado com 10 tratamentos e cinco repetições, utilizando-se nematicida carbofuran e plantas não tratadas como testemunhas. Os indutores não afetaram ($P>0,05$) a altura e biomassa das plantas, nem a densidade populacional de *P. zae* no solo e na raiz, 100 dias após o transplântio, diferindo do nematicida que reduziu ($P\leq 0,05$) o nível populacional do nematóide no solo e raiz.

Palavras-chaves: *Saccharum* spp., indução de resistência, nematóide das lesões radiculares, manejo

Summary - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Maranhão, S.R.V.L., Chaves, A. & Miranda, T.L. 2007. Effect of methyl Jasmonate and potassium silicate on sugarcane under *Pratylenchus zae* parasitism

The objective of this research was to evaluate methyl jasmonate and potassium silicate, in different applications, on sugarcane (*Saccharum* spp.) development and *Pratylenchus zae* density in naturally infested soil, under greenhouse. Experimental design was completely randomized with 10 treatments and five replicates, using the nematicide carbofuran and untreated plants as the controls. Inducers did not affect ($P>0.05$) plant height and biomass neither *P. zae* density in soil and root, 100 days after transplanting, differing from nematicide which reduced ($P\leq 0.05$) nematode density in soil and root.

Keywords: *Saccharum* spp., resistance induction, root-lesion nematode, management

Conteúdo

A cana-de-açúcar (*Sccharum* spp.) 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 (Doihara, 2005). Mais de 275 espécies de nematóides parasitos de plantas, pelo menos 48 gêneros, foram assinaladas em raízes e solo da rizosfera dessa gramínea. Certos gêneros, como *Pratylenchus* Fillipjev, são amplamente distribuídos em canaviais de todo o mundo, sendo *Pratylenchus zae* Graham a espécie mais freqüentemente encontrada (Novaretti *et al.*, 1974; Silveira & Herreira, 1995; Moura *et al.*, 1999; Rosa, 2003). A via evolucionária desses nematóides, de simples parasitos que se alimentam da planta, a patógenos causadores de doenças que alteraram a fisiologia do hospedeiro e expressão de

genes ao seu favor, ainda não está totalmente elucidada (Hussey & Grundler, 1998). A medida de controle mais adequada é a utilização de variedades resistentes. No entanto, não existem variedades comerciais resistentes às principais espécies de nematóides que parasitam a cultura. Por outro lado, a aplicação de nematicidas é um método atrativo para os produtores pelo fato de alcançar resultados favoráveis num período relativamente curto (Dinardo-Miranda, 2005).

A indução de resistência a nematóides varia de acordo com a espécie e o estado nutricional da planta, o indutor utilizado e o nematóide envolvido. A utilização dessa técnica não tem sido minuciosamente estudada como em outros patossistemas, e são poucos os trabalhos que relatam eficácia contra nematóides (Salgado & Silva, 2005). Entre os indutores utilizados, o ácido jasmônico é um hormônio natural que controla a senescência da planta e induz proteinases em resposta a ferimento ou ataque de patógeno. Os jasmonatos são derivados do ácido linolênico, por um processo dependente de lipoxigenase. As lipoxigenases estão envolvidas na biossíntese de jasmonatos e, conseqüentemente, na resposta de defesa da planta ao patógeno ou aumento da capacidade de sintetizar outros compostos derivados de lipídeos, usados na defesa da planta (Gundlach *et al.*, 1992).

O silício pode induzir mecanismos de defesa da planta pela ativação da síntese de substâncias como fenóis, lignina, suberina e calose na parede celular. O mecanismo pelo qual o silício ativa resistência ainda não foi totalmente esclarecido. A forma de deposição do silício na parede celular das plantas gerou hipótese de uma possível barreira física, pelo movimento ascendente do elemento desde as raízes às folhas, sofrendo polimerização nos espaços extracelulares das paredes das células e dos vasos de xilema (Terry & Joyce, 2004).

O objetivo do presente estudo foi avaliar, em casa de vegetação, a eficiência de metil jasmonato e silicato de potássio aplicados em diferentes épocas, em reduzir a densidade populacional de *P. zea* em solo naturalmente infestado, e os efeitos no desenvolvimento da cana-de-açúcar variedade RB863129.

O experimento foi conduzido com mudas obtidas do cultivo de ápices caulinares da variedade RB863129, desenvolvidas pelo Programa de Melhoramento Genético da Cana-de-açúcar – RIDESA (Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro) e cedidas pela Usina Santa Tereza – Goiana, PE. O solo naturalmente infestado foi coletado em campo experimental no município de Carpina e o delineamento experimental inteiramente casualizado com 10 tratamentos discriminados a seguir e cinco repetições: 1. testemunha (sem uso de indutor ou nematicida); 2. nematicida (carbofuran 10,5 mL/planta) no transplântio; 3. silicato de potássio no transplântio, aplicado no solo; 4. silicato de potássio no transplântio e 15 dias após o transplântio, aplicado no solo; 5. silicato de potássio no transplântio, 15 e 30 dias após o transplântio, aplicado no solo; 6. silicato de potássio no transplântio, 15, 30 e 45 dias após o transplântio, aplicado no solo; 7. metil jasmonato no transplântio, aplicado nas folhas; 8. metil jasmonato no transplântio e 15 dias após o transplântio, aplicado nas folhas; 9. metil jasmonato no transplântio, 15 e 30 dias após o transplântio, aplicado nas folhas; 10. metil jasmonato no transplântio, 15, 30 e 45 dias após o transplântio, aplicado nas folhas. Em cada aplicação foi usado 20 mL do indutor na concentração de 0,1 mL/L e 10 mL/L para metil jasmonato e silicato de potássio, respectivamente. As plantas foram regadas diariamente. Decorridos 100 dias após o transplântio, as plantas foram cuidadosamente retiradas do solo, para determinação da altura, peso da biomassa fresca e seca da parte aérea e biomassa frescas das raízes. Foi

retirado de cada parcela 300 cm³ de solo e os sistemas radiculares foram lavados, por imersão em água limpa. O processamento das amostras de solo seguiu metodologia padrão (Jenkins, 1964). Para amostras de raízes foram coletadas 20 g, utilizando-se a associação da técnica da maceração rápida em liquidificador (20 segundos), com o Método de Jenkins (1964).

Os dados obtidos foram estatisticamente testados pela análise da variância e as médias separadas pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade. Os dados relativos às densidades populacionais de *P. zae* foram transformados em $\log_{10}(x + 1)$ antes da análise.

A altura das plantas, biomassa fresca e seca da parte aérea e biomassa fresca da raiz não foram afetadas pela aplicação dos indutores, embora tenham ocorrido incrementos significativos na biomassa seca da parte aérea e fresca da raiz nas parcelas que receberam nematicida (Tabela 1). A densidade populacional de *P. zae*, em raiz e solo, não foi afetada pela aplicação dos indutores, embora carbofuran tenha reduzido significativamente a densidade desse nematóide em relação à testemunha (Tabela 2).

O ácido jasmônico e seu éster metil jasmonato são moléculas sinalizadoras derivadas de ácido linolênico e estão envolvidas no desenvolvimento das plantas e na resposta aos estresses. O metil jasmonato aumenta a expressão de genes que respondem por estresses; pesquisas mostraram que genes que participam da fotossíntese e da assimilação de carboidratos em cana-de-açúcar foram reprimidos em respostas ao indutor (Rosa Jr. *et al.*, 2005). Contudo, no presente estudo nem o metil jasmonato nem o silicato de potássio se mostraram eficientes para manejo da cana-de-açúcar em solos infestados por *P. zae*.

Literatura Citada

DINARDO-MIRANDA, L.L. 2005. Manejo de nematóides em cana-de-açúcar. *Jornal Cana* 5: 64-67.

- DOIHARA, I.P. 2005. Efeito da aplicação de extrato pirolenhoso, óleo de Nim (*Azadirachta indica*) e acibenzolar-S-metil sobre a interação nematóide-planta hospedeira. Dissertação de Mestrado. Recife. Universidade Federal Rural de Pernambuco, 73 p.
- GUNDLACH, H.; M.J. MULLER; T.M. KUTCHAN & M.H. ZENK. 1992. Jasmonic acid in a signal transducer in elicitor induced plant cell cultures. *Plant Biology* 89: 2389-2393.
- HUSSEY, R.S. & F.M.W. GRUNDLER. 1998. Nematode parasitism of plants. In: PERY, R.N.; WRIGTH, D.J. (eds). *The physiology and biochemistry of free living and plant-parasitic nematodes*. CABI publishing, London, p. 213-243.
- JENKINS, W.R. 1964. A rapid centrifugal-flotation, technique for separating nematodes from soil. *Plant Disease Reporter* 48:692.
- MOURA, R.M.; E.M.R. PEDROSA; S.R.V.L. MARANHÃO; A.M. MOURA; M.E.A. MACEDO & E.G. SILVA. 1999. Nematóides associados à cana-de-açúcar no estado de Pernambuco, Brasil. *Nematologia Brasileira* 23: 92-99.
- NOVARETTI, W.R.T.; A.D. ROCCIA; L.G.E. LORDELLO & A.R. MONTEIRO. 1974. Contribuição ao estudo dos nematóides que parasitam a cana-de-açúcar em São Paulo. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, I, Piracicaba. Resumos, p.21-32.
- ROSA JR., V.E.; F.T.S. NOGUEIRA; M. MENOSSI; E.C. ULIAN & P. ARRUDA. 2005. Identification of methyl jasmonate-responsive genes in sugarcane using cDNA arrays. *Brazilian Journal Plant Physiology* 17: 173-180.
- ROSA, R.C.T. 2003. Estudo sobre o uso do nematicida carbofuran e de espécies de crotalária no controle de nematóides de cana-de-açúcar no Nordeste. Tese de Doutorado. Recife, Universidade Federal Rural de Pernambuco, 78p.
- SALGADO, S.M.L. & L.H.C.P. SILVA. 2005. Potencial da indução de resistência no controle de fitonematóides. In : CAVALCANTI, L.S.; DI PIERO, R.M.; PASCHOLATI,

S.F.; RESENDE, M.L.V. & ROMEIRO, R.S. (eds). Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos. FEALQ, Piracicaba. p. 155-168.

SILVEIRA, D.F. & O.J. HERREIRA. 1995. Principales problemas nematológicos de Cuba. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DE NEMATOLOGIA TROPICAL, XXVII, Rio Quente. Resumos, p. 161-171.

TERRY, L.A. & D.C. JOYCE. 2004. Elicitors of induced disease resistance in postharvest horticultural crops: a brief review. *Postharvest Biology Technology* 32:1-13.

Tabela 1. Efeito de metil jasmonato, silicato de potássio e carbofuran na altura, biomassa fresca da parte aérea (BFPA), biomassa seca da parte aérea (BSPA), biomassa fresca da raiz (BFR) da cana-de-açúcar

Tratamento	Altura (cm)	BFPA (g)	BSPA (g)	BFR (g)
1. Testemunha (não induzida e não inoculada)	119,20 a	18,40 a	6,00 b	11,80 b
2. Carbofuran 350SC (1,05 mL/L)	144,00 a	36,00 a	12,40 a	32,40 a
3. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplantio	129,40 a	29,60 a	9,20 ab	17,00 ab
4. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplantio + 15 dias	129,20 a	24,20 a	7,60 ab	18,00 ab
5. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplantio + 15 e 30 dias	125,00 a	21,60 a	7,60 ab	15,20 ab
6. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplantio + 15, 30 e 45 dias	139,60 a	27,40 a	9,60 ab	21,00 ab
7. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplantio	130,90 a	22,00 a	7,60 ab	19,20 ab
8. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplantio + 15 dias	108,10 a	24,20 a	7,40 ab	15,00 ab
9. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplantio + 15 e 30 dias	127,20 a	23,40 a	8,20 ab	17,80 ab
10. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplantio + 15, 30 e 45 dias	125,80 a	25,00 a	8,20 ab	17,00 ab
C.V.(%)	18,00	23,88	18,78	21,97

Na mesma coluna, médias seguidas por mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey.

Tabela 2. Efeito de metil jasmonato, silicato de potássio e carbofuran sobre a densidade populacional de *Pratylenchus zaeae* em raiz e solo cultivado com cana-de-açúcar

Tratamento	<i>P. zaeae</i> *	
	Raiz (20g)	Solo (300 cm ³)
1. Testemunha (não induzida e não inoculada)	1.592 a	364 a
2. Carbofuran 350SC (1,05 mL/L)	84 b	24 b
3. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplântio	2.180 a	256 a
4. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplântio + 15 dias	2.764 a	320 a
5. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplântio + 15 e 30 dias	1.200 a	308 a
6. Silicato de potássio (10 mL/L) no transplântio + 15, 30 e 45 dias	1.860 a	280 a
7. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplântio	2.936 a	256 a
8. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplântio + 15 dias	1.160 a	376 a
9. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplântio + 15 e 30 dias	812 ab	772 a
10. Metil jasmonato (0,1 mL/L) no transplântio + 15, 30 e 45 dias	896 ab	636 a
C.V.(%)	16,03	16,94

*Na mesma coluna, médias seguidas por mesma letra não diferem estatisticamente ao nível de 5% de probabilidade pelo teste de Tukey. Dados transformados em $\log_{10}(x+1)$.



Capítulo 5

**EFICIÊNCIA DE METIL JASMONATO E SILICATO
DE POTÁSSIO EM CANA-DE-AÇÚCAR
PARASITADA POR *Meloidogyne Incognita***

**Eficiência de Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada
por *Meloidogyne incognita****

LÍLIAN MARGARETE PAES GUIMARÃES¹, ELVIRA MARIA RÉGIS PEDROSA¹,
RILDO SARTORI BARBOSA COELHO¹, ANDRÉA CHAVES¹, SANDRA ROBERTA
VAZ LIRA MARANHÃO¹, & THICIANO LEÃO MIRANDA

* Parte da tese da primeira autora, para o título de Doutorado em Fitopatologia da UFRPE,
Recife, PE. ¹Departamento de Agronomia, Universidade Federal Rural de Pernambuco,
Dois Irmãos, 52171-900, Recife, PE. e-mail: lilianmpguimaraes@hotmail.com

Recebido para publicação em / /2007. Aceito em / /2007

Resumo - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Chaves, A., Maranhão, S.R.V.L. & Miranda, T.L. 2007. Eficiência de Metil Jasmonato e Silicato de Potássio em Cana-de-açúcar Parasitada por *Meloidogyne incognita*. Nematologia Brasileira.

O presente estudo teve como objetivo avaliar o efeito de metil jasmonato e silicato de potássio sobre o parasitismo de *Meloidogyne incognita* em duas variedades de cana-de-açúcar (*Saccharum* sp.) RB867515 e RB92579 em condições de casa de vegetação. Os resultados indicaram que o efeito dos indutores sobre o nematóide dependeu da variedade de cana-de-açúcar estudada. Metil jasmonato e silicato de potássio não afetaram à biomassa da parte aérea da variedade RB867515. Metil jasmonato diminuiu significativamente o número de ovos de *M. incognita* por planta em RB867515, e o silicato de potássio em RB867515 e RB92579, mas ambos reduziram significativamente o número de ovos por grama de raiz em RB867515.

Palavras Chave: Nematóide das galhas, *Saccharum* sp., indução de resistência

Summary - Guimarães, L.M.P., Pedrosa, E.M.R., Coelho, R.S.B., Maranhão, S.R.V.L., Chaves, A. & Miranda, T.L. 2007. Efficiency the Methyl Jasmonate and Potassium Silicate on Sugarcane under *Meloidogyne incognita* Parasitism.

The present study had as objective to evaluate methyl jasmonate and potassium silicate effect on *Meloidogyne incognita* parasitism in two sugarcane (*Saccharum* sp.) varieties RB867515 and RB92579, under greenhouse. The results pointed out that inducers effect on nematodes depended on sugarcane variety. Methyl jasmonate and potassium silicate did not affect shoot biomass in RB867515. Methyl jasmonate significantly decreased *M. incognita* eggs in RB867515, and potassium silicate in RB867515 and RB92579, although both significantly decreased eggs number per gram of roots in RB867515.

Keywords: root-knot nematode, *Saccharum* sp., resistance induction

Conteúdo

No Nordeste, torna-se comum o surgimento de áreas com declínio no desenvolvimento de plantas de cana-de-açúcar. Os sintomas nas plantas decorrentes do parasitismo de nematóides quando observados no campo são muitas vezes severos, comparados a áreas saudias. Com a expansão da cana-de-açúcar no Nordeste para solos arenosos e regiões de tabuleiros costeiros, associado à ocorrência de períodos com secas prolongadas, os problemas causados por esses patógenos agravam-se ainda mais (Moura, 2000). É importante ressaltar que o monitoramento em áreas que apresentem o mau desenvolvimento da cultura é fundamental, pois a existência de altas populações de fitonematóides geralmente ocasionam perdas significativas na produtividade (Moura & Almeida, 1991; Chaves; *et al.*, 2004a). Entre os fitonematóides da cana-de-açúcar no

Nordeste os que mais se destacam são *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood e *Pratylenchus zaeae* Grahm, devido à severidade das doenças que causam. Para as espécies de *Meloidogyne* foram estimados em 15%, podendo atingir até 60% em áreas, onde as técnicas de controle fitossanitário são pouco difundidas (Moura & Régis, 1991). Diferentes métodos isolados de controle têm sido pesquisados e aplicados, mas, recentemente, ênfase tem sido dada à integração, para tornar a operação mais racional, eficiente e econômica (Rosa *et al.*, 2003). Entre as técnicas mais recomendadas para as fitonematoses estão o uso de cultivares resistentes, controle biológico, emprego de plantas antagônicas, rotação de culturas com plantas não hospedeiras, revolvimento do solo por aração nos meses mais quentes e nematicidas sistêmicos (Whitead, 1998). A indução de resistência é uma proposta promissora para o controle de doenças, visando a redução efetiva de agrotóxicos e constituindo-se em um método alternativo para o controle de várias doenças (Vrain, 1999; Anwar *et al.*, 2003). Consiste em ativar mecanismos de defesa da planta ou parte desta, fazendo com que ela própria se defenda contra o ataque de patógenos (Agrios, 2005). Contra fitonematóides a resistência induzida em plantas, pode variar de acordo com a espécie e o estado nutricional do hospedeiro, tipo de indutor e o patógeno envolvido. Em plantas resistentes a nematóides do gênero *Meloidogyne*, a formação do sítio de alimentação é inibida, principalmente, pela reação de hipersensibilidade ou pela degeneração precoce do sítio de alimentação (Salgado & Silva, 2005).

O objetivo da presente pesquisa foi avaliar a eficiência de metil jasmonato e silicato de potássio, em diferentes concentrações, em relação ao parasitismo de *M. incognita* em duas variedades de cana-de-açúcar, em ambiente de casa de vegetação.

O estudo foi desenvolvido na casa de vegetação do Laboratório de Fitonematologia da Universidade Federal Rural de Pernambuco (UFRPE). Foram estudadas o comportamento das variedades RB867515 e RB92579, recentemente desenvolvidas pelo Programa de Melhoramento Genético da Cana-de-açúcar – RIDESA (Rede Interuniversitária para o Desenvolvimento do Setor Sucroalcooleiro). As mudas foram obtidas do cultivo de ápices caulinares originadas da biofábrica da Usina Santa Tereza, Goiana-PE. Os indutores, metil jasmonato na concentração de 0,1 e 0,2 mL/L e silicato de potássio na concentração de 10 e 20 mL/L, foram aplicados por pulverizações nas folhas das plantas, 15 dias após transplântio para vasos. Passados 10 dias do tratamento com indutores, foram efetuadas as inoculações, sendo o inóculo constituído por 20.000 ovos de *M. incognita* por planta. Como testemunhas relativas, foram usadas plantas não induzidas e inoculadas e como testemunhas absolutas, plantas não induzidas e não inoculadas. O delineamento estatístico foi do tipo inteiramente casualizado, com seis tratamentos e cinco repetições, para cada variedade. Decorridos 90 dias após a inoculação, as plantas foram retiradas do solo, para determinação do peso da biomassa fresca da parte aérea e raízes. Os sistemas radiculares foram lavados, e as raízes removidas cuidadosamente para minimizar perdas de massa de ovos. Para extração de ovos do nematóide, utilizou-se o método de Hussey & Barker (1973). Para as contagens foram utilizadas Lâminas de Peters e microscopia óptica. Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas por contrastes ortogonais ao nível de 5% de probabilidade. Para a análise, os dados relativos ao número de ovos por planta, ovos por grama de raiz e a biomassa das plantas foram transformados para $\sqrt{(X+0,5)}$.

Os resultados obtidos variaram com a variedade de cana-de-açúcar estudada. No entanto, em todas as variedades o peso da biomassa fresca da parte aérea das plantas inoculadas não diferiu ($P>0,05$) das não inoculadas (Tabela 1), indicando que o parasitismo do nematóide não afetou o desenvolvimento das plantas. Semelhantemente, o uso de indutores não afetou ($P>0,05$) esta variável, indicando que possivelmente não ocorreu custo de resistência induzida. As respostas das plantas em relação à biomassa fresca da raiz dependeram da variedade estudada e do indutor utilizado, embora aumento ou diminuição do peso do sistema radicular sejam reações comuns em plantas parasitadas por nematóides formadores de galhas. A aplicação de metil jasmonato diminuiu ($P\leq 0,05$) o número de ovos por planta em RB867515, e de silicato de potássio em RB867515 e RB92579. O metil jasmonato também foi eficiente em reduzir ($P\leq 0,05$) o número de ovos por grama de raiz em RB867515 e RB92579, e o silicato de potássio em RB867515 (Tabela 1). As respostas em raízes de cana-de-açúcar seguida a aplicação de metil jasmonato em tecido foliar, pode ocorrer pela ativação do jasmonato via caminho genético, ou pela manipulação e aplicação específica do produto, podendo ter potencial de aumento na resistência a microrganismos (Bower *et al.*, 2005). Em estudos no patossistema *Meloidogyne*-tomateiro, com vários indutores, a exemplo de DL- β -amino-n-butírico, ácido jasmônico e metil jasmonato, por pulverização em folhas ou molhamento do solo, apenas o DL- β -amino-n-butírico induziu resistência. Essa indução foi expressa devido a menor penetração e desenvolvimento do nematóide nas raízes de tomateiro e, conseqüentemente, menor sítio de alimentação, índice de galhas e número de massa de ovos (Oka *et al.*, 1999). Em estudos com populações mistas de *Meloidogyne* sp. e *Pratylenchus* sp. em cana-de-açúcar, acibenzolar-S-metil

mostrou-se eficiente reduzindo o número desses fitonematóides no interior das raízes em relação a plantas não tratadas com o indutor (CHAVES *et al.*, 2004b).

AGRADECIMENTOS

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão de bolsa recebida.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIOS, G.N. 2005. Plant pathology. Elsevier, Amsterdam, 922 p.

ANWAR, S. A.; M.V. MCKENRY; Y. KWANG-YEOL & A.J. ANDERSON. 2003. Induction of tolerance to root-knot nematode by oxycom. *Journal of Nematology* 35:306–313.

BOWER, N.I.; R.E. CASU; D.J. MACLEAN; A. REVERTER; S.C. CHAMPMAN, & J.M. MANNERS. 2005. Transcriptional response of sugarcane roots to methyl jasmonate. *Plant Science* 168:761-772.

CHAVES, A.; E.M.R. PEDROSA & L.J.O. MELO. 2004. Efeito de carbofuran, torta de filtro e variedades sobre a densidade populacional de fitonematóides em áreas com mau desenvolvimento da cana-de-açúcar. *Nematologia Brasileira* 28:101-103 (a).

CHAVES, A.; E.R.M. PEDROSA; L.M.P. GUIMARÃES; S.R.V.L. MARANHÃO; I.L.S.S. SILVA & R. M. MOURA. 2004. Indução de resistência a nematóides em cana-de-açúcar cultivada em solo de áreas que apresentam declínio de desenvolvimento em tabuleiros nordestinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, XXXVII, Gramado. Resumos, p.142 (b).

HUSSEY, R.S. & K.R. BARKER, A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. *Plant Disease Reporter* 57:1025-1028. 1973.

- MOURA, R.M. & A.V. ALMEIDA. 1981. Estudos preliminares sobre a ocorrência de fitonematóides associados à cana-de-açúcar em áreas de baixa produtividade agrícola no Estado de Pernambuco. *Sociedade Brasileira de Nematologia* 5:213-220.
- MOURA, R.M. Controle integrado dos nematóides da cana-de-açúcar no nordeste do Brasil. Resumos, 12º Congresso Brasileiro de Nematologia, Uberlândia MG. 2000. pp. 88-94.
- MOURA, R.M. & E.M. RÉGIS. 1991. Interações entre a meloidoginose da cana-de-açúcar e deficiências minerais observadas através de biotestes. *Nematologia Brasileira* 15:179-188.
- OKA, Y.; Y. COHEN & Y. SPIEGEL. 1999. Local and systemic induced resistance to the root-knot nematode in tomato by DL- β -amino-n-butyric acid. *Phytopathology* 89:1138-1143.
- ROSA, R.C.T.; R.M. MOURA & E.M.R PEDROSA. 2003. Ocorrência de *Rotylenchulus reniformis* em cana-de-açúcar no Brasil. *Nematologia Brasileira* 27:93-95.
- SALGADO, S.M.L. & L.H.C.P. SILVA. 2005. Potencial da indução de resistência no controle de fitonematóides. In: CAVALCANTI, L.S.; R.M. DI PIERO; S.F. PASCHOLATI; M.L.V. RESENDE & R.S. ROMEIRO. (eds.). Indução de resistência em plantas a patógenos e insetos. FEALQ, Piracicaba, p. 155-168.
- SIJMONS, P.C.; H.J. ATKINSON & U. WYSS. 1994. Parasitic strategies of root nematodes and associated host cell responses. *Annual Review of Phytopathology* 32:235-259.
- VRAIN, T.C. 1999. Engineering natural and synthetic resistance for nematode management. *Journal of Nematology* 31: 424-436.
- WHITEHEAD, A.G. 1998. *Plant Nematode Control*. CAB International, New York, 363p.

Tabela 1. Efeito da aplicação e diferentes dosagens de metil jasmonato (MJ) e silicato de potássio (SP) sobre a reprodução de *Meloidogyne incognita* e biomassa da cana-de-açúcar nas variedades RB867515 e RB92579

Contraste	Nível de significância			
	BFPA	BFR	OP	OGR
RB867515				
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	0,884	0,040	-	-
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	0,839	0,010	<0,01	<0,01
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	0,062	0,112	<0,01	<0,01
Metil jasmonato: 0,1 mL/L × 0,2 mL/L	0,004	0,048	0,507	0,782
Silicato de potássio: 10 mL/L × 20 mL/L	0,251	0,367	0,080	0,280
CV (%)	9,46	9,99	19,15	8,46
RB92579				
Testemunha inoculada × Testemunha não inoculada	0,075	0,801	-	-
Plantas inoculadas: sem MJ × com MJ	0,893	0,254	0,052	0,046
Plantas inoculadas: sem SP × com SP	0,981	0,291	<0,01	0,254
Metil jasmonato: 0,1 mL/L × 0,2 mL/L	0,450	0,991	<0,01	<0,01
Silicato de potássio: 10 mL/L × 20 mL/L	0,929	0,425	0,072	0,461
CV (%)	22,19	26,95	15,78	15,56

BFPA= biomassa fresca da parte aérea; BFR = biomassa fresca da raiz; OP = ovos por planta;

OGR = ovos por grama de raiz.



CONCLUSÕES GERAIS

CONCLUSÕES GERAIS

- ✓ A aplicação de silicato de potássio no fundo do sulco no plantio da cana-de-açúcar e de Ecolife 40[®] ou metil jasmonato na superfície das folhas aos dois e três meses após o plantio aumentou o número de colmos por ocasião da colheita, mas só Ecolife 40[®] promoveu aumento do perfilhamento da cana aos três meses.
- ✓ Ecolife 40[®], metil jasmonato e silicato de potássio isoladamente ou em associações com nematicida sistêmico reduziram as densidades populacionais de *Meloidogyne* spp. no solo e raiz, mas não a de *Pratylenchus zae*;
- ✓ No solo as populações de *Meloidogyne* spp. correlacionaram-se com *P. zae*;
- ✓ A aplicação metil jasmonato e silicato de potássio em cana afetou a biomassa fresca da parte aérea e raízes das plantas;
- ✓ Metil jasmonato e silicato de potássio foram eficientes em reduzir o número de ovos de *M. incognita* por grama de raiz na variedade RB863129;
- ✓ O parasitismo de *M. incognita* afetou a atividade de peroxidase, mas não da β -1,3-glucanase, ocorrendo maior atividade da peroxidase em plantas inoculadas aos 14 e 21 dias. A maior atividade de β -1,3-glucanase ocorreu aos 14 dias em plantas parasitadas e não induzidas.
- ✓ Metil jasmonato e silicato de potássio afetaram a atividade da peroxidase em plantas parasitadas aos 14 e 21 dias. Ao contrário da peroxidase, diferenças entre as dosagens de ambos indutores foram significativas aos 21 dias após a inoculação, ocorrendo maior atividade enzimática da β -1,3-glucanase nas maiores dosagens;

- ✓ Metil jasmonato e silicato de potássio não se mostraram eficientes em reduzir a densidade populacional de *P. zea* em solos infestados e em raízes da variedade RB863129;
- ✓ Metil jasmonato diminuiu o número de ovos por planta de *M. incognita* em RB867515, e silicato de potássio em RB867515 e RB92579. Ambos reduziram o número de ovos por grama de raiz em RB867515.