

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA  
FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS  
CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**RESPOSTAS BIOMÉTRICAS E FOTOSSINTÉTICA DE  
PLANTAS DE MILHO A *Pratylenchus* spp. E AVALIAÇÃO  
DA RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A  
ESSES NEMATOIDES E A *Meloidogyne* spp.**

Vanessa dos Santos Paes  
Engenheira Agrônoma

JABOTICABAL – SÃO PAULO – BRASIL  
2012

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA**  
**FACULDADE DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS E VETERINÁRIAS**  
**CÂMPUS DE JABOTICABAL**

**RESPOSTAS BIOMÉTRICAS E FOTOSSINTÉTICA DE  
PLANTAS DE MILHO A *Pratylenchus* spp. E AVALIAÇÃO  
DA RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A  
ESSES NEMATOIDES E A *Meloidogyne* spp.**

Vanessa dos Santos Paes

Orientador: Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos

Co-Orientador: Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares

Dissertação apresentada à Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de Jaboticabal, como parte das exigências para a obtenção do título de Mestre em Agronomia (Entomologia Agrícola).

JABOTICABAL – SÃO PAULO – BRASIL

Fevereiro de 2012

## DADOS CURRICULARES DO AUTOR

**VANESSA DOS SANTOS PAES** – nascida em Curitiba, PR no dia 01 de novembro de 1985, graduou-se em agronomia em 2009, pela Universidade Estadual de Londrina, onde iniciou suas atividades de estágio voluntário no Laboratório de Fitopatologia logo no primeiro ano. Foi Bolsista PIBIC IC/UEL e logo após Bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) de 2006 a 2009. Atuou em projetos de pesquisa voltados a nematologia sobre: problemas associados à fitonematoides em áreas de produção de hortaliças, controle biológico de nematoides em cafeeiro e utilização de nematoides como indicadores da qualidade do solo. Participou das atividades laboratoriais de extração e identificação dos fitonematoides. Foi monitora da disciplina de Fitopatologia no ano de 2009. Desenvolveu seu trabalho de conclusão de curso intitulado “FUNGOS NEMATÓFAGOS NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Meloidogyne incognita* EM ALFACE”, sob a orientação da Prof.Dra. Débora Cristina Santiago. Em março de 2010 iniciou o curso de mestrado em Agronomia – área de concentração Entomologia Agrícola, na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP/FCAV- Campus de Jaboticabal), sendo bolsista do Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) e sob orientação do Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos e Coorientação de Pedro Luiz Martins Soares.

*“Porque eu bem sei os pensamentos que tenho a vosso respeito, diz o SENHOR; pensamentos de paz, e não de mal, para vos dar o fim que esperais”.*

*Jeremias 29:11*

## **DEDICO**

Aos meus Pais Osvaldir e Leonir, meu alicerce e porto seguro, meus conselheiros meus intercessores... Minha vida!

Ao meu namorado Alexandre Takahashi pelo amor incondicional, pelo companheirismo, pelos conselhos e pelo apoio. Amo você!

Aos meus irmãos Vagner e Matheus.

## **AGRADECIMENTOS**

A Deus pelo dom da vida, por renovar minhas forças todas as manhãs e por suas infinitas misericórdias.

Ao meu orientador Prof. Dr. Jaime Maia dos Santos, pela orientação, por todos os ensinamentos oriundos de sua grande experiência tanto profissional quanto pessoal, pelo carinho, dedicação, respeito extensivo e pela amizade.

Ao meu co-orientador Prof. Dr. Pedro Luiz Martins Soares, por toda a ajuda e suporte fornecidos neste trabalho, pela amizade, carinho e dedicação, por todos os ensinamentos e conselhos, e por todas as alegrias compartilhadas.

À Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP), Campus de Jaboticabal pela infraestrutura e apoio fornecido durante o curso de mestrado.

Ao departamento de Fitossanidade e ao Programa de Pós graduação em Entomologia Agrícola, pela oportunidade de realizar um prestigiado curso.

Aos professores da Entomologia Agrícola, pelos conhecimentos repassados durante a ministração das disciplinas.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela concessão da bolsa de estudos.

Ao Márcio Marchesin e a Empresa Sementes Vitória Ltda. pelo aporte financeiro e fornecimento das sementes de milho e sorgo.

Aos membros da banca examinadora da Defesa, Dra. Marineide Mendonça Aguilera e Dr. Júlio Cesar Galli pela dedicação e empenho nas correções e por todas as sugestões.

Aos membros da banca examinadora da qualificação, Dr. Arlindo Leal Boiça Junior e Dr. Júlio Cesar Galli, por todas as contribuições.

Ao amigo Jefferson R. M. da Silva ou “Matão”, por toda ajuda, pelos momentos de alegria, e por me mostrar através de cada gesto a possibilidade de alcançarmos nossos sonhos.

Ao doutorando Bruno Flávio Figueiredo Barbosa por toda ajuda e dedicação ao repassar seus conhecimentos, por me auxiliar em muitas tarefas desenvolvidas mesmo com tantos afazeres, pela parceria nos muitos trabalhos desenvolvidos.

Ao doutorando José Antônio de Souza Rossato Junior por dispor do seu tempo para poder contribuir com a execução deste trabalho.

Ao doutorando Elder Simões de Paula Batista por ter me ajudado com o programa estatístico e também na execução do trabalho.

Aos funcionários do Laboratório de Nematologia UNESP/FCAV, André, Sandra e Walmir, por todo auxílio e pela amizade.

Aos amigos e companheiros de laboratório, Eduardo J. Almeida, Paulo Roberto Pala Martinelli, Samira Scaff Neves, Rivanildo Junior, Suelen Bernal, Rafael Bernal, Ana Paula Nogueira e Thiago D. Donadelli, especialmente Ilana Dias, Herick Nikuma, Alaiane Vendramini e Andreza Silva por toda ajuda na execução dos trabalhos.

Aos amigos Crislany de Lima Brabosa, Daniel Junior de Andrade, Laís da Conceição dos Santos, Leandro Aparecido Souza, Diego Felisbino Fraga, Tatiana de Oliveira Ramos, Amália Torrezan Lopes, Patricia Schawrtz, Marília Lara e Juliana Nais, Diego Olimpio Peixoto, pela amizade incondicional, pelos risos, pela alegria, pelo conforto e por tornar minha vida em Jaboticabal um momento singular que jamais será esquecido.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram para a execução deste trabalho.

**Muito Obrigada!**

## SUMÁRIO

	Página
LISTA DE TABELAS .....	ix
LISTA DE FIGURAS.....	xi
RESUMO.....	xiii
SUMMARY .....	xiv
CAPÍTULO 1- CONSIDERAÇÕES GERAIS .....	15
1.1. Os nematoides associados à cultura do milho .....	15
1.2. A cultura do sorgo e os nematoides.....	17
1.3. Espécies de <i>Meloidogyne</i> e suas implicações para as culturas de milho e sorgo	18
1.4. Espécies de <i>Pratylenchus</i> e suas implicações para as culturas de milho e sorgo	22
1.5. Nematoides e Fotossíntese.....	25
1.6. Rotação de culturas, resistência varietal e manejo .....	26
1.7. Objetivos .....	27
REFERÊNCIAS.....	28
CAPÍTULO 2 - RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO A DUAS ESPÉCIES DE <i>Pratylenchus</i> FILIPJEV E ESTUDO COMPARATIVO DA INFLUÊNCIA DESSES NEMATOIDES SOBRE VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS E TAXA FOTOSSINTÉTICA .....	37
RESUMO .....	37
1. Introdução .....	37
2. Material e Métodos.....	40
2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo .....	40
2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e condução do ensaio .....	43
2.3. Medição da taxa fotossintética.....	44



2.4. Avaliação das variáveis biométricas .....	46
3. Resultados e Discussão.....	47
4. Conclusões .....	57
REFERÊNCIAS.....	57
CAPÍTULO 3 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A <i>Pratylenchus brachyurus</i> E <i>P. zae</i> .....	62
1. Introdução .....	62
2. Material e Métodos.....	64
2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo .....	65
2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e sorgo e condução do ensaio.....	66
2.3. Avaliação .....	67
3. Resultados e Discussão.....	68
4. Conclusões .....	73
REFERÊNCIAS.....	74
CAPÍTULO 4 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A <i>Meloidogyne incognita</i> , <i>M. javanica</i> E <i>M. enterolobii</i> .....	77
RESUMO .....	77
1. Introdução .....	78
2. Material e Métodos.....	80
2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo .....	81
2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e sorgo, e condução dos ensaios .....	81
2.3. Avaliação .....	82
3. Resultados e Discussão.....	83
4. Conclusões .....	89
REFERÊNCIAS.....	90

## LISTA DE TABELAS

	Página
CAPÍTULO 2 - RESISTÊNCIA GENÓTIPOS DE MILHO A DUAS ESPÉCIES DE <i>Pratylenchus</i> FILIPJEV E ESTUDO COMPARATIVO DA INFLUÊNCIA DESSES NEMATOIDES SOBRE VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS E NA TAXA FOTOSSINTÉTICA .....	37
Tabela 1. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF) dos nematoides <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. zaeae</i> . Jaboticabal –SP, 2011.....	48
Tabela 2. Desdobramento das interações genótipo x nematoide para população final (PF) e reação de cinco materiais de milho quanto ao fator de reprodução (FR) dos nematoides <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. zaeae</i> aos noventa dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011.....	49
Tabela 3. Análise de variância e teste de comparação de médias dos caracteres biométricos de cinco materiais de milho avaliados em ensaio conduzido em casa de vegetação em função dos nematoides das lesões radiculares <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. zaeae</i> . Jaboticabal – SP, 2011. ....	51
Tabela 4. Desdobramento das interações entre cultivares de milho e os tratamentos compostos por <i>Pratylenchus brachyurus</i> , <i>P. zaeae</i> e testemunha não inoculada para altura da planta (cm). Jaboticabal – SP, 2011.....	52
Tabela 5. Desdobramento das interações entre cultivares de milho e os tratamentos compostos por <i>Pratylenchus brachyurus</i> , <i>P. zaeae</i> e testemunha não inoculada para massa fresca de raízes (g). Jaboticabal – SP, 2011. ....	53
Tabela 6. Desdobramento das interações entre cultivares de milho e os tratamentos <i>Pratylenchus brachyurus</i> , <i>P. zaeae</i> e Testemunha não inoculada para a variável massa fresca de planta com espiga (g). Jaboticabal – SP, 2011.....	53
Tabela 7. Análise de variância e teste de comparação de médias das taxas fotossintéticas ( $\mu\text{mol de CO}_2 \text{ m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ ) de cinco cultivares de milho em função dos nematoides das lesões <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P.zaeae</i> aos 10 e aos 70 dias após inoculação (DAI). Jaboticabal – SP, 2011. ....	55
Tabela 8. Desdobramento das interações entre cultivares de milho e os tratamentos compostos por <i>P. brachyurus</i> , <i>P. zaeae</i> e Testemunha quanto às taxas fotossintéticas mensuradas aos dez dias após inoculação. Jaboticabal - SP, 2011.....	55

CAPÍTULO 3 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A *PRATYLENCHUS BRACHYURUS* E *P. ZEA*.....62

Tabela 1. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zea* para os genótipos de milho e sorgo avaliados. Jaboticabal – SP, 2011.....69

Tabela 2. Desdobramento das interações genótipo x nematoides para população final (PF) e reação de materiais de milho e sorgo quanto ao fator de reprodução (FR) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zea* aos noventa dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011. ....71

CAPÍTULO 4 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* E *M. enterolobii*.....78

Tabela 1. Análise estatística das populações finais de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*, fator de reprodução (FR) e reação dos genótipos de milho e sorgo avaliados no primeiro ensaio, aos noventa dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011. ....85

Tabela 2. Análise estatística das populações finais de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*, fator de reprodução (FR) e reação dos genótipos de milho e sorgo avaliados no segundo ensaio, aos oitenta e dois dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011.....88

## LISTA DE FIGURAS

	Página
CAPÍTULO 2 - RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO A DUAS ESPÉCIES DE <i>Pratylenchus</i> FILIPJEV E ESTUDO COMPARATIVO DA INFLUÊNCIA DESSES NEMATOIDES SOBRE VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS E TAXA FOTOSSINTÉTICA.....	37
Figura 1. Principais características morfológicas de fêmeas de <i>Pratylenchus brachyurus</i> da subpopulação utilizada. A) Região labial com dois anéis apresentando angulosidade nas laterais, e nódulos basais do estilete arredondados. B) Vulva mais próxima a extremidade da cauda (V% em torno de 80) que em <i>P. zaeae</i> . As barras representam 10 µm. Fonte: Vanessa dos Santos Paes. ....	41
Figura 2. Principais características morfológicas de fêmeas de <i>Pratylenchus zaeae</i> da subpopulação utilizada. A) Região labial sem angulosidade apresentando três anéis, e nódulos basais do estilete achatados na parte superior. B) Vulva mais próxima da região mediana do corpo (V% em torno de 70) que em <i>P. brachyurus</i> . As barras representam 10µm. Fonte: Vanessa dos Santos Paes. ....	42
Figura 3. Acondicionamento dos cilindros de cenoura em vidros previamente autoclavados, utilizados para multiplicação in vitro de <i>Pratylenchus brachyurus</i> e <i>P. zaeae</i> .....	44
Figura 4. Aparelho LI – 6400 (Portable Photosynthesis System) da empresa LI-COR® empregado para medição da taxa fotossintética. ....	45
Figura 5. Esquema geral do experimento realizado em vasos com 6L de capacidade contendo como substrato uma mistura de areia e terra (2:1), previamente autoclavada e sistema semi-automático de gotejo. ....	46
Figura 6. Plantas de milho aos 70 dias após inoculação dos nematoides, momento em que foi realizada a segunda avaliação das taxas fotossintéticas utilizando o aparelho LI-COR®.....	47
CAPÍTULO 3 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A <i>PRATYLENCHUS BRACHYURUS</i> E <i>P. ZEA</i> E.....	62
Figura 1. Diferenças visuais nas plantas inoculadas com nematoides das lesões radiculares. Seta vermelha indicando o tratamento composto por <i>P. brachyurus</i> , no qual	

se observa redução no tamanho das plantas e amarelecimento das folhas. Seta verde indica o tratamento composto por *P. zea*, demonstrando plantas mais altas e vigorosas.....70

CAPÍTULO 4 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* E *M. enterolobii* .....78

Figura 1. Região labial de machos, padrão perineal de fêmeas e fenótipo isoenzimático para esterase, utilizados para identificação das espécies de *Meloidogyne incognita* (A, B e C), *M. javanica* (D, E e F) e *M. enterolobii* (G, H e I), respectivamente. Fonte: Vanessa dos Santos Paes. ....84

**RESPOSTAS BIOMÉTRICAS E FOTOSSINTÉTICA DE PLANTAS DE MILHO A *Pratylenchus* spp. E AVALIAÇÃO DA RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A ESSES NEMATOIDES E A *Meloidogyne* spp.**

**RESUMO** - Os principais nematoides associados ao milho e sorgo no Brasil são *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae*. Os objetivos deste estudo foram avaliar comparativamente os danos de *P. brachyurus* e *P. zaeae* a diferentes genótipos de milho, bem como, avaliar a resistência de genótipos de milho e sorgo a *P. brachyurus* e *P. zaeae*, *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*, em condições de casa de vegetação. Foram desenvolvidos quatro experimentos. No primeiro foram avaliados os fatores de reprodução (FR) de *P. brachyurus* e *P. zaeae*, caracteres biométricos e taxa fotossintéticas do milho. 'BRS 1040' apresentou resistência a *P. brachyurus*, 'GNZ 2005' e 'IAC 8390' se comportaram como resistentes a ambos os nematoides. Todos os genótipos são tolerantes ao ataque desses, porém o material IPR 119 é intolerante a *P. brachyurus*. Com base nas taxas fotossintéticas *P. brachyurus* se mostrou mais agressivo. No segundo experimento foi avaliada a reação de 11 híbridos comerciais de milho e 4 de sorgo a *P. brachyurus* e *P. zaeae*. Todos são suscetíveis a *P. zaeae*, que apresentou maior multiplicação. Os mais promissores para o controle de *P. brachyurus* são os genótipos de milho GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390 e PR 1150, e o sorgo BRS 330. E, por fim, no terceiro e no quarto experimento foram avaliadas as reações de genótipos de milho e sorgo a *M. incognita*, *M. javanica*, e *M. enterolobii*. O genótipo de milho BRS 2022 e os de sorgo BRS 310, BRS 330 e PR 401 são os mais promissores para o manejo de *M. incognita*. Quanto a *M. javanica*, a maioria é altamente resistente. Todos os genótipos de milho e sorgo testados são altamente resistentes a *M. enterolobii*.

**Palavras Chave:** Manejo, *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. enterolobii*, *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae*.

**BIOMETRICS AND PHOTOSYNTHETIC RESPONSES OF MAIZE PLANTS TO  
*Pratylenchus* spp. AND RESISTANCE OF MAIZE AND SORGHUM GENOTYPES TO  
THESE NEMATODES AND TO *Meloidogyne* spp.**

**SUMMARY** – The main nematodes associated with maize and sorghum in Brazil are *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaeae*. The objectives of this study were comparatively assess the damage of *P. brachyurus* and *P. zaeae* to different genotypes of maize, as well as evaluate the resistance of maize and sorghum genotypes to *P. brachyurus* and *P. zaeae*, *M. incognita*, *M. enterolobii* and *M. javanica* in greenhouse conditions. Four experiments were developed. The first experiment involved determination of reproduction factors (RF) of *P. brachyurus* and *P. zaeae*, biometric characters and photosynthetic rate of maize. 'BRS 1040' showed resistance to *P. brachyurus*, while 'GNZ 2005' and 'IAC 8390' behaved as resistant to both nematodes. All genotypes is tolerant to the attack, but 'IPR 119' is intolerant to *P. brachyurus*. Based on photosynthetic rates *P. brachyurus* is more aggressive. In the second experiment the response of 11 commercial maize and 4 sorghum genotypes, was evaluated to *P. brachyurus* and *P. zaeae*. All of them are susceptible to *P. zaeae*, which have the highest population. The most promising to control *P. brachyurus* is the maize genotypes GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390 and PR 1150 and sorghum BRS 330. Finally in the third and fourth experiments the response of corn and sorghum genotypes to *M. incognita*, *M. javanica*, and *M. enterolobii* was evaluated. The maize genotype BRS 2022 and sorghum BRS 310, BRS 330 and PR 401 is the most promising to management of *M. incognita*. For *M. javanica*, most genotypes is highly resistant. All corn and sorghum genotypes tested are highly resistant to *M. enterolobii*.

**Keywords:** Manegement, *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. enterolobii*, *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae*.

## CAPÍTULO 1- CONSIDERAÇÕES GERAIS

### 1.1. Os nematoides associados à cultura do milho

A família *Poaceae* (R.Br.) Barnh. inclui a única espécie do gênero *Zea* L. cultivada, a saber, o milho (*Z. mays* L.) um dos cereais mais importantes do mundo. As demais espécies compreendidas no gênero são denominadas teosinte, parentes selvagens desse cereal oriundo do México e da América Central (FORNASIERI FILHO, 2007).

Em termos mundiais o Brasil é o terceiro maior produtor de milho com uma produção correspondente a 8% da produção total, perdendo apenas para os Estados Unidos com 42% e a China com 23% (FAO, 2011).

De acordo com o décimo segundo levantamento da safra de grãos 2010/2011 a área cultivada com o milho Primeira Safra, está estimada em 7.916,3 mil hectares, uma variação percentual de 2,5% maior que a área cultivada na Safra 2009/10, que foi de 7.724,0 mil hectares. Para o milho Segunda Safra, o cultivo alcançou 5.922,4 mil hectares, 12,4% maior que a área semeada na safra anterior, que foi de 5.269,9 mil hectares. A lavoura está localizada basicamente na região Centro-Oeste, onde é semeada logo após a colheita da soja (CONAB, 2011).

A produção brasileira de milho esperada para a safra 2010/11, resultante da soma entre a primeira e a segunda safra, passa a ser de 57.514,1 mil toneladas, de forma que a produção média brasileira estimada é de 4.156 kg/ha (CONAB, 2011).

Em alguns estados brasileiros este cereal pode ser cultivado em duas safras. A primeira corresponde ao plantio de verão na época chuvosa, geralmente em meados de agosto a novembro, dependendo da localidade. Já a segunda safra ou “safrinha” como é conhecida popularmente, ocorre em época de sequeiro, em meados de janeiro a abril, em sucessão a uma cultura de verão, basicamente após a soja precoce (FORNASIERI FILHO, 2007). Além desta possibilidade de plantio em duas safras, o aumento das áreas agricultáveis no País, a adoção do sistema de plantio direto, o aumento do uso de



sistemas de irrigação, a ausência de rotação de culturas bem como o emprego de materiais suscetíveis, têm promovido modificações na dinâmica populacional de muitos patógenos, resultando em incrementos de novas doenças a cada safra (COSTA et al., 2009)

Mais de 60 espécies de nematoides tem sido encontradas associadas à cultura do milho nas mais diversas regiões do mundo. Destas pelo menos oito gêneros podem ser destacados. Os nematoides de galha (*Meloidogyne* spp.), os nematoides das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.) e os nematoides de cisto do milho (*Heterodera* spp. e *Punctodera* sp.) são considerados pragas relevantes que constituem fatores restritivos de produtividade da cultura do milho. Apesar de ocorrerem mais de nove espécies de nematoides de cisto associadas ao milho, somente três são consideradas economicamente importantes: *Heterodera zae* Koshy, Swarup & Setthi, *H. avenae* Wollenweber e *Punctodera chalcoensis* Stone, Sosa Moss & Mulvey (o nematoide do cisto do milho mexicano), sendo que nenhuma dessas ocorre no Brasil (LUC et al., 2005).

Nos EUA, espécies de *Pratylenchus* Filipjev, *Meloidogyne* Goeldi, *Hoplolaimus* Von Daday, *Tylenchorhynchus* Cobb, *Trichodorus* Cobb, *Paratrichodorus* Siddiqi, *Longidorus* (Micoletzky) Thorne & Swanger, *Xiphinema* Cobb, *Belonolaimus* Steiner, *Dolichodorus* Cobb e *Heterodera zae* são alistados como os nematoides-chave da cultura (BIRD, 1978; BARKER et al., 1998).

No Brasil são mencionadas duas espécies de *Meloidogyne* mais comuns para a cultura do milho, a saber: *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood (BRITO & ANTONIO, 1990; ASMUS & ANDRADE, 1997; LORDELLO et al., 2001; WILCKEN et al. 2006; CARNEIRO et al. 2007).

Em outras regiões do mundo, essas espécies e *M. arenaria* (Neal) Chitwood também são consideradas espécies-chave da cultura do milho (BALDWIN & BARKER, 1970; WINDHAM & WILLIAMS, 1988; DAVIS & TIMPER, 2000), embora outras espécies de ocorrência localizada, tais como *M. chitwood* Golden, O'Bannon, Santo & Finley, nos EUA (WINDHAM, 1998), *M. africana* Whitehead, na Índia

(KRISHNAMURTHY & ELIAS, 1967) e no Paquistão (MAQBOOL, 1980; 1981) também causem danos consideráveis ao milho.

Além das espécies de *Meloidogyne* mencionadas, *Pratylenchus* spp., notadamente *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. zae* Graham e espécies de *Paratrichodorus* Siddiqui, também são consideradas nematoides chave da cultura no Brasil (LORDELLO et al., 1983; LORDELLO et al., 1985; LORDELLO et al., 1989; LORDELLO, 1992; DUARTE et al., 1994; GOULART, 2008).

No final da década de 80, conforme menção de SASSER & FRECKMAN (1987), estes nematoides causavam perdas da ordem de 10,2%, para a cultura do milho, em termos mundiais. Se aplicarmos esse percentual de perdas à safra brasileira, considerando-se os dados da safra atual como já mencionados, as estimativas são de 5.866.438.200kg ou 97.773.970 sacas (60Kg) perdidas. O preço da saca de milho na data de 23-12-11, conforme dados do CEPEA (2011) (Centro de Estudos Avançados em Economia Aplicada) foi de R\$ 29,12. Portanto, somente os nematoides foram responsáveis por aproximadamente R\$ 2,8 bilhões em prejuízo para o cultivo de milho no Brasil, na safra 2010/2011. Esses dados são ainda mais expressivos, quando levamos em conta que as culturas que sucedem o milho, principalmente a soja, também são hospedeiras dos principais nematoides que atacam o milho.

## **1.2. A cultura do sorgo e os nematoides**

O sorgo (*Sorghum bicolor* L. Moench) assim como o milho pertence à família *Poaceae* e é um importante cereal cultivado que ocupa a quinta posição no ranking de produção, atrás do trigo, arroz, cevada e do milho (SHEWALE, 2008).

Este cereal tem a habilidade de crescer em áreas com baixa pluviosidade e elevadas temperaturas, onde o crescimento de qualquer outro cereal é muito limitado. Além disso, possui baixa exigência em uma estação de crescimento definida, bem como pode ser utilizado em sucessão ou rotação de culturas com outras plantas (SMITH & FREDERIKSEN, 2000; RIBAS, 2009).

De acordo com dados da USDA (2011) os maiores produtores de sorgo são; Nigéria, ocupando a primeira posição com 18,8% da produção mundial, seguida pelos EUA com 12,22%, Índia e México, ocupando a terceira posição com 10,9%, Sudão com 6,7% e Argentina com 6,4%.

Apesar do grande número de espécies de nematoides terem sido relatadas associadas ao cultivo do sorgo, pouca informação está disponível no que diz respeito a problemas de nematoides específicos (McDONALD & NICOL, 2005). Como abordagem geral as espécies incluídas nos gêneros, *Meloidogyne*, *Pratylenchus* e *Tylenchorhynchus* são os mais importantes para a cultura do sorgo (DE WAELE & McDONALD, 2000).

Os nematoides das lesões são freqüentemente associados ao sorgo. Entre as espécies mais reportadas estão *P. zaeae*, *P. brachyurus*, *P. crenatus* Loof, *P. penetrans* (Cobb) Chitwood & Oteifa, *P. coffeae* (Zimmermann) Goodey, *P. scribneri* Steiner, *P. goodeyi* Sher & Allen e *P. hexincisus* Taylor & Jenkins (MOTALAOTE et al., 1987; GALLAHER et al., 1991; PRASAD et al., 1995; DE WAELE & McDONALD, 2000).

Entre os formadores de galhas, *M. incognita*, *M. javanica*, *M. naasi* Franklin, e *M. graminicola* Golden and Birchfield já foram reportados para a cultura (SHARMA & McDONALD, 1990; DE WAELE & McDONALD, 2000; KOLLO, 2002).

No Brasil, levantamentos realizados em áreas experimentais mostraram que as espécies de *Criconemoides* Taylor, *Pratylenchus* e *Meloidogyne* foram predominantes, porém foram também encontrados espécies de *Helicotylenchus* Steiner, *Tylenchulus* Cobb, *Trichodorus*, *Xiphinema* e *Dorylaimus* De Man (PINTO, 2003).

### **1.3. Espécies de *Meloidogyne* e suas implicações para as culturas de milho e sorgo**

Os nematoides de galha (*Meloidogyne* spp.) foram observados pela primeira vez por Berkeley, em 1855 e, até 1949 foram erroneamente nomeados como membros de outros grupos, em diferentes regiões do mundo. Em 1949, Chitwood publicou uma

revisão sobre esse grupo de fitopatógenos. A partir daí, o nome *Meloidogyne*, proposto por Goeldi em 1887, foi revalidado (LORDELLO, 1992).

Os nematoides pertencentes a esse gênero são parasitos obrigatórios e constituem o principal grupo de fitonematoides de importância econômica. São amplamente distribuídos e atacam quase todas as plantas cultivadas, causando perdas tanto quantitativas quanto qualitativas à produção de muitas delas (MANZANILLA-LÓPEZ et al., 2004). Com efeito, mais de 2000 espécies de plantas já foram alistadas como hospedeiras desses nematoides (JEPSON, 1987).

Os juvenis de segundo estágio desses nematoides são as formas infectivas. Penetram nas raízes, estabelecem sítios de alimentação, usualmente associados aos tecidos vasculares e tornam-se sedentários. Ao perfurarem as células das raízes, esses nematoides liberam secreções esofagianas que resultam em hipertrofia e hiperplasia de células corticais, em volta do corpo do nematoide, dando origem às alterações anatômicas denominadas de galhas. No interior das galhas, as células gigantes em número de duas a 12 células, ao redor da região labial do nematoide constituem seus sítios de alimentação (MANZANILLA-LÓPEZ et al., 2004).

Uma fêmea adulta pode depositar de 500 – 2000 ovos aglomerados em uma massa gelatinosa na superfície da raiz. O seu desenvolvimento embrionário ocorre no solo ou no interior das raízes. Os juvenis de segundo estágio migram no solo e penetram nas raízes tornando-se sedentários e continuam seu desenvolvimento até o estágio adulto (CAMPOS, 1985).

Diferentemente do que ocorre nas associações entre muitas plantas cultivadas e espécies de *Meloidogyne*, em que as galhas são bem visíveis a olho nu, nas raízes de milho parasitadas observam-se, no geral, apenas leves engrossamentos e poucas galhas evidentes (ASMUS et al., 2000). Conforme informação de PINTO (2003), a infecção por *Meloidogyne* spp. em raízes de sorgo podem apresentar pronunciada formação de galhas, em muitos casos mais acentuada que em milho.

O primeiro registro de danos de *Meloidogyne* em milho foram relatados por LORDELLO et al. (1986), em uma lavoura de Goiás devido ao parasitismo de *M. incognita*. Os danos causados por nematoides na parte aérea de plantas podem ser

semelhantes aos sintomas provocados por estresse hídrico e por deficiências nutricionais. O sintoma típico de danos por nematoides no campo é a formação de áreas de tamanho variado, onde as plantas têm uma aparência irregular. Plantas encontradas sob altas infestações são menores do que as plantas normais e são usualmente cloróticas, têm tendência ao murchamento nas horas mais quentes do dia, em função do comprometimento do funcionamento das raízes no processo de absorção e transporte de água e nutrientes (PINTO, 2003; CHEN et al., 2004). Todavia, conforme menção de DIAS et al. (2010) a maioria dos cultivares de milho disponíveis no país, são tolerantes a *M. incognita* e *M. javanica*, as principais espécies mais distribuídas.

Dados da literatura mostram grande variação no fator de reprodução, conforme OOSTENBRINK (1966), usualmente considerado para avaliação da resistência de genótipos de diferentes culturas a *Meloidogyne* spp. Entre os genótipos de milho, a resistência a *M. javanica* tem sido mais freqüentemente relatada (LORDELLO et al., 1989; BRITO & ANTONIO, 1990; ASMUS & ANDRADE, 1997; MANZOTTE et al., 2002; WILCKEN et al., 2006). No caso de *M. incognita*, a resistência em genótipos de milho é menos freqüente (LORDELLO et al., 1994; CAMPOS & ROCHA, 1999; MORITZ et al., 2003; FRANCISCO et al., 2005; BARBOSA et al., 2006; WILCKEN et al., 2006).

Estudos realizados por CARNEIRO et al. (2007) com o objetivo de selecionar cultivares de gramíneas (milho, sorgo e milheto) com resistência às raças 1 e 3 de *M. incognita*, a *M. paranaensis* e a *M. javanica*, visando à sua utilização em rotação ou sucessão de culturas para a redução da população desses patógenos e a produção econômica em áreas infestadas, avaliaram sete híbridos de sorgo, 11 cultivares de milho e sete de milheto, em casa de vegetação. Sessenta dias após a inoculação as raízes das plantas foram avaliadas quanto à produção de ovos, e os fatores de reprodução foram estimados. Para a raça 1 de *M. incognita* milheto '90', '1449', 'Takashi', 'ADR 300', ADR 500' e sorgo 'BR 304', 'BRS 306', 'Zeneca 732', 'Planta Baixa' e 'BR 601' foram resistentes. Para *M. incognita* raça 3, milheto '90', '1449', 'Takashi' e sorgo 'BRS 306', 'BR 601' foram resistentes. Para *M. paranaensis* os híbridos BRS 306, Planta Baixa, BR 601 de sorgo, as cultivares BN 2, ADR 300, ADR

500 de milho e todas as de milho, com exceção de AG 7575, foram resistentes. Para *M. javanica*, milho 'BN 2', '90' e '1449' foram resistentes.

INOMOTO et al. (2008) conduziram dois experimentos em casa de vegetação, com o objetivo de avaliar a reação de híbridos e cultivares comerciais de sorgo granífero e silageiro a *M. javanica*, e estimar seu efeito na população do nematoide em comparação ao milho (mau hospedeiro), *Crotalaria spectabilis* e *C. juncea*, não hospedeiras. Com base nesses estudos, comparando diversos híbridos e cultivares de sorgo, estabeleceu-se que, como regra geral, o sorgo granífero é mau hospedeiro e o sorgo silageiro, bom hospedeiro, de *M. javanica*. No entanto, o 'BRS 601', sorgo silageiro foi uma exceção. Em outros experimentos, o sorgo granífero, o milho 'BN 2', *Crotalaria spectabilis* (comum) e *C. juncea* (IAC – KR- 1) reduziram a densidade de *M. javanica* no solo e os sorgos silageiros aumentaram.

No trabalho realizado por RIBEIRO et al. (2002) avaliaram-se a resistência de genótipos de milho, sorgo e milho aos nematoides de galha *M. javanica* e *M. incognita* raça 3. De acordo com os resultados obtidos pelos autores, todos os genótipos de milho, sorgo e milho comportaram-se como resistentes à reprodução de *M. javanica*. Quanto a *M. incognita* raça 3, mostraram maior nível de resistência os genótipos de milho: CMS 100 02 2, HS 723x724, 97 HT 14 A, BRS 3123, BRS 2114, CMS 14 B, CMS 2000 17 A, CMS 99 14 C, 52 HT03-QPM, HS 111764040, e todos os genótipos de sorgo e de milho. De acordo com os autores estes genótipos resistentes comerciais são indicados para uso em rotação em áreas infestadas por esses nematoides.

Além desses trabalhos desenvolvidos com os principais nematoides, outras espécies também têm sido estudadas. ALMEIDA & CAMPOS (1991) trabalhando com *M. exigua* em algumas culturas observaram que essas foram más ou não hospedeiras da espécie. Nas raízes de crotalária, milho, cacau, arroz, sorgo e 'Makueni' (*Panicum maximum*), não foram encontradas galhas, e nas de Cacau, Arroz, Sorgo e Makueni também não se observaram ovos.

DIAS et al. (2010), avaliaram a reação de genótipos de milho a *M. enterolobii* (syn. *M. mayaguensis* Rammah & Hirschmann) e a *M. ethiopica* Whitehead. A avaliação aconteceu cerca de 60 dias após a inoculação e foi realizada com base no fator de

reprodução (FR) dos nematoides em cada um dos genótipos. Genótipos com FR < 1,0 foram considerados altamente resistentes e os demais classificados como moderadamente resistentes, pouco resistentes ou suscetíveis. Os altos FR (acima de 15) encontrados na soja e no tomateiro atestaram a viabilidade dos inóculos utilizados. Seis genótipos de milho ('NB-7361', 'SHS-5080', 'GNX-1020', 'GNX-3010', 'BRS-1031' e 'BM-1115') comportaram-se como altamente resistentes e outros 24 foram considerados moderadamente resistentes a *M. mayaguensis*. Para *M. ethiopica*, foram encontrados três genótipos altamente resistentes ('NB-7361', 'GNX-1020' e 'GNX-3010') e cinco moderadamente resistentes. De todos os genótipos de milho avaliados, apenas os híbridos NB-7361, GNX-1020 e GNX-3010 mostraram-se altamente resistentes aos dois nematoides.

#### **1.4. Espécies de *Pratylenchus* e suas implicações para as culturas de milho e sorgo**

O táxon *Pratylenchus* foi estabelecido por Filipjev em 1936. No entanto, *Tylenchus pratensis* descrito por De Man em 1880 constituiu a primeira descrição erroneamente determinada neste gênero. Também, foram anteriormente denominados de nematoides dos prados, pelo fato de *P. pratensis* ter sido encontrada em prados, conforme menção de JENKINS & TAYLOR (1967).

A capacidade de reprodução desses agentes, em geral é mais baixa que a das espécies de *Meloidogyne*. Com efeito, *Pratylenchus* spp. são monodelfas, enquanto *Meloidogyne* spp. são didelfas (MOENS & PERRY, 2009).

As fêmeas de *Pratylenchus* spp. depositam seus ovos dentro dos tecidos das plantas atacadas ou no solo. Todos os estádios se alimentam no córtex das raízes e, em razão do aumento da população e da migração inter e intracelular nos tecidos corticais ocorre a morte celular produzindo lesões necróticas. Daí o nome comum de nematoides das lesões radiculares. Além disso, como são nematoides migradores não formam sítios de alimentação permanentes como as espécies de *Meloidogyne*, mas se

alimentam enquanto migram, entre ou dentro das células do hospedeiro (MOENS & PERRY, 2009).

No grupo são encontradas espécies as quais exibem considerada abundância de machos e espécies partenogenéticas nas quais os machos são raros a exemplo de *P. brachyurus* e *P. zae* (LORDELLO, 1992).

Geralmente as raízes dos cereais infectadas por nematoides das lesões radiculares exibem necrose, com descamação do córtex e das células da epiderme. Sob severa infecção, há redução do sistema radicular, tanto em comprimento quanto na massa de radículas. Os sintomas na parte aérea podem não ser visíveis, mas as plantas podem mostrar redução no vigor, crescimento desuniforme no campo além de sintomas de deficiência de nutrientes particularmente uma combinação de nitrogênio e fósforo, evidenciada pelo amarelecimento das folhas mais velhas. A absorção de água e nutrientes é comprometida acarretando em perda de rendimento (CASTILLO & VOLVAS, 2007).

As espécies de *Pratylenchus* Filipjev são consideradas o segundo grupo de nematoides de maior importância econômica logo após os nematoides de galha *Meloidogyne* Goeldi (CASTILLO & VOLVAS, 2007). No Brasil ocorrem seis espécies, a saber, *P. brachyurus*, *P. zae*, *P. vulnus* Allen & Jensen, *P. coffeae*, *P. penetrans*, *P. jaehni* Inserra et al., que podem ser encontradas causando danos em diversas culturas (GONZAGA & SANTOS, 2010). Dentre estes *P. brachyurus* e *P. zae* são apontadas como as espécies mais importantes para a cultura do milho no Brasil (GOULART, 2008).

A primeira espécie registrada no País foi *P. brachyurus*, uma das mais distribuídas e altamente polífaga, que causa danos a culturas como batata (*Solanum tuberosum* L.), soja (*Glycines Max* (L.) Merr.), algodão (*Gossypium hirsutum* L.), milho, sorgo, entre outras (LORDELLO, 1992). Com efeito, este nematoide é atualmente o mais comum nas lavouras de soja no Mato Grosso. É encontrado com frequência de 96%, valor muito superior a *H. glycines* que ocupa o segundo lugar com 35% (APROSMAT, 2011). Outros estudos demonstram que em diversas regiões produtoras



estes nematoides também são encontrados com frequências elevadas variando de 79 a 94% nas amostras (SILVA et al.,2003; ASMUS, 2004).

De acordo com GEORGI et al. (1983) e LORDELLO et al. (1985) existe variabilidade genética em milho quanto à resistência a *Pratylenchus* spp. o que possibilita o emprego de genótipos resistentes como método de controle.

Em estudos conduzidos por LORDELLO et al. (1985), avaliando vinte híbridos de milho em campo infestado com *P. zaeae* (79%) e *P. brachyurus* (21%), conseguiram discriminar os materiais em três categorias, quanto a sua resistência. O material 'Perola Piracicaba', foi o mais suscetível, e o 'IAC-1 XVIII', foi o mais resistente. Segundo estes autores, a menor multiplicação desses parasitos nas raízes de alguns genótipos tem controle genético. Os materiais resistentes foram: 'IAC-1 XVIII', 'IAC Hs 1228', 'IAC Maya XIX', 'IAC Phoenyx 1918', 'Guarani' e 'Palha Roxa'; os intermediários foram: 'IAC-1 VII', 'Composto Duro', 'Thay Composite', 'IAC Hmd 7974', 'IAC PB', 'IAC DMR', 'IAC Maya VIII' e 'IAC Maya' x 'Zapalote'; já os suscetíveis foram: 'IAC Hs 7777', 'Suwan MII Hsl', 'South American Mushroom', 'IAC Maya Latente', 'IAC Hs 1227' e 'Pérola Piracicaba'.

INOMOTO et al. (2006), avaliaram o efeito de dez espécies ou híbridos utilizados como coberturas vegetais sobre a população do nematoide das lesões *P. brachyurus*. Amaranto granífero (*Amaranthus cruentus*) 'BRS Alegria'; aveia preta (*Avena strigosa*) 'Comum' e 'Campeira Mor'; Girassol (*Helianthus annuus*) "IAC Uruguai"; Milheto (*Pennisetum glaucum*) 'BRS 1501' e 'BN2'; Nabo forrageiro (*Raphanus sativus* var. *oleiferus*) 'Comum'; Quenaf (*Hibiscus cannabinus*); Quinoa (*Chenopodium quinoa*) 'BRS Piabiru'; Sorgo forrageiro (*Sorghum bicolor* x *S. sudanense*) 'BRS 800'; Sorgo (*Sorghum bicolor*) duplo propósito (forrageiro e silageiro) 'IPA 7301011'; e Tef (*Eragrostis tef*). Os sorgos 'IPA 7301011' e 'BRS 800' foram as coberturas mais suscetíveis a *P. brachyurus*, (FR>3), enquanto amaranto granífero 'BRS Alegria' e Quinoa 'BRS Piabiru' foram as mais resistentes (FR<1). Segundo os autores o sorgo deve ser evitado em áreas infestadas por *P. brachyurus*, enquanto amaranto granífero e quinoa, não.

ANDRADE (2010) avaliou em sua tese 18 linhagens e híbridos comerciais de milho (BRS 1015 e BRS 3025) e observaram que a maioria foi resistente a *P. brachyurus* e *P. zea*. A avaliação do fator de reprodução mostrou que das plantas inoculadas com *P. brachyurus*, apenas a linhagem 521550 foi considerada suscetível, enquanto que para *P. zea* os acessos 521162, 262841-1-4-1, 521550 e BRS 3025 foram suscetíveis.

Conhecendo-se a herança da resistência, é possível empregar as variedades em programas de melhoramento sendo de extrema importância estudos como o de SAWASAKI et al. (1987). Com efeito, esses pesquisadores avaliaram a linhagem Col 2(22), considerada como resistente, e a Ip 48-5-3, como suscetível, mais as gerações F1, F2 e retrocruzamentos com o objetivo de obter informações sobre a herança genética da resistência. Esse experimento foi conduzido a campo, em área infestada com *P. zea* (76%) e *P. brachyurus* (24%). Os resultados mostraram que a diferença observada quanto à resistência entre a linhagem Col 2(22) e Ip 48-5-3 é provavelmente por dois pares de genes dominantes de efeitos genéticos aditivos. As herdabilidades no sentido amplo e restrito foram altas, respectivamente 82 e 80,8%.

### **1.5. Nematoides e Fotossíntese**

Modificações no sistema radical das plantas atacadas por nematoides podem afetar de forma direta ou indireta muitos dos mais importantes processos fisiológicos, incluindo respiração, fotossíntese, relação hídrica e equilíbrio hormonal. A mensuração de taxas fotossintéticas pode ajudar a entender os mecanismos fisiológicos que permeiam a interação planta-nematoide-ambiente (MELAKEBERHAN, 2004).

Sabe-se que pode ocorrer comprometimento da atividade fotossintética da planta após infecção por *Meloidogyne* spp. (HUSSEY, 1985; MELAKEBERHAN et al., 1985). Outros nematoides também podem afetar a taxa fotossintética das plantas (SCHANS, 1991; MELAKERBEHAN, 1999).

Todavia, estudos de efeitos na fotossíntese associados à nematoides migradores como *Pratylenchus* spp. ainda são muito escassos. Na literatura encontra-se o trabalho de ROTENBERG et al. (2004) que avaliaram a interação de *P. penetrans* e *Verticillium dahliae* em batata, através da mensuração das taxas fotossintéticas. Os autores observaram que *P. penetrans* sozinho bem como *V. dahliae*, não interferem de modo significativo na fotossíntese. No entanto, podem ter efeito sinérgico quando juntos. Além deste trabalho, encontra-se o de KUBO et al. (2003) que avaliando a patogenicidade de dois isolados de *P. coffeae* sobre plântulas de cafeeiro cv. Mundo Novo observaram que houve a redução fotossintética ocasionada por ambos.

### **1.6. Rotação de culturas, resistência varietal e manejo**

Um dos métodos de controle de fitonematoides mais recomendados tanto para culturas anuais quanto para culturas perenes de ciclo curto é a rotação de culturas (HALBRENDT & LaMONDIA, 2004). Quando se tem um bom planejamento seqüencial de plantas a serem utilizadas no esquema de rotação, os níveis populacionais dos nematoides podem ser reduzidos abaixo do limiar de dano econômico (FERRAZ et al., 1999; HALBRENDT & LaMONDIA, 2004). Também é importante salientar que quanto maior o tempo entre o cultivo de plantas suscetíveis, mais efetivos será o controle deste patógeno (FERRAZ et al. 2010).

Outro fator a ser considerado é quanto ao conhecimento das espécies presentes na área, pois muitas vezes o manejo de uma pode favorecer a multiplicação de outra. Por exemplo, o plantio de milho em áreas cultivadas principalmente com soja, pode ser recomendado para controle de *Heterodera glycines*, *Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira (1940), e ainda de *Meloidogyne* spp., dependendo do nível de resistência do genótipo. Contudo, essa Poacea pode permitir a multiplicação de *P. brachyurus*, um dos principais nematoides da atualidade (FERRAZ et al., 2010).

O emprego de cultivares resistentes quando disponível, além de não permitir o aumento de determinadas espécies de nematoides, possibilita que o produtor tenha um

retorno financeiro, que em muitos casos o plantio de outras não oferece (FERRAZ et al., 2010).

Nas últimas décadas, a resistência e a tolerância tem tido uma crescente importância como estratégias de controle (MOENS & PERRY, 2009). A resistência de plantas tem sido reportada como um dos métodos de manejo mais efetivos contra nematoides, ainda mais quando aliada a tolerância, pois a cultura pode ter alto rendimento mesmo em solo infestado (STARR et al., 2002). Em nematologia a resistência é definida como resultante dos efeitos de genes do hospedeiro que restringem ou previnem a multiplicação do nematoide. Já a tolerância é independente da resistência e está relacionada à habilidade da planta hospedeira em suportar ou se recuperar dos efeitos danosos ocasionados pelo ataque dos nematoides (TRUDGIL, 1991).

Devido ao aumento populacional dos nematoides nas lavouras o uso permanente de várias táticas de manejo é de extrema importância. Uma vez instalados na área é necessário que o produtor saiba como conviver com este problema sem incorrer em prejuízo econômico (FERRAZ et al., 2010). Contudo, uma única estratégia raramente permite um manejo sustentável dos problemas causados por nematoides (VIAENE et al., 2006). Uma tática bem sucedida para o manejo destes agentes virá da combinação de uma série de componentes, que juntos são mais eficazes e resultam em maiores benefícios econômicos (MOENS & PERRY, 2009).

### 1.7. Objetivos

- Avaliar comparativamente a alteração da taxa fotossintética e a tolerância de genótipos de milho em relação a *P. brachyurus* e *P. zea* em condições de casa de vegetação.
- Avaliar a resistência de genótipos de milho e sorgo a *P. brachyurus* e *P. zea*.

- Avaliar a resistência de genótipos de milho e sorgo a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii* em condições de casa de vegetação.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, V.F.; CAMPOS, V.P. Reprodutividade de *Meloidogyne exigua* em plantas antagonistas e em culturas de interesse econômico. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.15, n.1, p.24-29, 1991.
- ANDRADE, E.P.de. **Caracterização molecular de espécies de *Pratylenchus* que ocorrem no Brasil e a reação de acessos de milho a *P. zae* e a *P. brachyurus***. 2010. 82f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília.
- APROSMAT. **Notícias**. 2011. Disponível em: < <http://aprosmat.com.br/2011/?p=2277>>. Acesso em: 20 dez. 2011.
- ASMUS, G. L. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em algodoeiro no Estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p. 77-86, 2004.
- ASMUS, G.L.; FERRAZ, L.C.C.B.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. Alterações anatômicas em raízes de milho (*Zea mays* L.) parasitadas por *Meloidogyne javanica*. **Nematropica**, Auburn, v. 30,n.1, p. 33-39, 2000.
- ASMUS, G.L.; ANDRADE, P.J.M. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em cultivares de milho. **Nematologia Brasileira**, Pelotas, v.21, n.2, p.39-47, 1997.
- BALDWIN, J.G.; BARKER, K.R. Histopathology of corn hybrids infected with root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. **Phytopathology**, Saint Paul, v.60, p. 1195-1198, 1970.
- BARBOSA, B.F.F.; SOARES, P.L.M.; BARBOSA, J.C.; SANTOS, J.M. Fator de reprodução de *Meloidogyne incognita* em sete híbridos de milho (*Zea mays*). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 30, n. 1, p. 119, 2006.

- BARKER, K. R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAM, G.L. **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy, Inc., 1998. 771p.
- BIRD, G. The nematodes that attack corn and how they do their damage. In: MIDWEST CORN NEMATODE CONFERENCE, n.1, 1978, Springfield. **Proceedings...** Springfield: F M C Corporation, 1978. p. 13-26.
- BRITO, J.A.; ANTONIO, H. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.14, p.7-8, 1990.
- CAMPOS, H.D.; ROCHA, M.R. Reação de genótipo de Milho (*Zea mays* L.) aos nematoides de galha *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 29, n.2, p.13-17, 1999.
- CAMPOS, V.P. Doenças causadas por nematoides. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte v.11, p.21-28. 1985.
- CARNEIRO, R.G.; MORITZ, M.P.; MÔNACO, A.P.A.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 31, n.2, p. 9-13, 2007.
- CASTILLO, P.; VOLVAS, N. (Eds). **Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management**: Nematology monographs and perspectives. 6.ed. Leiden: BRILL. 2007.529p.
- CEPEA. **Indicador de Preços do MILHO ESALQ**. 2011. Disponível em: <<http://www.cepea.org.br/indicador/?file=milho>>. Acesso em: 23 dez. 2011.
- CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y.; DICKSON, D.W. **Nematology**: Nematode Management and Utilization. Wallingford: CABI PUBLISHING, 2004. v.2.1234p.
- CONAB. **Acompanhamento da safra brasileira**: grãos, décimo segundo levantamento. Brasília: CONAB, 2011. 39p. Disponível em: <[http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/11\\_09\\_19\\_09\\_49\\_47\\_boletim\\_setembro-2011..pdf](http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/11_09_19_09_49_47_boletim_setembro-2011..pdf)>.

COSTA, R.V.; CASELA, C.R.; COTA, L.V. **Sistemas de produção**, 2 ISSN 1679-012X Versão eletrônica. 5<sup>o</sup> ed. 2009. Disponível em: < [http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Milho/CultivodoMilho\\_5ed/doencas.htm](http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Milho/CultivodoMilho_5ed/doencas.htm)>. Acesso em: 12 mai.2011.

DAVIS, R.F.; TIMPER, P. Resistance in Selected Corn Hybrids to *Meloidogyne arenaria* and *M. incognita*. **Journal of Nematology**, Raleigh, v.32, p.633-640, 2000.

DE WAELE, D., McDONALD, A.H. Diseases caused by nematodes. In: FREDERIKSEN, R.A., ODVODY, G.N. (Eds.). **Compendium of sorghum diseases**. 2.ed. Saint Paul: American Phytopathological Society, 2000. p. 50-53.

DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.2, p. 98-105, 2010.

DUARTE, A.P.; LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAZAKI, E.; KANTHACK, R.A. Comportamento de cultivares de milho em área infestada por *Pratylenchus* spp. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.18, n. 1-2, p. 5-6, 1994.

FAO. **Statistics**. Disponível em: < <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>>. Acesso em: 22 mar. 2011

FERRAZ, L.C.C.B. Gênero *Pratylenchus* – os nematoides das lesões radiculares. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v.7, p.157-195, 1999.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa: Editora UFV, 2010. 304p.

FORNASIERI FILHO, D. **Manual da cultura do milho**. Jaboticabal: Funep, 2007. 273p.

FRANCISCO, A.; SILVA, J.F.V.; DIAS, W.P.; MEIRELES, W.F.; TEIXEIRA, F.F.; RIBEIRO, N.R. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne incognita*, raça 3 e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 109-110, 2005.

GALLAHER, R.N.; MCSORLEY, R.; DICKSON, D.W. Nematode densities associated with corn and sorghum cropping system in Florida. **Supplement to the Journal of Nematology**, Lakeland, v.23, p. 668-672, 1991.

GEORGI, L.; FERRIS, J.M.; FERRIS, V.R. Population development of *Pratylenchus hexincisus* in eight corn inbreds. **Journal of Nematology**, Raleigh, v.15, n.2, p.243-252, 1983.

GONZAGA, V.; SANTOS, J. M. Estudo comparativo da multiplicação In vitro de seis espécies de *Pratylenchus* em cilindros de cenoura. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n.4, 2010.

GOULART, A.M.C. **Aspéctos gerais sobre os nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008, 30p.

HALBRENDT, J.M.; LaMONDIA, J.A. Crop rotation and other cultural practices. In: CHEN, Z.X., CHEN, S.Y., DICKSON, D.W. **Nematology: Nematode Management and Utilization**. Wallingford: CABI PUblishing, 2004. v.2. p. 909-930.

INOMOTO, M.M.; ANTEDOMÊNICO, S.R.; SANTOS, V.P.; SILVA, R.A.; ALMEIDA, G.C. Avaliação em casa de vegetação do uso de sorgo milheto e crotalária no manejo de *Meloidogyne javanica*. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.33, n.2 , p. 125-129, 2008.

INOMOTO, M.M.; MOTTA, L.C.C.; MACHADO, A.C.Z.; SAZAKI, C.S.S. Reação de dez coberturas vegetais a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.2, p.151-157, 2006.

JENKINS, W.R.; TAYLOR, D.P. **Plant Nematology**. 1. ed. Nova Iorque: Renholdi Publishing Corporation, 1967. 270p.

JEPSON, S.B. **Identification of Root-Knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Wallinford (U.K.): CAB International 1987



KOLLO, I.A. Plant-parasitic nematodes of sorghum and pearl millet: emphasis on Africa. In: LESLIE, J.F.(Ed.). **Sorghum and Millets diseases**. Iwoa: Iwoa State University Press, 2002. p. 259-266.

KRISHNAMURTHY, G.V.G; ELIAS, N.A. Host range of *Meloidogyne incognita* causing root-knot on tobacco in Hunsur. **Indian Phytopathology**, New Delhi, n.3, v.20, p. 274-277, 1967.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAZAKI, E.; MARTINS, A.L.M. Avaliação da resistência de cultivares de milho a *Pratylenchus* spp. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.1-2, 1989.

LORDELLO, A.I.L; LORDELLO, R.R.A.; SAWASAKI, E. Avaliação da resistência de Milho a *Meloidogyne incognita* e a *M. arenaria*. **Nematologia Brasileira**, Campinas, v.18, p.93-105, 1994.

LORDELLO, A.I.L; LORDELLO, R.R.A.; SAWASAKI, E. Resistência de milho a *Meloidogyne javanica* . **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.71-79, 1989.

LORDELLO, L.G.E. **Nematoides das plantas cultivadas**. 8. ed. São Paulo: Nobel, 1992. 314p.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E. Avaliação da resistência de milho a *Meloidogyne incognita* raça 3. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v.27, p. 86-88, 2001.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E.; TREVIISAN, W.L. Nematóide das galhas danifica lavoura de milho em Goiás. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.10, p. 145-149, 1986.

LORDELLO, R.R.A.; SAWAZAKI, E. LORDELLO, A.I.L.; ALOISI-SOBRINHO, J. Controle de *Pratylenchus* spp. em milho com nematicidas sistêmicos e com torta de mamona. **Sociedade Brasileira de Nematologia**, Piracicaba, v.7, p.241-250, 1983.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E.; ALOISI-SOBRINHO, J. Reação de genótipos de milho a *Pratylenchus* spp. em campo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.9, p. 163-173, 1985.

LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2<sup>nd</sup>. ed. Wallingford: CABI Publishing, 2005. 877p.

MANZANILLA-LÓPEZ, R.H.; EVANS, K.; BRIDGE, J. Plant diseases caused by nematodes. In: CHEN, Z.X., CHEN, S.Y., DICKSON, D.W. **Nematology: Nematode Management and Utilization**. Wallingford: CABI Publishing, 2004. p.637-716.

MANZOTTE, U.; DIAS, W.P.; MENDES, M.L.; SILVA, J.F.V.; GOMES, J. Reação de Híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.26, n.1, p.105-108, 2002.

MAQBOOL, M.A. Occurrence of eighth cyst nematodes on some agricultural crops in Pakistan. **Journal of Science**, Pakistan, v.8, p.103-108, 1980.

MAQBOOL, M.A. Occurrence of root-knot and cyst nematode in Pakistan. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v.9, p.211-212, 1981.

McDONALD, A.H.; NICOL, J.M. Nematode Parasites of Cereals. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 2005. p.131-192.

MOENS, M.; PERRY, R.N. Migratory plant endoparasitic nematodes: A group rich in contrasts and divergence. **Annual Review of Phytopathology**, Palo alto, v. 47, n.3, p.313-332, 2009.

MORITZ, M.P.; SIMÃO, G.; CARNEIRO, R.G. Reação de genótipos de milho às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incognita* e a *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.27, n.2, p.211-214, 2003.

MOTALAOTE, B.; STARR, J.L. FREDERICKSON, R.A., MILLER, F.R. Host status and susceptibility of sorghum to *Pratylenchus* species. **Revue de Nématologie**, Paris, v.10, p. 81-86, 1987.

OOSTEMBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Med. Landbouwhogeschool**, Wagenigen, v.66, p.3-46, 1966.

PINTO, N.F.J.A. **Comunicado técnico 84**: Doenças de Sorgo causadas por nematoides. Sete lagoas: EMBRAPA, 2003. 3p.

PRASAD, J.S.; SESHU REDDY, K.V.; SOKORA, R.A. Hosts of the banana root-lesion nematode, *Pratylenchus goodeyi* in East Africa. **Nematologia Mediterrânea**, Italy, v.23, p. 253-254, 1995.

RIBAS, P.M. **Cultivo do Sorgo**: Importância econômica. Sistemas de Produção, 2, ISSN 1679-012X, Versão Eletrônica, 5<sup>a</sup> edição, Set./2009 Disponível em: <<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Sorgo/CultivodoSorgo/importancia.htm>>. Acesso em: 11 jun. 2010.

RIBEIRO, N.R.; SILVA, J.F.V.; MEIRELLES, W.F.; CRAVEIRO, A.G.; PARENTONI, S.N.; SANTOS, F.G. Avaliação da resistência de genótipos de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* raça 3 . **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v.1, n.3, p.102-106, 2002.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the hole of the society. In: VEEH, J.A.; DICKSON, D.W. **Vistas on nematology**. Hyattsville: E.O. Painter Printing Co. 1987. p. 7-14.

SAWAZAKI, E.; LORDELLO, A.I.L, LORDELLO, R.R.A. Herança da resistência de milho a *Pratylenchus* spp. **Bragantia**, Campinas, v.46, n.1, p.27-33, 1987.

SHARMA, S.B.; McDONALD, D. Global status of nematode problems of grainnut, pigeonpea, chickpea, sorghum and pearl millet, and suggestions for future work. **Crop protection**, Guildford, v.9, p.453-458. 1990.

SHEWALE, S.D. **Studies in the enzymatic depolymerisation of natural polisaccharides**. 2008. 268f. Thesis (Ph.D. Degree in Chemical Engineering) – University of Mumbai, Mutunga, 2008.

SILVA, R.A.; SERRANO, M.A.S.; GOMES, A.C.; BORGES, D.C.; SOUZA, A.A.S.; ASMUS, G.L.; INOMOTO, M.M. Ocorrência de *Pratylenchus brchyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.29, n.3, p. 337, 2003.

SMITH, C, W.; FREDERIKSEN, R. A. Eds. **Sorghum: Origin, History, Technology, and Production**. Wiley: New york, 2000. 824p.

STARR, J.L.; BRIDGE, J.; COOK, R. Resistance to plant parasitic nematodes: History, current use an future potencial. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant resistance to parasitic nematodes**. New York: CABI Publishing. 2002. p. 1-22

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

USDA. **Corn area, yield and production**. Disponível em: <<http://www.fas.usda.gov/psdonline/psdreport.aspx?hidReportRetrievalName=BVS&hidReportRetrievalID=884&hidReportRetrievalTemplateID=1>> Acesso em: 19 abr. 2011.

VIAENE, N.; COYNE, D.L.; KERRY, B.R. Biological and cultural management. In: PERRY, R.N.; MOENS, M. (Ed). **Plant Nematology**, Wallingford: CABI, 2006, p. 346-369.

WILCKEN, S. R. S.; FUKAZAWA, R.M.; ROSA, J.M.O.; JESUS, A.M., BICUDO, S.J. Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica* em genótipos de milho em condições de casa de vegetação. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.1, p.35-38, 2006.

WINDHAN, G.L. Corn. In: BARKER, K.R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAN, G.L. **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy, Inc., 1998. p. 335-357.

WINDHAN, G.L.; WILLIAMS, W.P. Resistance of maize inbreds to *Meloidogyne incognita* and *M arenaria*. **Plant Disease**, Saint Paul, v.72, n.1, p.67-69, 1988.

## **CAPÍTULO 2 - RESISTÊNCIA DE GENÓTIPOS DE MILHO A DUAS ESPÉCIES DE *Pratylenchus* FILIPJEV E ESTUDO COMPARATIVO DA INFLUÊNCIA DESSES NEMATÓIDES SOBRE VARIÁVEIS BIOMÉTRICAS E TAXA FOTOSINTÉTICA**

**RESUMO** - Os nematoides das lesões radiculares, *Pratylenchus* spp. outrora eram considerados os segundos em maior importância agrícola, porém, *P. brachyurus* nos últimos anos representa o nematoide de maior abundância nas lavouras do país, destacando-se também *P. zaeae*. No presente estudo foram avaliados os fatores de reprodução de *P. brachyurus* e *P. zaeae*, caracteres biométricos e mensuração da taxa fotossintética para os seguintes materiais de milho; BRS 1040, BRS 4103, GNZ 2005, IAC 8390 e IPR 119. O estudo foi desenvolvido em condições de casa de vegetação localizada no Departamento de Fitossanidade da UNESP-Campus de Jaboticabal, em delineamento experimental inteiramente casualizado contendo sete repetições. A taxa fotossintética foi mensurada utilizando-se o aparelho LI-6400®. O material BRS 1040 apresentou resistência a *P. brachyurus*, GNZ 2005 e IAC 8390 se comportaram como resistentes a ambos os nematoides. De forma geral todos os materiais foram tolerantes ao ataque destes, porém o material IPR 119 foi tido como intolerante apenas a *P. brachyurus*. Aos dez dias após inoculação foi possível verificar a redução fotossintética causada por ambos os nematoides em GNZ 2005 e IPR 119, porém *P. brachyurus* aos setenta dias após inoculação foi o mais agressivo.

**Palavras chave:** *Pratylenchus brachyurus*, *P.zaeae*, *Zea mays*, fotossíntese, agressividade.

### **1. Introdução**

As espécies de *Pratylenchus* Filipjev, também conhecidas como nematoides das lesões radiculares são consideradas o segundo grupo de nematoides de maior

importância econômica, logo após os nematoides de galha *Meloidogyne* Goeldi, (FERRAZ, 1999). As principais espécies de ocorrência no Brasil, a saber, *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. zaeae* Graham, *P. vulnus* Allen & Jensen, *P. coffeae* (Zimmermann) Goodey, *P. penetrans* (Cobb) Chitwood & Oteifa e *P. jaehni* Inserra et al., podem ser encontradas causando danos em diversas culturas (GONZAGA & SANTOS, 2010).

Os grupos mais importantes dos nematoides parasitas de plantas que se apresentam como limitantes para a cultura do milho no mundo são: os nematoides de galha *Meloidogyne* spp., os nematoides das lesões radiculares *Pratylenchus* spp., e os nematoides de cisto *Heterodera* spp. (McDONALD & NICOL, 2005). Dentre os nematoides das lesões, *P. brachyurus* e *P. zaeae* são apontadas como as espécies mais importantes para a cultura no Brasil (GOULART, 2008).

Estudos demonstram que *P. brachyurus* atualmente se encontra amplamente distribuído em diversas regiões produtoras com frequências elevadas nas amostras variando de 79 a 94% (SILVA et al., 2003; ASMUS, 2004). Este aumento expressivo dessa praga representa novidade e requer cuidados especiais, visto que informações sobre as relações entre esse nematóide e as grandes culturas são escassas (SILVA et al., 2003).

Frequentemente a cultura do milho tem sido indicada para compor sistemas de sucessão ou rotação de culturas com a soja e algodão, principalmente, com o intuito de reduzir ou minimizar os impactos gerados através do monocultivo, sobretudo o recrudescimento dos problemas fitossanitários, incluindo-se os causados por fitonematoides. Para tanto é essencial que as plantas utilizadas com esta finalidade sejam resistentes a fim de não aumentar ainda mais os danos à cultura posterior (FERRAZ et al., 2010).

A resistência de plantas tem sido reportada como um dos métodos de manejo mais efetivos contra nematoides, ainda mais quando aliada a tolerância, pois a cultura pode ter alto rendimento mesmo em solo infestado (STARR et al., 2002). A resistência é resultante dos efeitos de genes do hospedeiro que restringem ou previnem a multiplicação do nematóide. Já tolerância é independente da resistência e está

relacionada à habilidade da planta hospedeira em suportar ou se recuperar dos efeitos danosos ocasionados pelo ataque dos nematoides (TRUDGIL, 1991).

Modificações no sistema radical das plantas atacadas por nematoides podem afetar de forma direta ou indireta muitos dos mais importantes processos fisiológicos, incluindo respiração, fotossíntese, relação hídrica e equilíbrio hormonal. A mensuração de taxas fotossintéticas pode ajudar a entender os mecanismos fisiológicos que permeiam a interação planta-nematoide-ambiente (MELAKEBERHAN, 2004).

Sabe-se que pode ocorrer comprometimento da atividade fotossintética da planta após infecção por *Meloidogyne* spp. (HUSSEY, 1985; MELAKEBERHAN et al., 1985). Outros nematoides também podem afetar a taxa fotossintética das plantas (SCHANS, 1991; MELAKERBEHAN, 1999). Todavia, estudos de efeitos na fotossíntese associados à nematoides migradores como *Pratylenchus* spp. ainda são muito escassos. Também, ainda não foram conduzidos estudos comparativos da influência de diferentes espécies de *Pratylenchus* sobre as taxas fotossintéticas do milho. Na literatura encontra-se o trabalho de ROTENBERG et al. (2004) que avaliaram a interação de *P. penetrans* e *Verticillium dahliae* em batata, através da mensuração das taxas fotossintéticas. Os autores observaram que *P. penetrans* sozinho bem como *V. dahliae*, não interferem de modo significativo na fotossíntese. No entanto, podem ter efeito sinérgico quando juntos. Além deste trabalho, encontra-se o de KUBO et al. (2003) que avaliando a patogenicidade de dois isolados de *P. coffeae* sobre plântulas de cafeeiro cv. Mundo Novo observaram que houve a redução fotossintética ocasionada por ambos.

Em virtude do exposto o presente estudo teve como objetivos principais: a) avaliar comparativamente cinco genótipos de milho quanto à resistência e tolerância a *P. brachyurus* e *P. zaeae*, b) avaliar a influência de cada uma das espécies sobre a taxa fotossintética do milho.



## 2. Material e Métodos

Para o presente estudo cinco genótipos de milho foram utilizados no ensaio conduzido em condições de casa de vegetação, localizada no Departamento de Fitossanidade da Universidade Estadual Paulista 'Julio Mesquita Filho' Câmpus de Jaboticabal, entre 05 de janeiro e 04 de abril de 2011. Nesse período, a média das temperaturas mínimas e das máximas na casa de vegetação foram, respectivamente, 21,7°C e 28,5°C. Os genótipos de milho empregados foram: BRS1040 um híbrido simples (grãos amarelos), BRS 4103 uma variedade (grãos amarelos), GNZ 2005 um híbrido triplo (grãos amarelos), IAC 8390 um híbrido triplo (grãos amarelos) e IPR 119 um híbrido simples (grãos brancos). Desses, sabe-se que GNZ 2005 possui resistência a *P. brachyurus* (GENEZE, 2012).

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado contendo 21 tratamentos todos com sete repetições, distribuídos em esquema fatorial 7 x 3 (cinco materiais de milho mais duas testemunhas padrão de suscetibilidade e resistência x *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae* e uma Testemunha sem nematoide). Como padrão de suscetibilidade para *P. brachyurus* foi utilizado o material de soja TMG 115, e para *P. zaeae* o material de milho BRS 1030. Como padrão de resistência para ambos os nematoides foi utilizado a *Crotalaria spectabilis*.

### 2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo

O inóculo inicial de *P. brachyurus* (Figura 1) foi obtido de plantas de cana-de-açúcar de área comercial localizada no Município de Onda Verde – SP e foi mantido em casa de vegetação na mesma cultura. Já *P. zaeae* (Figura 2) foi obtido da mesma cultura, de amostras de raízes provenientes de área de produção localizada no município de Pacaembu – SP e foi prontamente utilizado para multiplicação *in vitro*. Os nematoides foram extraídos das raízes pela flotação centrífuga em solução de sacarose

com caulim (COOLEN & D'HERDE, 1972). A subpopulação de cada espécie foi identificada, com base na morfologia de fêmeas adultas, utilizando-se da chave dicotômica proposta por GONZAGA & SANTOS (2005). Dez fêmeas de cada espécie foram montadas em lâminas temporárias, para estudo morfológico ao microscópio fotônico. Foram documentadas através de fotomicrografia obtida em uma câmera Olympus DP 72 acoplada ao microscópio fotônico Olympus BX 50. A câmera estava ligada a um microcomputador e as imagens obtidas foram registradas com auxílio do software Image Pro-Plus 6.3 (Media Cybernetics, Inc.).

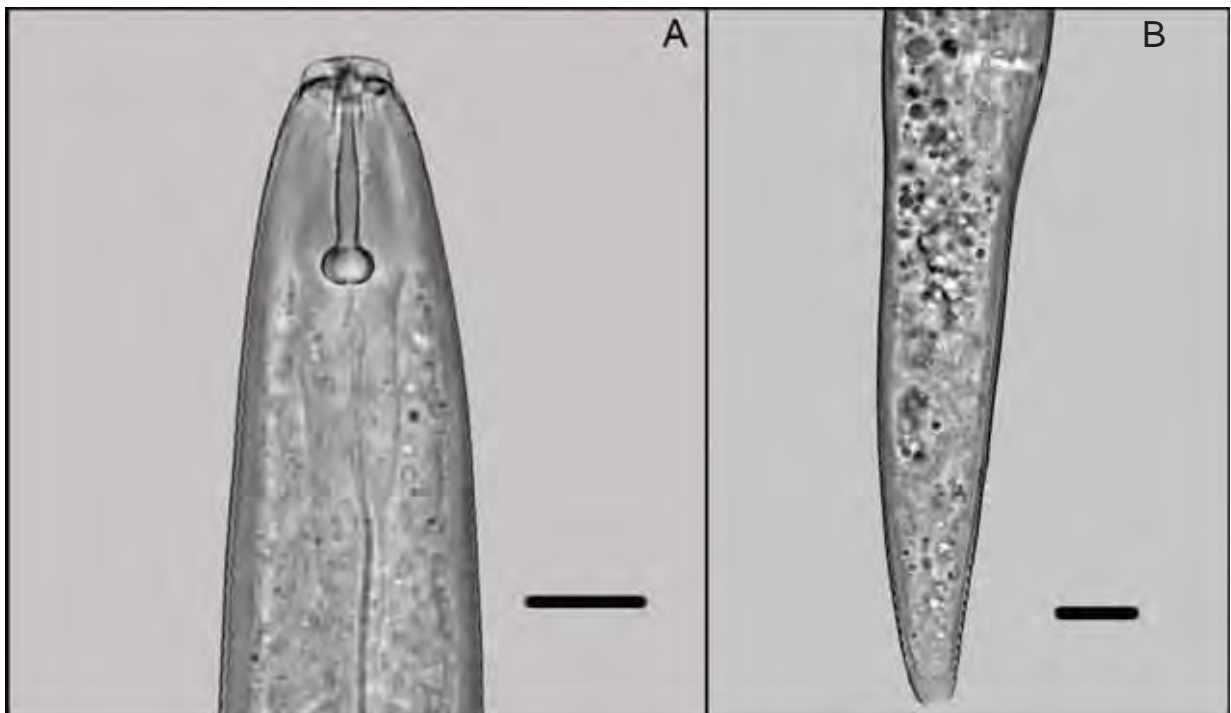


Figura 1. Principais características morfológicas de fêmeas de *Pratylenchus brachyurus* da subpopulação utilizada. A) Região labial com dois anéis apresentando angulosidade nas laterais, e nódulos basais do estilete arredondados. B) Vulva mais próxima a extremidade da cauda (V% em torno de 80) que em *P. zaei*. As barras representam 10 µm. Fonte: Vanessa dos Santos Paes.

Ambas as espécies foram multiplicadas *in vitro* em cilindros de cenoura para obtenção de subpopulações puras, de acordo com a técnica descrita por GONZAGA & SANTOS (2010) com pequenas modificações. Nesta técnica as cenouras são previamente imersas em hipoclorito de sódio a 0,05%, por 30 minutos, contido no

presente estudo a concentração utilizada foi de 0,5% por 40 minutos. Posteriormente, com uma faca flambada, as cenouras foram seccionadas em 3-4 segmentos de aproximadamente 4 cm de comprimento, e transferidos para câmara de fluxo laminar, onde foram mergulhados em álcool etílico comercial (92,8°), flambadas, e, com auxílio de um perfurador, também flambado, foram retirados os cilindros centrais (Figura 3). Individualmente, esses cilindros foram colocados em posição vertical, em vidros previamente vedados com papel alumínio, e autoclavados a 120° C e 1 atm de pressão, por 20 minutos.

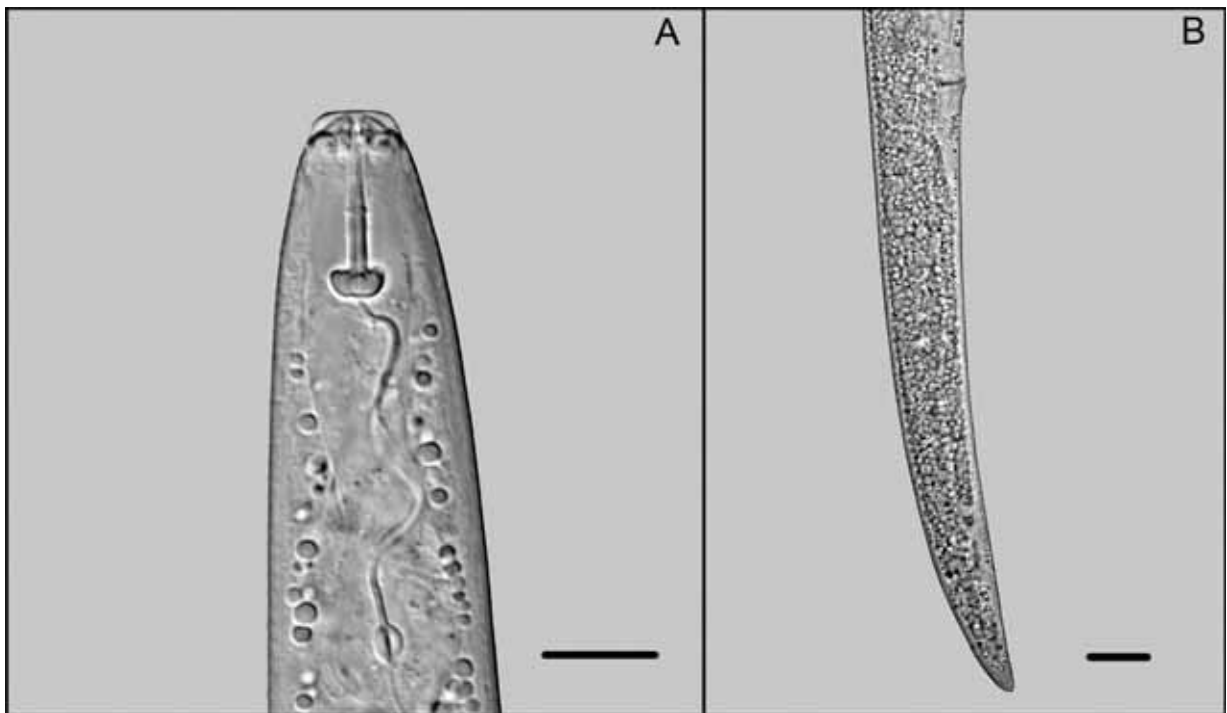


Figura 2. Principais características morfológicas de fêmeas de *Pratylenchus zae* da subpopulação utilizada. A) Região labial sem angulosidade apresentando três anéis, e nódulos basais do estilete achatados na parte superior. B) Vulva mais próxima da região mediana do corpo (V% em torno de 70) que em *P. brachyurus*. As barras representam 10 $\mu$ m. Fonte: Vanessa dos Santos Paes.

Em vidros do tipo BPI, contendo 200 $\mu$ L de água destilada e tween 80, na concentração de 2 gotas.L<sup>-1</sup>, previamente autoclavada a 120 °C e 1 atm de pressão por 30 minutos foram adicionados vinte indivíduos de cada espécie um a um. Os

nematoides foram axenizados em solução de ampicilina a 0,1% por 20 minutos. Posteriormente, o excesso da solução foi retirado e adicionou-se água destilada autoclavada + tween 80, sendo este último procedimento repetido três vezes. O tween 80 foi utilizado pois se verificou que muitos nematoides ficavam aderidos às paredes da ponteira, sendo essa mais uma modificação da técnica acima citada

Após a axenização os nematoides foram inoculados nos cilindros de cenoura, os quais foram mantidos em câmaras de crescimento do tipo B.O.D., à temperatura de  $25 \pm 1^\circ\text{C}$ , durante 150 dias. Decorrido este período, os nematoides foram extraídos pela técnica de COOLEN & D'HERDE (1972). A densidade da população foi estimada ao microscópio fotônico com auxílio da lâmina de Peters (SOUTHEY, 1970) e a suspensão obtida foi ajustada para 100 espécimes/mL.

## **2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e condução do ensaio**

Foram semeadas 30 sementes de cada genótipo de milho em células individuais de bandejas de poliestireno expandido, contendo um substrato orgânico comercial no dia 03 de janeiro de 2011.

Para a condução do ensaio foram utilizados vasos de cerâmica com capacidade de 6 litros contendo uma mistura de areia e terra na proporção de 2:1, previamente autoclavada por 1 hora a  $120^\circ\text{C}$  e 1 atm de pressão. No dia 20 de janeiro, dezoito dias após a germinação foram selecionadas sete plântulas de cada genótipo e removidas das células com o substrato aderido às raízes. No ato do transplante para os vasos de cerâmica foram inoculadas com 10 mL da suspensão de *P. brachyurus* ou *P. zea*, de acordo com o tratamento, contendo 100 espécimes/mL, diretamente sobre o sistema radical das plântulas, de modo a prover 1000 espécimes/planta.

As irrigações foram realizadas duas vezes ao dia através de um sistema semi-automático de gotejo (Figura 4). Também foram realizadas duas adubações de

cobertura sendo uma com NPK 20-5-20, aos 7 dias após transplântio e outra aos 40 dias com mono fosfato de amônio (MAP).



Figura 3. Acondicionamento dos cilindros de cenoura em vidros previamente autoclavados, utilizados para multiplicação *in vitro* de *Pratylenchus brachyurus* e *P. zae*.

### 2.3. Medição da taxa fotossintética

O aparelho utilizado para determinação da taxa fotossintética foi o LI- 6400 (Portable Photosynthesis System) da empresa LI-COR®, que emprega o princípio da troca de gases para mensurar as taxas fotossintéticas das plantas (Figura 5).



Figura 4. Aparelho LI – 6400 (Portable Photosynthesis System) da empresa LI-COR® empregado para medição da taxa fotossintética.

Dez dias após a inoculação dos nematoides foi realizada a primeira medição das taxas fotossintéticas. Para tanto foi tomada como referência a primeira folha expandida próxima ao cartucho para fins de padronização.

Uma segunda avaliação foi realizada com 70 dias após a inoculação (Figura 6). Dessa vez, utilizou-se para fins de padronização a folha superior e oposta à folha supridora da espiga. O início de ambas as avaliações se deu às 15 horas e foi realizada de forma inteiramente casualizada.



Figura 5. Esquema geral do experimento realizado em vasos com 6L de capacidade contendo como substrato uma mistura de areia e terra (2:1), previamente autoclavada e o sistema semi-automático de gotejo.

#### 2.4. Avaliação das variáveis biométricas

No dia 04 de abril, noventa dias após a inoculação, foram medidas as seguintes variáveis biométricas das plantas de milho; altura tomada do colo até a inserção da folha bandeira, diâmetro de colmo tomado entre o 1° e o 2° nó, massa fresca de parte aérea com espiga e massa fresca de parte aérea sem espiga.

As raízes foram etiquetadas e transportadas para o laboratório. A seguir, foi determinada a massa da matéria fresca de cada sistema radical e a extração de *Pratylenchus* spp. se deu pela técnica de COOLEN & D'HERDE (1972), sendo processado, individualmente, todo sistema radical de cada planta. Nas suspensões obtidas foram realizadas as contagens sob microscópio fotônico com auxílio de uma câmara de Peters. Então, foram estimadas as populações finais e fator de reprodução

[população final (Pf)/população inicial (Pi)], conforme OOSTENBRINK (1966). Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância e as medias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade com auxílio do software estatístico Sisvar (FERREIRA, 2008).



Figura 6. Plantas de milho aos 70 dias após inoculação dos nematoides, momento em que foi realizada a segunda avaliação das taxas fotossintéticas utilizando o aparelho LI-COR®.

### 3. Resultados e Discussão

A análise de variância pelo Teste F apontou diferença significativa a 1% de probabilidade entre os genótipos, nematoides e interação genótipo x nematoides, para as populações finais de *P. brachyurus* e de *P. zea* (Tabela 1).

Observaram-se diferenças significativas entre os padrões de suscetibilidade do inóculo e a *C. spectabilis*, empregada como padrão de resistência. Os genótipos GNZ



2005 e IAC 8390 foram os mais eficazes, pois reduziram, significativamente, as populações dos referidos nematoides, enquanto IPR 119 e BRS 4103 foram os que propiciaram as mais altas taxas de multiplicação de ambos, não tendo diferido entre si nem do genótipo BRS 1040 (Tabela 1).

Tabela 1. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae*. Jaboticabal –SP, 2011.

<b>Genótipo</b>	<b>PF</b>	
BRS 1040	1.010,93 <sup>2</sup>	bc <sup>1</sup>
BRS 4103	1.450,00	b
GNZ 2005	382,14	c
IAC 8390	574,93	c
IPR 119	1.480,00	b
<i>C. spectabilis</i>	83,31	d
Padões <sup>3</sup>	8.877,57	a
Teste F	23,77**	
<b>Tratamentos</b>		
<i>P. brachyurus</i>	900,80	b
<i>P. zaeae</i>	3,052,53	a
Teste F	4,22**	
<b>Teste F (G x T)</b>	3,09**	
<b>CV</b>	10,75	

<sup>1</sup>Médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

<sup>2</sup> Médias de dados transformados em  $\log x+5$ , <sup>3</sup> Padrões de Suscetibilidade: para *P. brachyurus* a soja TMG 115 e para *P. zaeae* o material de milho BRS 1030.

Os tratamentos com os nematoides também apresentaram diferença onde *P. zaeae* demonstrou maior multiplicação. ANDRADE (2010) também observou maior multiplicação de *P. zaeae* em relação a *P. brachyurus* em milho. De acordo com OLOWE & CORBETT (1976) a dominância de *P. zaeae* sobre *P. brachyurus* pode ser atribuída ao seu maior potencial biótico.

Os materiais BRS 1040 e IAC 8390 bem como GNZ 2005 se comportaram como resistentes a *P. brachyurus*, uma vez que os fatores de reprodução foram menores que 1,0 sendo respectivamente 0,59, 0,49 e 0,33 (Tabela 2). IPR 119 e BRS 4103 foram suscetíveis, resultando em fatores de reprodução de 1,27 e 1,18 respectivamente. As comparações entre as médias do desdobramento para as populações finais confirmaram os resultados obtidos para FR, pois os materiais diferiram da Soja empregada como padrão de suscetibilidade. BARBOSA et al., (2007) avaliaram sete

híbridos de milho para verificar a reação frente a *P. brachyurus* e observaram que todos foram suscetíveis. Contudo, ANDRADE (2010) avaliou 18 linhagens e 2 híbridos (BRS 1055 e BRS 3025) de milho em condições de casa de vegetação, onde observou que a maioria dos materiais se comportou como resistente tanto a *P. brachyurus* quanto a *P. zaeae*.

A maior densidade de população de *P. brachyurus*/sistema radical foi encontrada na soja TMG 115, cujo FR foi de 2,47. INOMOTO et al., (2007) também avaliaram algumas poáceas e utilizaram a soja como padrão de suscetibilidade, tendo observado significativa reprodução de *P. brachyurus*. Resultados semelhantes foram descritos no trabalho de DIAS-ARIEIRA et al. (2008) onde a soja foi melhor hospedeira de *P. brachyurus* do que as poáceas avaliadas. Neste mesmo trabalho os autores obtiveram para o milho BR-106 um FR de 5,9, demonstrando hospedabilidade a *P. brachyurus*, como observado no presente estudo.

Tabela 2. Desdobramento das interações genótipo x nematoide para população final (PF) e reação de cinco materiais de milho quanto ao fator de reprodução (FR) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae* aos noventa dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipo	<i>P. brachyurus</i>			<i>P.zaeae</i>				
	PF <sup>1</sup>	Reação <sup>3</sup>	FR <sup>2</sup>	PF	Reação	FR		
BRS 1040	586,14	aABC	0.59	R	1435,71	bBCD	1.44	S
BRS 4103	1267,14	AA	1.27	S	1507,14	aD	1.51	S
GNZ 2005	328,57	AC	0.33	R	435,71	aB	0.44	R
IAC 8390	485,00	aBC	0.49	R	664,86	aBC	0.66	R
IPR 119	1183,33	aAB	1.18	S	1678,57	aCD	1.68	S
<i>C. spectabilis</i>	46,71	aD	0.05	R	108,00	aE	0.11	R
Padroes <sup>4</sup>	2468,67	AA	2.47	S	15537,71	bA	15.54	S

<sup>1</sup> População final; <sup>2</sup> Fator de reprodução = População final/População inicial; <sup>3</sup> Reação dos genótipos sendo R= resistente (FR<1); S= suscetível (FR≥1). <sup>4</sup> Padroes de suscetibilidade do inoculo: soja 'TMG 115' para *P. brachyurus* e milho 'BRS 1030', para *P. zaeae*. Letras iguais, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Como padrão de suscetibilidade ao inoculo para *P.zaeae*, foi utilizado o híbrido simples de milho BRS 1030, que resultou numa população muito elevada, cujo fator de reprodução fora de 15,54, significativamente superior aos demais materiais.

A *Crotalaria spectabilis* suprimiu a multiplicação de ambos os nematoides e proporcionou FR inferior aos demais materiais. De fato, essa espécie tem sido

reportada como má hospedeira de *Pratylenchus* spp. (INOMOTO et al., 2007; FERRAZ et al., 2010).

De acordo com INOMOTO et al. (2007) a variável FR apresenta consistência do ponto de vista do seu uso no manejo de nematoides, pois representa o efeito da planta hospedeira no aumento populacional ou na sua supressão. Neste contexto, os materiais avaliados no presente estudo que apresentaram resistência, ou seja, que exibiram FR inferior a 1,0 são de valorosa contribuição, pois podem compor sistemas de rotação e/ou sucessão com culturas hospedeiras das espécies de *Pratylenchus* em questão, a fim de minimizar os efeitos danosos destes nematoides.

Quando disponível, o emprego de genótipos resistentes têm outra vantagem, além de não permitir o aumento da densidade de população de determinadas espécies de nematoides, esses possibilitam que o produtor tenha um retorno financeiro visto que em muitos casos o plantio de outras culturas com esse propósito não oferece (FERRAZ et al., 2010). Como afirma JOHNSON (1985), a cultura precedente, utilizada em rotação, deve suprimir a multiplicação de alguns nematoides-chave sem proporcionar aumento da população de outros que porventura possam causar danos futuros. Neste sentido, a recomendação do material BRS 1040 deve ser cautelosa visto que esse foi resistente a *P. brachyurus*, mas suscetível a *P. zaeae*, não sendo, portanto, recomendado para áreas onde ambas espécies ocorrem.

Os tratamentos relativos a *P. brachyurus*, *P. zaeae* e a Testemunha (genótipos sem nematoides) não apresentaram diferença estatística significativa para nenhum dos caracteres biométricos considerados (Tabela 3). Porém, quando se trata dos genótipos, podem-se observar diferenças significativas entre eles. Naturalmente, parte dessas variações nos caracteres biométricos considerados é intrínseca de cada genótipo. Portanto, as diferenças de cada genótipo inoculado com a sua respectiva testemunha não inoculada, demonstradas nos desdobramentos, são mais esclarecedoras na maioria dos casos.

Como as interações genótipo x tratamento foram significativas para maioria das variáveis não o sendo somente para massa fresca de planta e diâmetro de colmo, pode-

se afirmar que os nematoides interferem no desenvolvimento dos genótipos de milho utilizados no ensaio.

O genótipo IPR 119 diferiu estatisticamente entre os tratamentos e em *P. brachyurus* assumiu menor média, de forma que as reduções nos valores da variável considerada foram de aproximadamente 28%, em relação à testemunha. A comparação entre *P. zaeae* e sua Testemunha, para esse genótipo, não apresentou diferença estatística significativa (Tabela 4).

Tabela 3. Análise de variância e teste de comparação de médias dos caracteres biométricos de cinco materiais de milho avaliados em ensaio conduzido em casa de vegetação em função dos nematoides das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae*. Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipo	AP		DC		MFP		MFPcE		MFR	
BRS 1040	117,48	a	12,93	a	83,31	ab	112,14	b	184,14	a
BRS 4103	95,69	b	12,43	a	66,23	b	102,60	b	148,52	ab
GNZ 2005	99,01	b	13,04	a	74,64	ab	117,16	ab	139,36	ab
IAC 8390	115,41	a	13,97	a	88,37	a	142,53	a	168,53	ab
IPR 119	102,79	ab	9,15	b	68,93	b	100,63	b	129,69	b
Teste F	5,97**		21,63**		3,98*		6,33**		2,95*	
dms (5%)	15,82		1,58		18,73		26,32		50,65	
<b>Tratamentos</b>										
<i>P. brachyurus</i>	104,43	a	11,93	a	74,83	a	108,25	a	157,74	a
<i>P. zaeae</i>	108,07	a	12,40	a	78,47	a	123,47	a	155,69	a
Testemunha	105,73	a	12,54	a	75,60	a	113,31	a	148,72	a
Teste F	0,35 <sup>ns</sup>		1,03 <sup>ns</sup>		0,27 <sup>ns</sup>		2,24 <sup>ns</sup>		0,23 <sup>ns</sup>	
dms (5%)	10,49		1,05		12,42		17,45		32,47	
<b>Teste F (G x T)</b>	2,46*		2,02 <sup>ns</sup>		1,66 <sup>ns</sup>		2,38*		2,71*	
<b>CV</b>	17,36		15,04		29,39		26,32		33,59	

AP=altura de planta, DC=diâmetro do colmo, MFP=massa fresca de planta, MFPcE=massa fresca de planta com espiga, MFR=massa fresca de raízes. Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo testes de Tukey a 5% de probabilidade. \*Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F; \*\* Significativo a 1% pelo mesmo teste. <sup>ns</sup> Não significativo.

Houve diferença significativa dos genótipos dentro de cada tratamento. Em *P. brachyurus*, IPR 119 diferiu dos demais exibindo a menor média, embora não tenha diferido do genótipo BRS 4103. Já em *P. zaeae*, apesar de haver significância pelo teste F a 5% de probabilidade, a comparação das médias pelo Teste de Tukey, no mesmo nível de significância, não revelou diferença significativa. Na testemunha, BRS 1040 exibiu a maior média diferindo estatisticamente apenas de BRS 4103. Esse genótipo, por sua vez, não diferiu dos demais (Tabela 4).

Tabela 4. Desdobramento das interações entre cultivares de milho e os tratamentos compostos por *Pratylenchus brachyurus*, *P. zae* e testemunha não inoculada para altura da planta (cm). Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipo	<i>P. brachyurus</i>	<i>P. zae</i>	Testemunha	Teste F
<b>BRS 1040</b>	116,18 aA	118,12 aA	118,13 aA	0,03 <sup>ns</sup>
<b>BRS 4103</b>	100,89 aAB	96,24 aA	89,92 aB	0,62 <sup>ns</sup>
<b>GNZ 2005</b>	110,14 aA	92,67 aA	94,23 aAB	1,93 <sup>ns</sup>
<b>IAC 8390</b>	114,13 aA	117,34 aA	114,77 aAB	0,06 <sup>ns</sup>
<b>IPR 119</b>	80,84 bB	115,94 aA	111,60 aAB	7,56 <sup>**</sup>
<b>Teste F</b>	4,30 <sup>**</sup>	3,23 <sup>*</sup>	3,36 <sup>*</sup>	

Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ( $p > 0,05$ ); \* Significativo  $p > 0,05$  pelo teste F; \*\* Significativo  $p < 0,01$  pelo teste F; <sup>ns</sup> Não significativo

Na Tabela 5 são apresentadas as médias de massa fresca de raízes. Nota-se que houve diferença significativa entre os tratamentos apenas para o material IPR 119, sendo a menor média encontrada em *P. brachyurus* e uma das maiores em *P. zae*. Possivelmente, esse fato ocorreu em virtude do estímulo à formação de raízes laterais que pode ocorrer em certos níveis de infecção de alguns nematoides, resultando no sintoma referido comumente pelo termo “cabeleira”. A interrupção da dominância apical das raízes em resposta às lesões causadas pelo nematoide resulta na emissão abundante de raízes laterais causando esse sintoma. Com efeito, as massas de raízes obtidas no tratamento correspondente a *P. brachyurus*, *P. zae* e a testemunha não inoculada, relativo ao genótipo IPR 119 ilustram esse fato. Alguns genótipos exibiram essa tendência para produção de maior massa fresca de raízes quando inoculados com *P. zae* do que na testemunha não inoculada. Os genótipos IPR 119 e IAC 8390 exemplificam esses casos (Tabela 5). Essa resposta à infecção por nematoides já era conhecida desde muito tempo (CHRISTIE, 1959). Inclusive, OOSTENBRINK (1966), citado por BARKER & OLTHOF (1976), mencionou que em baixos níveis de inóculo, certas plantas podem crescer mais e produzir ligeiramente mais que plantas não inoculadas, em decorrência desse fato. Por essa razão, BARKER & OLTHOF (1976) admitiram que os efeitos de fitonematoides no crescimento do hospedeiro podem ser determinados com maior precisão em casa de vegetação ou câmara de crescimento que no campo.

Tabela 5. Desdobramento das interações entre genótipos de milho e os tratamentos compostos por *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae* e testemunha não inoculada para massa fresca de raízes (g). Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipos	<i>P. brachyurus</i>		<i>P. zaeae</i>		Testemunha		Teste F
<b>BRS 1040</b>	191,51	aA	151,11	aA	209,80	Aa	2,03 <sup>ns</sup>
<b>BRS 4103</b>	162,25	aAB	125,84	aA	157,46	aAB	0,88 <sup>ns</sup>
<b>GNZ 2005</b>	181,45	aAB	117,63	aA	119,00	aB	2,57 <sup>ns</sup>
<b>IAC 8390</b>	154,43	aAB	204,64	aA	146,54	aAB	1,33 <sup>ns</sup>
<b>IPR 119</b>	99,03	bB	179,21	aA	110,80	abB	4,67 <sup>**</sup>
<b>Teste F</b>	2,61*		2,67*		3,09*		

Médias seguidas por letras iguais, minúsculas, na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. \* Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F; \*\* Significativo a 1% pelo mesmo teste. <sup>ns</sup> Não significativo.

Para a variável massa fresca de planta com espiga (Tabela 6), o genótipo IAC 8390 diferiu significativamente entre os tratamentos. Com efeito, em *P. zaeae* foi significativamente superior a sua testemunha não inoculada, refletindo uma tendência paralela à produção de maior massa de raízes observada na Tabela 5, o que corrobora com a observação de OOSTENBRINK (1966) citado por BARKER & OLTJOF (1976). O material IPR 119, quanto a essa variável, também diferiu entre os tratamentos. Em *P. brachyurus* apresentou a menor média, comparado a *P. zaeae* e a testemunha não inoculada. A testemunha não apresentou diferença significativa entre os genótipos. Em *P. brachyurus*, IAC 8390 diferiu significativamente de BRS 4103 e de IPR 119 sendo nestas duas últimas encontrados os menores valores. Em *P. zaeae* somente IAC 8390 diferiu dos demais assumindo maior média.

Tabela 6. Desdobramento das interações entre genótipos de milho e os tratamentos *Pratylenchus brachyurus*, *P. zaeae* e Testemunha não inoculada para a variável massa fresca de planta com espiga (g). Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipo	<i>P. brachyurus</i>		<i>P. zaeae</i>		Testemunha		Teste F
<b>BRS 1040</b>	111,99	aABC	110,26	aB	114,17	aA	0,03 <sup>ns</sup>
<b>BRS 4103</b>	90,57	aBC	108,00	aB	109,23	aA	0,81 <sup>ns</sup>
<b>GNZ 2005</b>	126,79	aAB	112,41	aB	112,27	aA	0,52 <sup>ns</sup>
<b>IAC 8390</b>	140,11	abA	171,45	aA	116,01	bA	5,76 <sup>**</sup>
<b>IPR 119</b>	71,80	bC	115,23	aB	114,86	aA	4,65*
<b>Teste F</b>	5,62 <sup>**</sup>		5,42 <sup>**</sup>		0,05 <sup>ns</sup>		

Médias seguidas por letras iguais, minúsculas, na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. \* Significativo a 5% de probabilidade pelo teste F; \*\* Significativo a 1% pelo mesmo teste. <sup>ns</sup> Não significativo.

A diferença no desenvolvimento das plantas inoculadas com os nematoides em comparação com a Testemunha não inoculada não foi muito acentuada. De forma geral, todos os materiais de milho utilizados no ensaio, foram tolerantes a ambos os nematoides. Como exceção, o material IPR 119 na presença de *P. brachyurus* foi o que resultou nas menores médias para os caracteres biométricos avaliados. Além disto, seu fator de reprodução foi superior a um. Desta forma podemos considerar esta planta suscetível e intolerante à infecção desse nematoide, indicando que foi mais agressivo do que *P. zaeae* visto que reduções expressivas não foram observadas na presença desse último. Em trabalho conduzido por McDONALD & VAN DEN BERG (1993), resultados semelhantes de diferenças no efeito de *P. brachyurus* e *P. zaeae* em milho também foram observados. Esses autores encontraram redução na massa de raízes ocasionada por ambos os nematoides, porém somente *P. brachyurus* causou redução na massa de parte aérea.

A mensuração das taxas fotossintéticas, na primeira avaliação aos dez dias após inoculação dos nematoides não revelou diferença significativa entre os tratamentos e também entre os genótipos (Tabela 7). Contudo, houve interação genótipo x tratamento.

Na Tabela 8, a média das taxas fotossintéticas dos genótipos GNZ 2005 e IPR 119 diferiram significativamente entre os tratamentos a 5 e a 1% de probabilidade, respectivamente. No caso do primeiro genótipo a maior taxa fotossintética foi observada na Testemunha e a menor em *P. zaeae*. No caso de *P. brachyurus*, a taxa fotossintética de GNZ 2005 não diferiu da taxa de *P. zaeae* nem da Testemunha, assumindo um valor intermediário. Quanto ao valor dessa variável para o genótipo IPR 119, a menor taxa fotossintética foi observada em *P. brachyurus*, sendo a maior também na Testemunha.

Esses dados indicam que por estes genótipos serem diferentes quanto à resistência aos nematoides, em questão, também tenham respostas distintas quando se avalia a taxa fotossintética, ao menos inicialmente. Entretanto, aos 70 dias após inoculação, não se observou efeitos de interação genótipo x tratamento como anteriormente. Todavia, os materiais e os tratamentos diferiram significativamente (Tabela 7). Possivelmente, com o passar do tempo, os genótipos de milho expressam mais acentuadamente os efeitos dos nematoides isolados sem influência da interação

(G x T). Com efeito, no presente estudo, a interação genótipo x tratamento só se manifestou aos 10 DAI.

Tabela 7. Análise de variância e teste de comparação de médias das taxas fotossintéticas ( $\mu\text{mol de CO}_2 \text{ m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$ ) de cinco genótipos de milho em função dos nematoides das lesões *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae* aos 10 e aos 70 dias após inoculação (DAI). Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipo	10 DAI	70 DAI
BRS 1040	120,18 a	78,99 a
BRS 4103	123,90 a	77,21 a
GNZ 2005	128,86 a	62,17 ab
IAC 8390	119,39 a	72,44 a
IPR 119	103,01 a	46,42 b
Teste F	1,61 <sup>ns</sup>	4,73**
dms (5%)	31,94	25,36
Tratamentos		
<i>P. brachyurus</i>	117,88 a	59,03 b
<i>P. zaeae</i>	115,22 a	65,98 ab
Testemunha	123,77 a	77,33 a
Teste F	0,53 <sup>ns</sup>	3,73*
dms (5%)	21,01	16,70
<b>Teste F (G x T)</b>	3,11**	1,80 <sup>ns</sup>
<b>CV</b>	19,33	27,49

Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo testes de Tukey a 5% de probabilidade. \*\* Significativo 1% de probabilidade pelo teste F; \* Significativo a 5% pelo mesmo teste, <sup>ns</sup> Não significativo.

Tabela 8. Desdobramento das interações entre genótipos de milho e os tratamentos compostos por *P. brachyurus*, *P. zaeae* e Testemunha quanto às taxas fotossintéticas mensuradas aos dez dias após inoculação. Jaboticabal - SP, 2011.

Genótipos	<i>P. brachyurus</i>	<i>P. zaeae</i>	Testemunha	Teste F
<b>BRS 1040</b>	133,33 aA	105,70 aA	116,67 aAB	0,92 <sup>ns</sup>
<b>BRS 4103</b>	128,33 aA	114,03 aA	129,33 aAB	0,42 <sup>ns</sup>
<b>GNZ 2005</b>	126,37 abA	105,87 bA	154,33 aA	3,35*
<b>IAC 8390</b>	132,33 aA	133,67 aA	92,17 aB	3,15 <sup>ns</sup>
<b>IPR 119</b>	69,03 bB	113,67 abA	126,33 aAB	5,13**
<b>Teste F</b>	4,27**	0,69 <sup>ns</sup>	2,86*	

<sup>1</sup> Letras iguais, minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade; \* Significativo  $p > 0,05$  pelo teste F; \*\* Significativo a 1% pelo teste F; <sup>ns</sup> Não significativo

*Pratylenchus brachyurus*, aos 70 dias após inoculação, reduziu de forma significativa a taxa fotossintética das plantas de milho. Considerando-se que a taxa fotossintética das plantas no tratamento correspondente a *P. brachyurus* foi menor que na testemunha, assume-se que esse nematoide é mais agressivo, nesse caso, que *P.*



*zeae*. De fato, a média desse tratamento assumiu um valor intermediário. Geralmente, as raízes dos cereais infectadas por nematoides das lesões radiculares (*Pratylenchus* spp.) exibem necrose, com descamação do córtex e das células da epiderme, sob severa infecção. Nesses casos ocorre redução do sistema radicular, tanto em comprimento quanto na massa de radículas. Os sintomas na parte aérea podem não ser visíveis, mas as plantas podem mostrar redução no vigor, crescimento desuniforme no campo, além de sintomas de deficiência de nutrientes, particularmente uma combinação de nitrogênio e fósforo, evidenciada pelo amarelecimento das folhas mais velhas. A absorção de água e nutrientes é comprometida acarretando perda de rendimento (CASTILLO & VOLVAS, 2007). Tais modificações no sistema radical das plantas atacadas por nematoides podem afetar de forma direta ou indireta a fotossíntese, visto que existe uma estreita relação dos mecanismos envolvidos nos processos fotossintéticos, principalmente com a água (MELAKEBERHAN, 2004).

Os danos desses nematoides são em função da alimentação, movimentação ativa e a liberação de enzimas e toxinas no córtex das raízes (GOULART, 2008). Talvez *P. brachyurus* possa ter expressado essa maior agressividade em função de uma produção de maiores taxas de toxinas, ou mesmo uma formação de compostos mais tóxicos, em relação a *P. zae*. Cabe ressaltar que foi observado no processo de multiplicação desses nematoides *in vitro* maior intensidade de necrose dos tecidos da cenoura utilizada para multiplicação de *P. brachyurus* que nas utilizadas para multiplicação de *P. zae* que se apresentaram muito mais tenues. Esse fato corrobora com as observações de OLOWE & CORBET (1976) de que *P. zae* causou maiores danos mecânicos nas raízes de milho, porém *P. brachyurus* causou mais necroses. Estudos realizados por SUBBOTIN et al. (2008) demonstram através de análises moleculares divergência genética entre *P. brachyurus* e *P. zae*. Esta divergência genética, portanto, pode também implicar em maior ou menor agressividade destes nematoides em relação aos seus hospedeiros. Não obstante, a maior multiplicação de *P. zae* não significa maior agressividade.

#### 4. Conclusões

Os genótipos de milho BRS 1040, GNZ 2005 e IAC8390 se comportaram como resistentes a *P. brachyurus* e GNZ 2005 e IAC8390 a *P. zaeae*. De forma geral, todos foram tolerantes aos nematoides em questão, com exceção do material IPR 119 que, nas condições do presente estudo comportou-se como intolerante a *P. brachyurus*.

Já aos 10 dias após inoculação dos nematoides foi possível observar redução na taxa fotossintética ocasionada por ambos os nematoides. Os resultados da taxa fotossintética aos 70 dias após inoculação sugerem que, *P. brachyurus* é mais agressivo que *P. zaeae*.

#### REFERÊNCIAS

- ANDRADE, E.P.de. **Caracterização molecular de espécies de *Pratylenchus* que ocorrem no Brasil e a reação de acessos de milho a *P. zaeae* e a *P. brachyurus***. 2010. 82f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília.
- ASMUS, G.L. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em algodoeiro no Estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p. 77-86, 2004.
- BARBOSA, B.F.F.; SOARES, P.L.M.; BARBOSA, J.C.; SANTOS, J.M.; MARTINELLI, P.R.P.; OLIVEIRA, C.A.V.M. Resistência de híbridos de milho a *Pratylenchus brachyurus*. In: XXX Congresso paulista de fitopatologia, 2007, Jaboticabal. **Summa Phytopatologica (suplemento)**, Botucatu, v. 33, p. 53-53, 2007.
- BARKER, K.R.; OLTHOF, T.H. A. Relationships between nematode population densities and crop responses. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v.14, p.327-353, 1976.
- CASTILLO, P.; VOVLAS, N. (Eds). ***Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchydae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management**: Nematology monographs and perspectives. 6.ed. Leiden: BRILL. 2007.529p.

CHRISTIE, J.R. **Plant nematodes: their bionomics and control**. Gainesville, Florida: University of Florida. 1959. 25p.

COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J. **A method for the quantitative extration of nematodes from plant tissue**. Ghent: Nematology and Entomology Research Station, 1972. 77p.

DIAS-ARIEIRA, C.R.; FERRAZ, S.; RIBEIRO, R.C.F. Reação de gramíneas forrageiras a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.33, p. 90-93, 2008.

FERRAZ, L.C.C.B. Gênero *Pratylenchus* – os nematoides das lesões radiculares. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v.7, p.157-195, 1999.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa: Editora UFV, 2010. 304p.

FERREIRA, D. F. SISVAR: um programa para análises e ensino de estatística. **Revista Symposium**, Lavras, v. 6, p. 36-41, 2008.

GONZAGA, V.; SANTOS, J.M. Chave ilustrada para as espécies de *Pratylenchus* no Brasil com ênfase na distinção entre *P. jaehni* e espécies estreitamente relacionadas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p. 117-118, 2005.

GONZAGA, V.; SANTOS, J. M. Estudo comparativo da multiplicação In vitro de seis espécies de *Pratylenchus* em cilindros de cenoura. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n.4, p.226-230, 2010.

GOULART, A. M. C. **Aspéctos gerais sobre os nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008, 30p.

HUSSEY, R.S. Host-parasite relationships and associated physiological changes. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*: biology and control**. Raleigh: North Carolina State University, p.143-153, 1985.

INOMOTO, M.M.; MACHADO, A.C.Z.; ANTEDOMÊNICO, S.R. Reação de *Brachiaria* spp. e *Panicum maximum* a *Pratylenchus brachyurus*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p. 341-344, 2007.

JOHNSON, A.W. Specific crop rotation effects combined with cultural practices and nematicides. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (ed). **An Advanced Treatise on Meloidogyne. VI - Biology and Control**. Raleigh: North Caroline State University Graphics, 1985, p. 283-301.

KIMENJU, J.W.; WAUDO, S.W.; MWANG'OMBE, A.W.; SIKORA, R.A.; SCHUSTE, R.P. Distribution of lesion nematodes associated with maize in Kenya and susceptibility of maize cultivars to *Pratylenchus zae*. **African Crop Science Journal**, Uganda, v.6, p. 367-375, 1998.

KUBO, R.K.; SILVA, R.A.; TOMAZINI, M.D.; OLIVEIRA, C.M.G.; MAZZAFERA, P.; INOMOTO, M. Patogenicidade de *Pratylenchus coffeae* em plântulas de cafeeiro cv. Mundo Novo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.28, p. 41-48, 2003.

McDONALD, A.H., NICOL, J.M. Nematode Parasites of Cereals. In: LUC, M., SIKORA, R.A. AND BRIDGE, J. (Eds). **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2. ed. London: CABI Publishing, 2005. p. 131-191.

McDONALD, A.H.; VAN DEN BERG, E.H. Effect of watering regimen on injury to corn and grain sorghum by *Pratylenchus species*. **Journal of Nematology**, Raleigh, v.25, p. 654-658, 1993.

MELAKEBERHAN, H. Effect of nutrient source on the physiological mechanisms of *Heterodera glycines* management in soybean genotype interactions. **Nematology**, Leiden, v.1, n.2, p. 113-120, 1999.

MELAKEBERHAN, H. Physiological interactions between nematodes and their host plants. In: CHEN, Z.X.; CHEN, S.Y.; DICKSON, D.W. (Eds.). **Nematology: Advances and Perspectives**. London: CABI Publishing. 2004. p. 771-794.

MELAKEBERHAN, H.; BROOKE, R.C.; WEBSTER, J.M.; D'AURIA, J.M. The influence of *Meloidogyne incognita* on the growth, physiology and nutrient content of *Phaseolus vulgaris*. **Physiological Plant Pathology**, Maryland Heights, v. 26, p. 259-268, 1985.

LOWE, T.; CORBETT, D.C.M. Aspects of the biology of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zaeae*. **Nematologica**, Leiden, v.22, n.2, p. 202-211, 1976.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Landbouwhogeschool**, Wageningen, v.66, n.4, p.1-46, 1966.

ROTENBERG, D.; MACGUIDWIN, A.E.; SAEED, I.A.M; ROUSE, D.I. Interaction of spatially separated *Pratylenchus penetrans* and *Verticillium dahliae* on potato measured by impaired photosynthesis. **Plant pathology**, Sutton Bonington, v.53, p. 294-302. 2004.

SCHANS, J. Reduction of leaf photosynthesis and transpiration rates of potato plants by second-stage juveniles of *Globodera pallida*. **Plant Cell and Environment**, Oxford, v.14, p.707-712, 1991.

SILVA, R.A.; SERRANO, M.A.S.; GOMES, A.C.; BORGES, D.C.; SOUZA, A.A.S.; ASMUS, G.L.; INOMOTO, M.M. Ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.29, n.3, p. 337, 2003.

SOUTHEY, J.F. **Laboratory for work with plant and soil nematodes, 5 ed.** London: Minist. Agric. Fisch. Fd., 1970.148 p. (Bulletin, 2).

STARR, J.L.; BRIDGE, J.; COOK, R. Resistance to plant parasitic nematodes: History, current use an future potencial. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant resistance to parasitic nematodes**. New York: CABI Publishing. 2002. p. 1-22.

SUBBOTIN, S.A.; RAGSDALE, E.J.; MULLENS, T.; ROBERTS, A.; MUNDO-OCAMPO, M.; BALDWIN, J.G. A phylogenetic framework for root lesion nematode of the genus *Pratylenchus* (Nemtoda): Evidence from 18S and D2-D3 expansion segments of 28S

ribosomal RNA genes and morphological characters. **Molecular Phylogenetics and evolution**, Detroit, v. 48, p. 491-505, 2008.

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

### **CAPÍTULO 3 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A *Pratylenchus brachyurus* E *P. zae***

**RESUMO** - O milho e o sorgo são importantes cereais freqüentemente utilizados em esquemas de sucessão e rotação de culturas. *Pratylenchus* spp. (os nematoides das lesões radiculares), atualmente têm sido encontrados em elevadas populações nas mais diversas lavouras do País. A resistência varietal, tanto na cultura principal como naquelas utilizadas em rotação/sucessão é a principal ferramenta para o manejo desses nematoides. Este foi o segundo estudo conduzido com o objetivo de se avaliar, em condições de casa de vegetação, a reação de 11 híbridos comerciais de milho e quatro genótipos de sorgo frente a *P. brachyurus* e *P. zae*. Os genótipos de milho GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390 e PR 1150, bem como o genótipo de sorgo BRS 330 são moderadamente resistentes a *Pratylenchus brachyurus*. Os genótipos de milho BRS 1040, BRS 2022 e PR 80745 e os de sorgo AP 737, BRS 310 e PR 401 são pouco resistentes a esse nematoide e os genótipos de milho BRS 3025, PR 27D28 e PR 27D29 são suscetíveis. Todos os genótipos de milho e sorgo testados são suscetíveis a *P. zae*. Também, foram observadas maiores taxas de multiplicação desse nematoide em relação a *P. brachyurus*.

**Palavras chave:** *Zea mays*, *Sorghum bicolor*, nematoides das lesões, manejo de nematoides.

#### **1. Introdução**

O milho (*Zea mays* L.) é um dos cereais de maior importância econômica no mundo. Em termos mundiais o Brasil é o terceiro maior produtor de milho com uma produção correspondente a 8% da produção total, perdendo apenas para os Estados

Unidos com 42% e a China com 23% (FAO, 2011). O sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench, assim como o milho pertence a família Poaceae e é um importante cereal cultivado que ocupa a quinta posição no ranking de produção atrás do trigo, arroz, cevada e do milho (SHEWALE, 2008).

Muitos patógenos e pragas incluindo os nematoides causam consideráveis perdas durante o período de desenvolvimento dessas culturas no campo, e podem agravar os danos às plantas sob outras condições de estresse (McDONALD & NICOL, 2005).

As espécies de *Pratylenchus* Filipjev são consideradas o segundo grupo de nematoides de maior importância econômica, logo após os nematoides de galha *Meloidgyne* Goeldi (CASTILLO & VOLVAS, 2007). No Brasil ocorrem seis espécies, a saber, *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, *P. zaeae* Grahah, *P. vulnus* Allen & Jensen, *P. coffeae* (Zimmermann) Goodey, *P. penetrans* (Cobb) Chitwood & Oteifa e *P. jaehni* Inserra et al. que podem ser encontradas causando danos em diversas culturas (GONZAGA & SANTOS, 2010). Dentre esses, *P. brachyurus* e *P. zaeae* são apontadas como as espécies mais importantes para a cultura do milho no Brasil (GOULART, 2008) e também o são para a cultura do sorgo.

Estudos demonstram que *P. brachyurus* atualmente se encontra amplamente distribuído em diversas regiões produtoras com frequências elevadas nas amostras variando de 79 a 94%. (SILVA et al., 2003; ASMUS, 2004). Devido a falta de informações a respeito da relação desse nematóide com as principais plantas cultivadas, esse aumento expressivo tem sido motivo de grande apreensão (SILVA et al., 2003). Tanto o milho quanto o sorgo podem ser empregados em esquemas de rotação e/ou sucessão de culturas. Para tanto é essencial que as plantas utilizadas com esta finalidade sejam resistentes aos fitonematoides a fim de não aumentar ainda mais os danos a cultura subsequente (FERRAZ et al., 2010). A resistência de plantas tem sido reportada como um dos métodos de manejo mais efetivos contra nematoides, ainda mais quando aliada a tolerância, pois a cultura pode ter alto rendimento mesmo em solo infestado (STARR et al., 2002).



Na literatura ainda há escassez de informações quanto a reação dos genótipos de milho frente a espécies de *Pratylenchus* (LORDELLO et al. 1985; SAWASAKI, et al. 1987; BARBOSA et al., 2007; ANDRADE, 2010). Quando se refere ao sorgo as informações são ainda mais limitadas (INOMOTO et al. 2006). LORDELLO et al. (1985) foram os primeiros a avaliar a resistência de alguns genótipos de milho no Brasil, em condições de campo infestado com os nematoides *P. brachyurus* e *P. zaeae*. Disso decorre a necessidade de mais estudos na área, sobretudo aqueles que visam encontrar nos genótipos de milho ou sorgo potenciais fontes de resistência para o manejo destes agentes nas lavouras.

Desta forma, o objetivo deste estudo, foi avaliar em condição de casa de vegetação a reação de genótipos de milho e sorgo frente aos dois nematoides das lesões radiculares mais comuns para as Poaceas, a saber, *P. brachyurus* e *P. zaeae*.

## **2. Material e Métodos**

Para o presente estudo dez genótipos de milho e quatro de sorgo, foram avaliados em um ensaio conduzido em condições de casa de vegetação localizada no Departamento de Fitossanidade da Universidade Estadual Paulista 'Julio Mesquita Filho', Câmpus de Jaboticabal, entre 17 de agosto a 07 de novembro de 2011. Nesse período, a média das temperaturas máximas e das mínimas na casa de vegetação foram, respectivamente, 32,2 °C e 18,2 °C. Os genótipos de milho avaliados foram: BRS 1030, BRS 1040, BRS 2022, BRS 3025, IAC 8390, PR 1150, PR 80745, PR27D28, PR27D29 e GNZ 2005, este último considerado resistente a *P. brachyurus*. Os genótipos de sorgo foram: AP 737, PR 401, BRS 310, BRS 330. Esses genótipos foram gentilmente cedidos pela empresa Sementes Vitória Ltda visto seu interesse averiguar entre esses materiais, possível fonte de resistência.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado distribuídos em esquema fatorial 14x2, ou seja, 14 genótipos e dois nematoides, a saber: *P. brachyurus* e *P. zaeae*, sendo que para todos os tratamentos foram adotadas seis repetições. Além

disso, como padrão de suscetibilidade, para atestar a viabilidade do inóculo de *P. brachyurus* foi utilizado o material de soja TMG 115, e para *P. zaeae* o material de milho BRS 4103, sabidamente suscetível, conforme demonstrado no Capítulo 2, e como padrão de resistência para ambos os nematoides foi utilizada a *C. spectabilis*.

### **2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo**

O inóculo inicial de *P. brachyurus* foi obtido de plantas de cana-de-açúcar de área comercial localizada no Município de Onda Verde – SP e foi mantido em casa de vegetação em plantas de soja. A subpopulação de *P. zaeae* foi obtida da mesma cultura, de amostras de raízes provenientes de área de produção comercial localizada no Município de Pacaembú – SP, e mantidas em casa de vegetação em plantas de milho. Os nematoides foram extraídos das raízes pela flotação centrífuga em solução de sacarose com caulim (COOLEN & D'HERDE, 1972). A subpopulação de cada espécie foi identificada, com base na morfologia de fêmeas adultas, utilizando-se da chave dicotômica proposta por GONZAGA & SANTOS (2005). Dez fêmeas de cada espécie foram montadas em lâminas temporárias, para estudo morfológico ao microscópio fotônico. Foram documentadas através de fotomicrografia obtida em uma câmera Olympus DP 72 acoplada ao microscópio fotônico Olympus BX 50. A câmera estava ligada a um microcomputador e as imagens obtidas foram registradas com auxílio do software Image Pro-Plus 6.3 (Media Cybernetics, Inc.).

Ambas as espécies foram multiplicadas in vitro em cilindros de cenoura para obtenção de subpopulações puras, de acordo com a técnica descrita por GONZAGA & SANTOS (2010) com pequenas modificações. Nesta técnica as cenouras são previamente imersas em hipoclorito de sódio a 0,05%, por 30 minutos. Contudo, no presente estudo a concentração utilizada foi de 0,5% por 40 minutos. Posteriormente, as cenouras foram seccionadas em 3-4 segmentos de aproximadamente 4 cm com uma faca flambada, e transferidas para câmara de fluxo laminar onde foram mergulhadas em álcool etílico comercial (92,8°), flambadas e, com auxílio de um perfurador, também

flambado, foram retirados os cilindros centrais. Individualmente, esses cilindros foram colocados em posição vertical, em vidros previamente vedados com papel alumínio, e autoclavados a 120° C e 1atm de pressão, por 20 minutos.

Em um litro de água destilada foram adicionadas duas gotas de tween 80, seguida de autoclavagem a 120°C a 1atm de pressão por 30 minutos. Em vidros do tipo BPI, contendo 200 µL de água destilada autoclavada + tween 80, foram adicionados aproximadamente 40 indivíduos de cada espécie um a um, individualmente. O tween foi utilizado porque se verificou que muitos nematoides ficavam aderidos às paredes da ponteira, sendo essa, mais uma modificação da técnica acima citada.

Os nematoides foram axenizados em solução de ampicilina a 0,1% por 20 minutos. Posteriormente o excesso da solução foi retirado e adicionou-se água destilada autoclavada + tween 80, sendo este último procedimento repetido três vezes. Após a axenização os nematoides foram inoculados nos cilindros de cenoura, os quais foram mantidos em câmaras de crescimento do tipo B.O.D. à temperatura de  $28 \pm 1^\circ\text{C}$  durante 75 dias. Decorrido este período, os nematoides foram extraídos pela técnica de COOLEN & D'HERDE (1972).

Os indivíduos recuperados foram quantificados sob microscópio fotônico e a suspensão obtida foi ajustada para 100 espécimes.mL<sup>-1</sup>.

## **2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e sorgo e condução do ensaio**

Foram semeadas 30 sementes de cada genótipo de milho e sorgo em células individuais de bandejas de poliestireno expandido, contendo um substrato orgânico comercial.

No presente ensaio foram utilizados vasos de cerâmica com capacidade de 6 litros, contendo uma mistura de areia e terra na proporção de 2:1, previamente autoclavada por 1 hora a 120°C e 1atm de pressão.

Dezessete dias após a germinação foram selecionadas seis plântulas de cada genótipo e removidas das células com o substrato aderido às raízes. No ato do transplântio dessas plântulas para os vasos de cerâmica, foram inoculadas 10 mL da suspensão de *P. brachyurus* ou *P. zaeae*, de acordo com o tratamento, contendo 100 espécimes.mL<sup>-1</sup> diretamente sobre o sistema radical das plântulas, de modo a prover 1000 espécimes/planta.

As plantas inoculadas foram irrigadas manualmente com uma mangueira, duas vezes ao dia. Também foram realizadas duas adubações de cobertura com monofosfato de amônio (MAP), aos 10 e aos 40 dias após inoculação dos nematoides.

### 2.3. Avaliação

Aos 82 dias após a inoculação a parte aérea de cada planta foi cortada e descartada. As raízes foram cuidadosamente retiradas dos vasos e separadas do substrato, sendo etiquetadas e transportadas para o laboratório.

A seguir, foi determinada a massa da matéria fresca de cada sistema radical e a extração de *Pratylenchus* spp. se deu pela técnica de COOLEN & D'HERDE (1972), sendo processado, individualmente, todo sistema radical de cada planta.

Nas suspensões obtidas foram realizadas as contagens sob microscópio fotônico, com auxílio de uma câmara de Peters. Então, foram estimadas as populações finais e fator de reprodução [população final (Pf)/população inicial (Pi)], conforme OOSTENBRINK (1966). Conforme DIAS et al. (2010) e com base no teste de separação de médias, cada genótipo foi classificado como altamente resistente (FR < 1), moderadamente resistente, pouco resistente e suscetível.

Os dados obtidos para as populações finais foram transformados em (logx + 5) e submetidos à análise de variância pelo Teste F e as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade, com auxílio do programa estatístico Sisvar (FERREIRA, 2008).

### 3. Resultados e Discussão

A análise de variância pelo teste F apontou diferença significativa a 1% de probabilidade entre os genótipos, nematoides e interação genótipo x nematoides, para a população final de *P. brachyurus* e *P. zaeae* (Tabela 1). Entre os padrões de suscetibilidade de inóculo e a *C. spectabilis* empregada como padrão de resistência observaram-se diferenças significativas. A menor população foi observada para o genótipo de milho GNZ 2005. Este material tem sido reportado como resistente. Entretanto, no presente estudo a população final dos nematoides nesse genótipo sobrepujou a inicial, ao contrario do que foi observado na Tabela 1 do Capítulo 2. Todavia pode se notar que este foi o material que apresentou a menor média de população final de ambos os nematoides.

Os nematoides também apresentaram diferença entre si, onde *P. zaeae* demonstrou maior multiplicação. ANDRADE (2010) também observou maior multiplicação de *P. zaeae* em relação a *P. brachyurus* em milho. De acordo com OLOWE & CORBETT (1976) citado por KIMENJU et al. (1998) a dominância de *P. zaeae* sobre *P. brachyurus* pode ser atribuída ao seu maior potencial biótico. Cabe ressaltar que maior multiplicação nem sempre significa maior agressividade. De fato, nota-se na Figura 1 as diferenças nas plantas inoculadas com de *P. brachyurs* e *P. zaeae*. Em verdade, *P. brachyurus* causou maiores reduções de tamanho bem como causou maior deficiência nutricional, que pode ser facilmente visualizada pela coloração das folhas, demonstrando maior agressividade, fato este já documentando no Capítulo 2.

Os desdobramentos da interação genótipo x nematoide para população final, os fatores de reprodução e a reação dos materiais de milho e sorgo estão demonstrados na Tabela 2.

O teste estatístico das populações finais de *P. brachyurus* permitiu separar os materiais em quatro categorias quando a resistência. Os genótipos de milho GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390 e PR 1150, bem como o genótipo de sorgo BRS 330 foram classificados como moderadamente resistentes. No Capítulo 2, a classificação dos

genótipos de milho GNZ 2005 e IAC 8390 com base no fator de reprodução (OOSTENBRINK, 1966) permitiu atribuir a inclusão desses genótipos no grupo dos resistentes. Conforme o sistema proposto por DIAS et al. (2010), os genótipos de milho BRS 1040, BRS 2022 e PR 80745 e os de sorgo AP 737, BRS 310 e PR 401, foram pouco resistentes. Os genótipos de milho BRS 3025, PR 27D28 e PR 27D29, obtiveram os maiores valores de FR observados variando de 5,33 a 6,04 e foram então classificados como suscetíveis.

Tabela 1. Análise de variância e teste de comparação de médias da população final (PF) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae* para os genótipos de milho e sorgo avaliados. Jaboticabal – SP, 2011.

<b>Genótipo</b>	<b>PF</b>	
BRS 1030	5.211,81 <sup>2</sup>	bcd <sup>1</sup>
BRS 1040	2.912,50	bcd
BRS 2022	5.004,17	bcd
BRS 3025	5.853,17	cd
IAC 8390	5.980,83	bcd
PR 1150	5.697,92	bcd
PR 80745	4.562,50	bcd
PR 27D28	6.571,52	cd
PR 27D29	6.475,00	cd
GNZ 2005	2.493,42	b
AP 737	2.992,92	bc
PR 401	3.738,89	bcd
BRS 310	3.554,17	bcd
BRS 330	2.991,66	bc
<i>C. spectabilis</i>	78,33	a
Padrões <sup>3</sup>	8.766,67	d
Teste F	36,42**	
<b>Nematoide</b>		
<i>P. brachyurus</i>	3044.27	a
<i>P. zaeae</i>	6066.41	b
Teste F	47,59**	
<b>Teste F (G x N)</b>	3,44**	
<b>CV</b>	9,01	

<sup>1</sup>Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. <sup>2</sup> Médias de dados transformados em log x+5, <sup>3</sup>Padrões de Suscetibilidade para *P. brachyurus* a soja TMG 115 e para *P. zaeae* o material de milho BRS 4103.



Figura 1. Diferenças visuais nas plantas inoculadas com nematoides das lesões radiculares. Seta vermelha indicando o tratamento composto por *P. brachyurus*, no qual se observa redução no tamanho das plantas e amarelecimento das folhas. Seta verde indica o tratamento composto por *P. zaeae*, demonstrando plantas mais altas e vigorosas.

Para *P. zaeae*, o teste estatístico não acusou diferença significativa para nenhum dos materiais testados, sendo estes, portanto, classificados como suscetíveis. Contudo, todos diferiram da *C. spectabilis* (Tabela 2).

Tabela 2. Desdobramento das interações genótipo x nematoides para população final (PF) e reação de materiais de milho e sorgo quanto ao fator de reprodução (FR) dos nematoides *Pratylenchus brachyurus* e *P. zaeae* aos noventa dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipos	<i>P. brachyurus</i>			<i>P. zaeae</i>				
	PF <sup>1</sup>	FR <sup>2</sup>	Reação <sup>3</sup>	PF	FR	Reação		
<i>C. spectabilis</i>	143,34	bA	0.14	<b>AR</b>	13,33	aA	0.13	<b>AR</b>
GNZ 2005	1.268,67	aB	1,27	MR	3.718,17	bB	3,72	S
BRS 330	1.641,67	aBC	1,64	MR	4.341,67	bB	4,34	S
BRS 1030	1.662,50	aBC	1,66	MR	8.761,11	bB	8,76	S
IAC 8390	1.710,00	aBC	1,71	MR	10.251,67	bB	10,25	S
PR 1150	1.720,83	aBC	1,72	MR	9.675,00	bB	9,68	S
AP 737	2.069,17	aBCD	2,07	PR	3.916,67	aB	3,92	S
BRS 310	2.300,00	aBCD	2,30	PR	4.808,33	bB	4,81	S
BRS 1040	2.308,33	aBCD	2,31	PR	3.516,67	aB	3,52	S
BRS 2022	2.308,33	aBCD	2,30	PR	7.700,00	bB	7,70	S
PR 401	2.341,67	aBCD	2,34	PR	5.136,11	aB	5,14	S
PR 80745	3.741,67	aBCD	3,74	PR	5.383,33	aB	5,38	S
BRS 3025	5.332,42	aCD	5,33	S	6.373,92	aB	6,37	S
PR 27D28	6.034,72	aCD	6,03	S	7.108,33	aB	7,11	S
PR 27D29	6.041,67	aCD	6,04	S	6.908,33	aB	6,91	S
Testemunha	8.083,33	aD	8,08	S	9.450,00	aB	10,25	S

<sup>1</sup> População final; <sup>2</sup> Fator de reprodução = População final/População inicial; <sup>3</sup> Reação dos genótipos sendo R= resistente (FR<1); S= suscetível (FR≥1). Médias seguidas pelas mesmas letras minúsculas na linha e maiúsculas na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

No Capítulo 2 os genótipos de milho GNZ 2005 e IAC 8390 foram classificados como resistentes a ambos os nematoides. Entretanto, no presente estudo esses materiais foram bons hospedeiros para *P. zaeae*. Esta divergência encontrada pode ter ocorrido em função da multiplicação do nematóide *in vitro*, que naquela ocasião permaneceram nos cilindros de cenoura por 150 dias e nesta por apenas 75 dias. De fato, observou-se que após 90 dias de multiplicação *in vitro* os nematoides passam a ter uma diminuição na mobilidade e aumento do número de indivíduos mortos e, possivelmente, sua utilização como inóculo resulta em menor taxa de multiplicação. Uma alternativa, quando os nematoides permanecerem por mais tempo nos cilindros, seria utilizar o funil de Baerman para recuperar os indivíduos mais ativos visando o preparo do inóculo. Além disso, a época em que foram realizados os dois ensaios foi diferente e também pode ter influenciado nesse resultado.

Geralmente, a resistência para nematoides ectoparasitas ou endoparasitas migradores é mais difícil de encontrar em relação aos sedentários (DALE & POTTER,



1998). Este fato deve-se, principalmente, ao hábito alimentar destes nematoides. Esse grupo de fitonematoides é considerado polífago e pouco especializado quando comparado aos nematoides de hábito sedentário (TRUDGIL, 1991).

Em seus estudos BARBOSA et al., (2007), avaliaram 7 híbridos de milho para verificar a reação frente a *P. brachyurus* e observaram que todos foram suscetíveis. Já ANDRADE (2010) avaliou 18 linhagens e 2 híbridos (BRS 1055 e BRS 3025) de milho em condições de casa de vegetação, onde observou que a maioria dos materiais se comportou como resistente tanto a *P. brachyurus* quanto a *P. zaeae*. Porém, o genótipo BRS 3025 no presente estudo apresentou FR de 5,33 e 6,37 para *P. brachyurus* e *P. zaeae*, respectivamente. Esta divergência pode ter ocorrido em relação ao tempo de avaliação que, naquela ocasião fora avaliado com 62 dias e no presente a avaliação se deu aos 82 dias após a inoculação. Provavelmente, um tempo maior, após a inoculação poderia ter discriminado melhor os materiais.

O maior número de *P. brachyurus*/sistema radical foi encontrado na soja TMG 115 cujo FR foi de 8,08. INOMOTO et al. (2007) também avaliaram algumas poáceas e utilizaram a soja como padrão de suscetibilidade tendo observado significativa reprodução de *P. brachyurus*. Resultados semelhantes foram relatados por DIAS-ARIEIRA et al. (2008) onde a soja foi melhor hospedeira de *P. brachyurus* do que as poáceas avaliadas.

A *C. spectabilis* suprimiu a multiplicação de ambos os nematoides e proporcionou FR inferior aos demais materiais. De fato esta espécie tem sido reportada como má hospedeira de *Pratylenchus* spp. (INOMOTO et al., 2007; FERRAZ et al., 2010).

INOMOTO et al. (2007) reafirmaram a importância da variável FR na escolha de genótipos para inclusão nos esquemas de manejo de fitonematoides, pois representa o efeito da planta hospedeira no seu aumento populacional ou na sua supressão. A cultura precedente, utilizada em rotação, deve suprimir a multiplicação dos nematoides sem causar aumento de outras que por ventura possam causar danos futuros (JOHNSON, 1985). Neste contexto, em relação a *P. zaeae*, nenhum dos materiais avaliados neste estudo são indicados para manejo desse nematoide, visto o risco

potencial de aumento populacional e danos à cultura subsequente, caso esta seja também uma hospedeira desse nematoide.

A possibilidade de utilizar a crotalaria no esquema de rotação ou sucessão a fim de minimizar os danos futuros é neste contexto essencial. De fato, a dificuldade em encontrar genótipos das culturas comerciais com resistência a espécies de *Pratylenchus* torna ainda mais difícil a adoção de práticas de manejo da população desses nematoides, pois limita as opções dos produtores ao uso de plantas que não oferecem retorno econômico.

Em não havendo materiais altamente resistentes ( $FR < 1$ ) deve-se preferir o emprego daqueles cujo FR foram menores, tais como GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390, PR 1150 e o sorgo BRS 330 classificados no presente estudo como moderadamente resistentes a *P. brachyurus*.

De acordo com GEORGI et al. (1983) e LORDELLO et al. (1985) existe variabilidade genética em milho quanto à resistência a *Pratylenchus* spp. o que possibilita o emprego de genótipos resistentes como método de controle. Embora, no presente estudo tenha sido observada variabilidade apenas em relação a *P. brachyurus*.

#### **4. Conclusões**

Os genótipos de milho GNZ 2005, BRS 1030, IAC 8390 e PR 1150, bem como o genótipo de sorgo BRS 330 são moderadamente resistentes a *P. brachyurus*. Os genótipos de milho BRS 1040, BRS 2022 e PR 80745 e os de sorgo AP 737, BRS 310 e PR 401 são pouco resistentes a esse nematoide e os genótipos de milho BRS 3025, PR 27D28 e PR 27D29 são suscetíveis.

Todos os genótipos de milho e sorgo testados são suscetíveis a *P. zaeae*. Além disso, foi observada maior taxa de multiplicação de *P. zaeae* em relação a *P. brachyurus*.

## REFERÊNCIAS

- ANDRADE, E.P.DE. **Caracterização molecular de espécies de *Pratylenchus* que ocorrem no Brasil e a reação de acessos de milho a *P. zae* e a *P. brachyurus***. 2010. 82f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) – Universidade de Brasília, Brasília.
- ASMUS, G.L. Ocorrência de nematoides fitoparasitos em algodoeiro no Estado de Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 1, p.77-86, 2004.
- BARBOSA, B.F.F.; SOARES, P.L.M.; BARBOSA, J.C.; SANTOS, J.M.; MARTINELLI, P.R.P.; OLIVEIRA, C.A.V.M. Resistência de híbridos de milho a *Pratylenchus brachyurus*. In: XXX Congresso paulista de fitopatologia, 2007, Jaboticabal. **Summa Phytopatologica (suplemento)**, Botucatu, v. 33, p.53-53, 2007.
- CASTILLO, P.; VOVLAS, N. (Eds). **Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management: Nematology monographs and perspectives**. 6.ed. Leiden: BRILL. 2007.529p.
- COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J. **A method for the quantitative extration of nematodes from plant tissue**. Ghent: Nematology and Entomology Research Station, 1972. 77p.
- DALE, A.; POTTER, J.W.; Strawberry cultivars vary in their resistance to northern lesion nematode. **Journal of Nematology**, Raleigh, v. 30, p.577–580, 1998.
- DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.2, p.98-105, 2010.
- DIAS-ARIEIRA, C.R.; FERRAZ, S.; RIBEIRO, R.C.F. Reação de gramíneas forrageiras a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.33, p.90-93, 2008.
- FAO. **Statistics**. Disponível em: < <http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>>. Acesso em: 22 mar. 2011.

- FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa: Editora UFV, 2010. 304p.
- FERREIRA, D. F. SISVAR: um programa para análises e ensino de estatística. **Revista Symposium**, Lavras, v. 6, p. 36-41, 2008.
- GEORGI, L.; FERRIS, J.M.; FERRIS, V.R. Population development of *Pratylenchus hexincisus* in eight corn inbreds. **Journal of Nematology**, Raleigh, v.15, n.2, p.243-252, 1983.
- GONZAGA, V.; SANTOS, J. M. Estudo comparativo da multiplicação In vitro de seis espécies de *Pratylenchus* em cilindros de cenoura. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 34, n.4, 2010.
- GONZAGA, V.; SANTOS, J.M. Chave ilustrada para as espécies de *Pratylenchus* no Brasil com ênfase na distinção entre *P. jaehni* e espécies estreitamente relacionadas. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 1, p.117-118, 2005.
- GOULART, A. M. C. **Aspéctos gerais sobre os nematoides das lesões radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2008, 30p.
- INOMOTO, M.M.; MACHADO, A.C.Z.; ANTEDOMÊNICO, S.R. Reação de *Brachiaria* spp. e *Panicum maximum* a *Pratylenchus brachyurus*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 32, p.341-344, 2007.
- INOMOTO, M.M.; MOTTA, L.C.C.; MACHADO, A.C.Z.; SAZAKI, C.S.S. Reação de dez coberturas vegetais a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.2, p.151-157, 2006.
- JOHNSON, A.W. Specific crop rotation effects combined with cultural practices and nematicides. In: SASSER, J.N.; CARTER, C.C. (ed). **An Advanced Treatise on Meloidogyne. VI - Biology and Control**. North Caroline State University Graphics, Raleigh, p.283-301. 1985.

KIMENJU, J.W.; WAUDO, S.W.; MWANG'OMBE, A.W.; SIKORA, R.A.; SCHUSTE, R.P. Distribution of lesion nematodes associated with maize in kenya and susceptibility of maize cultivars to *Pratylenchus zaeae*. **African Crop Science Journal**, Uganda, v.6, p. 367-375, 1998.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E.; ALOISI-SOBRINHO, J. Reação de genótipos de milho a *Pratylenchus* spp. em campo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.9, p.163-173, 1985.

McDONALD, A.H., NICOL, J.M. Nematode Parasites of Cereals. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 2005. p.131-192.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Landbouwhogeschool**, Wageningen, v.66, n.4, p.1-46, 1966.

SAWAZAKI, E.; LORDELLO, A.I.L, LORDELLO, R.R.A. Herança da resistência de milho a *Pratylenchus* spp. **Bragantia**, Campinas, v.46, n.1, p.27-33, 1987.

SHEWALE, S.D. **Studies in the enzymatic depolymerisation of natural polisaccharides**. 2008. 268f. Thesis (Ph.D. Degree in Chemical Engineering) – University of Mumbai, Mutunga, 2008.

SILVA, R.A.; SERRANO, M.A.S.; GOMES, A.C.; BORGES, D.C.; SOUZA, A.A.S.; ASMUS, G.L.; INOMOTO, M.M. Ocorrência de *Pratylenchus brchyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.29, n.3, p. 337, 2003.

STARR, J.L.; BRIDGE, J.; COOK, R. Resistance to plant parasitic nematodes: History, current use an future potencial. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant resistance to parasitic nematodes**. New York: CABI Publishing. 2002. p.1-22.

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

## **CAPÍTULO 4 – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE MILHO E SORGO A *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* E *M. enterolobii***

**RESUMO** - As espécies de *Meloidogyne* figuram como os principais nematoides causadores de danos para a maioria das plantas cultivadas no País. A fim de minimizar os danos causados por estes nematoides, medidas de controle, principalmente através da rotação de culturas com plantas resistentes, são essenciais. Desta forma este estudo teve por objetivo, avaliar em condições de casa de vegetação, a reação de genótipos de milho e sorgo frente a três espécies, a saber; *M. incognita*, *M. javanica*, e *M. enterolobii*. Ao todo foram realizados dois experimentos em delineamento experimental inteiramente casualizado com 7 e 6 repetições no primeiro e segundo ensaio, respectivamente. No primeiro ensaio conduzido, foram avaliados os genótipos de milho BRS 1030, BRS 1040, BRS 2022, BRS 3025, BRS 4103, GNZ 2005, IAC 8390, IPR 110 e sorgo granífero BRS 330. No segundo além dos materiais mencionados, com exceção de IPR 119 que não fora avaliado, os genótipos de milho empregados foram: PR 1150, PR 80745, PR27D28, PR27D29 e GNZ 2005 e os de sorgo foram; AP 737, PR 401, BRS 310 (granífero), BRS 330 (granífero). O genótipo de milho BRS 2022 e os de sorgo BRS 330 e PR 401 mostraram-se moderadamente resistentes e BRS 3025, pouco resistente a *M. incognita*. Todos os demais avaliados foram suscetíveis a esse com exceção do sorgo BRS 310 que é altamente resistente. A *M. javanica*, o sorgo AP 737 é moderadamente resistente. Os genótipos de milho BRS 1030, BRS1040 são pouco resistentes a esse nematóide, e os demais genótipos foram altamente resistentes. Todos os genótipos de milho e sorgo testados foram altamente resistentes a *M. enterolobii*. A resistência a *M. javanica* e *M. enterolobii* é mais freqüente no germoplasma de milho que a *M. incognita*.

**Palavras chave:** *Zea mays*, *Sorghum bicolor*, resistência, manejo.

## 1. Introdução

O milho (*Zea mays* L.) é um dos cereais de maior importância econômica no mundo e tem sido frequentemente indicado para compor sistemas de sucessão ou rotação de culturas (FERRAZ et al. 2010). O sorgo [*Sorghum bicolor* (L.) Moench] assim como o milho pertence a Poaceae e é um importante cereal cultivado que ocupa a quinta posição no ranking de produção e também pode fazer parte de sistemas de rotação ou sucessão de culturas (SHEWALE, 2008).

As espécies de *Meloidogyne* Goeldi (nematoides de galha) figuram como os principais agentes causadores de danos nas mais diversas culturas em todo o mundo. Com efeito, mais de 2000 espécies de plantas já foram alistadas como hospedeiras desses nematoides (JEPSON, 1987). Algumas espécies são amplamente distribuídas enquanto que outras têm distribuição limitada e são mais específicas (McDONALD & NICOL, 2005). No Brasil, podemos mencionar duas espécies mais comuns para a cultura do milho, a saber: *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treb) Chitwood (BRITO & ANTONIO, 1990; ASMUS & ANDRADE, 1997; LORDELLO et al., 2001; WILCKEN et al., 2006; CARNEIRO et al., 2007).

Até cerca de duas décadas atrás, considerava-se a cultura do milho, como alternativa de sucessão/rotação para manejo dos nematoides de galha. Contudo, LORDELLO et al. (1986) fez a primeira constatação de *Meloidogyne* Goeldi causando danos a cultura em uma lavoura localizada em Goiás. A espécie foi identificada como *M. incognita*. Após este relato, tiveram início os estudos da hospedeabilidade dessa cultura aos nematoides de galha, visando a inclusão do milho nos sistemas de rotação ou sucessão de culturas (LORDELLO et al., 1994).

Nas últimas décadas a resistência tem tido uma crescente importância como estratégia de controle (MOENS & PERRY, 2009). Tem sido reportada como um dos métodos de manejo mais efetivos contra nematoides, ainda mais quando aliada a tolerância, pois a cultura pode ter alto rendimento mesmo em solo infestado (STARR et al., 2002). Conforme menção de DIAS et al. (2010), a maioria dos cultivares de milho

disponíveis no País, são tolerantes a *M. incognita* e *M. javanica*, que são as espécies mais distribuídas. De fato, a tolerância é uma característica muito valiosa. Contudo, plantas tolerantes dissimulam os sintomas no campo e dificultam ainda mais a detecção desses patógenos. Além disso, as culturas tolerantes podem manter elevadas populações no solo, comprometendo o desenvolvimento da cultura subsequente (FERRAZ et al., 2010).

Dados da literatura mostram grande variação no fator de reprodução, conforme OOSTENBRINK (1966), usualmente considerado para avaliação da resistência de genótipos de diferentes culturas a *Meloidogyne* spp. Entre os genótipos de milho, a resistência a *M. javanica* tem sido mais freqüentemente relatada (LORDELLO et al., 1989; BRITO & ANTONIO, 1990; ASMUS & ANDRADE, 1997; MANZOTTE et al., 2002; WILCKEN et al., 2006). No caso de *M. incognita*, a resistência em genótipos de milho é menos freqüente (LORDELLO et al., 1994; CAMPOS & ROCHA, 1999; MORITZ et al., 2003; FRANCISCO et al., 2005; WILCKEN et al., 2006; BARBOSA et al., 2006). Quanto ao sorgo, encontram-se trabalhos demonstrando o potencial de utilização dessa Poacea para manejo de ambos os nematoides (RIBEIRO et al., 2002; CARNEIRO et al., 2007; INOMOTO et al., 2008)

*Meloidogyne enterolobii* Yang e Eisenback (sin. *M. mayaguensis*) é uma das espécies de nematoide de galha mais recentemente encontrada no Brasil, que vem despertando grande interesse devido a sua agressividade, aos danos causados às goiabeiras (*Psidium guajava* L.) e a outras culturas de importância econômica como a soja (ALMEIDA et al., 2008). Sua ocorrência no Brasil foi relatada pela primeira vez nos Estados da Bahia e Pernambuco, em pomares de goiabeira situados no Submédio do Vale do São Francisco (CARNEIRO et al., 2001). Este nematoide já foi relatado também em outras localidades (LIMA et al., 2003; TORRES et al., 2004; 2005; SILVA et al., 2006; CARNEIRO et al., 2006; ALMEIDA et al., 2006; LIMA et al., 2007; NEVES et al., 2010). Caso esta espécie venha a ser amplamente distribuída no país, o conhecimento da reação dos genótipos de milho pode fornecer informações que auxiliem o manejo deste patógeno. DIAS et al. (2010) realizaram estudos com alguns genótipos de milho frente a esta espécie e encontraram variabilidade.



Portanto, o presente estudo teve por objetivo avaliar a reação de genótipos de milho e sorgo à *M. incognita*, *M.javanica* e *M. enterolobii*, em condições de casa de vegetação.

## 2. Material e Métodos

Ao todo foram conduzidos dois experimentos. No primeiro foram avaliados somente *M. incognita* e *M. javanica*. No segundo, além destes nematoides também foi avaliada a reação dos genótipos a *M. enterolobii*.

Os experimentos foram conduzidos em condições da casa de vegetação localizada no Departamento de Fitossanidade da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP), Câmpus de Jaboticabal.

No primeiro ensaio conduzido de 16 de fevereiro a 16 de maio de 2011, foram avaliados os genótipos de milho BRS 1030, BRS 1040, BRS 2022, BRS 3025, BRS 4103, GNZ 2005, IAC 8390, IPR 119 e sorgo granífero BRS 330. Neste período a média das temperaturas máximas e mínimas na casa de vegetação foram de 28,4° e 19,3°C, respectivamente. No segundo, conduzido entre 17 de agosto e 08 de novembro de 2011, além dos materiais mencionados, com excessão de IPR 119 que não foi avaliado, foram incluídos os genótipos de milho PR 1150, PR 80745, PR27D28 e PR27D29 e os de sorgo AP 737, PR 401, BRS 310 (granífero), BRS 330 (granífero). Neste período as médias das temperaturas máxima e mínima na casa de vegetação foram de 30,5° e 18,3°C, respectivamente. As sementes dos genótipos avaliados foram cedidas pela empresa Sementes Vitória Ltda.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com dois e três nematoides com sete e seis repetições, respectivamente para o primeiro e o segundo ensaio. Além disso, como padrão de suscetibilidade para os nematoides foi utilizado o Tomateiro (*Solanum lycopersicum* L.) 'Santa Cruz Kada' e a Berinjela (*Solanum melongena* L.) cv. Napolis (primeiro e segundo ensaio respectivamente), e como padrão de resistência foi utilizado a *Crotalaria spectabilis* para ambos os ensaios.

## 2.1. Obtenção, multiplicação e preparo do inóculo

A subpopulação de *M. incognita* utilizada foi recuperada de uma lavoura de algodoeiro na região geoeconômica de Barreiras-BA, enquanto a de *M. javanica* foi recuperada de uma lavoura de quiabeiro (*Hibiscus esculentus* L.), na região de Piacatu-SP. Ambas foram mantidas em tomateiro 'Santa Cruz Kada' em vasos de cerâmica mantidos na casa de vegetação. A subpopulação de *M. enterolobii* foi recuperada de um pomar de goibeira localizado em Luís Eduardo Magalhães-BA e mantida no mesmo hospedeiro. Essas foram previamente identificadas com base nos caracteres morfológicos do padrão perineal, preparado conforme TAYLOR & NETSCHER (1974), na morfologia da região labial dos machos (EISENBACK et al., 1981) e no fenótipo isoenzimático para esterase, obtido pela técnica de ESBENSHADE & TRIANTAPHYLLOU (1990), utilizando-se um sistema tradicional de eletroforese vertical Mini Protean II da BIO-RAD (Figura 1).

Cerca de 90 dias após a inoculação as plantas foram cuidadosamente retiradas e processadas de acordo com a técnica de HUSSEY & BARKER (1973). A concentração da suspensão foi estimada com auxílio de uma câmara de contagem de Peters (SOUTHEY, 1970), em microscópio fotônico e ajustada para 200 ovos e juvenis de segundo estágio (J2).mL<sup>-1</sup> para utilização como inóculo, no primeiro ensaio. Para o segundo a suspensão obtida foi ajustada para 300 ovos e (J2).mL<sup>-1</sup>.

## 2.2. Obtenção das plântulas, inoculação dos genótipos de milho e sorgo, e condução dos ensaios

Foram utilizados vasos de cerâmica com capacidade de 6 litros, contendo uma mistura de areia e terra na proporção de 2:1, previamente autoclavada por 1 hora a 120°C e 1 atm de pressão.

Foram semeadas 30 sementes de cada genótipo de milho e sorgo em células individuais de bandejas de poliestireno expandido, contendo um substrato orgânico comercial. Dezenove e dezessete dias após a germinação (primeiro e segundo ensaio) foram selecionadas as plântulas de cada genótipo e removidas das células com o substrato aderido às raízes. No ato do transplântio para os vasos de cerâmica do primeiro ensaio foram inoculados 10 mL da suspensão de ovos e juvenis de segundo estágio (J2) de cada espécie de *Meloidogyne*, individualmente, contendo 200 ovos e  $J2.mL^{-1}$ . No segundo foram inoculados 10 mL da suspensão contendo 300 ovos e  $J2.mL^{-1}$ . As suspensões foram aplicadas com auxílio de um pipetador automático diretamente sobre o sistema radical das plântulas de modo a prover 2000 ovos e  $J2.planta^{-1}$  e 3000 ovos e  $J2.planta^{-1}$  (primeiro e segundo ensaios respectivamente).

As irrigações foram realizadas duas vezes ao dia manualmente com uma mangueira e foram realizadas duas adubações de cobertura com mono fosfato de amônio (MAP), aos 10 e aos 40 dias após inoculação dos nematoides.

### 2.3. Avaliação

Noventa dias após a inoculação no primeiro ensaio, e 82 dias no segundo, a parte aérea de cada planta foi cortada e descartada. As raízes foram cuidadosamente retiradas dos vasos e separadas do substrato, sendo etiquetadas e transportadas para o laboratório de Nematologia em sacos plásticos individuais.

A seguir, foi determinada a massa da matéria fresca de cada sistema radical e a extração de *Meloidogyne* spp. se deu pela técnica de HUSSEY & BARKER (1973). No primeiro ensaio todo sistema radical foi processado. Porém, em virtude da grande quantidade de raízes as amostras foram centrifugadas em solução de sacarose mais caolin. No segundo ensaio com vistas a facilitar o processo de leitura, cada sistema radical foi seccionado em pedaços de aproximadamente 2 cm, homogeneizado em uma bacia de alumínio e retirado uma alíquota de 20 gramas de raízes para o processamento.

Nas suspensões obtidas foram realizadas as contagens sob microscópio fotônico com auxílio de uma câmara de Peters. Então, foram estimadas as populações finais e fator de reprodução [população final (Pf)/população inicial (Pi)], conforme OOSTENBRINK (1966).

Os dados obtidos para as populações finais foram transformados em  $\log(x+5)$ , submetidos à análise de variância pelo Teste F e as médias foram agrupadas pelo teste de Scott-knott a 5% de probabilidade com auxílio do software estatístico Sisvar (FERREIRA, 2008). Os genótipos foram então classificados em altamente resistentes ( $FR < 1$ ), moderadamente resistentes, pouco resistentes e suscetíveis conforme DIAS et al. (2010) baseado no agrupamento de médias.

### 3. Resultados e Discussão

Os resultados obtidos para os padrões de suscetibilidade, Tomateiro 'Santa Cruz Kada' e Berinjela cv. Napolis, no primeiro ensaio (Tabela 1) e no segundo (Tabela 2), atestam a viabilidade do inóculo devido aos altos valores de FR observados. Cabe ressaltar que o tomateiro 'Santa Cruz Kada' utilizado como testemunha de *M. javanica* no primeiro ensaio, recebeu a classificação de moderadamente resistente. Contudo, esses tomateiros são suscetíveis, pois já foram utilizados anteriormente para multiplicação de *Meloidogyne* spp. Uma semana antes de desmontar o experimento, a quantidade de água fornecida para as plantas de tomateiro não foi suficiente em virtude das elevadas temperaturas, aliadas ainda aos vasos de cerâmica que perdem água muito rapidamente para o ambiente. Dessa forma, algumas delas morreram e outras tiveram grande parte de raízes perdidas. Fato esse que acarretou em baixo FR para *M. javanica*. Essa experiência levou a escolha de outro padrão, no caso a Berinjela, para testemunha de viabilidade de inóculo no segundo ensaio. É fato, que somente os tomateiros inoculados com *M. javanica*, sofreram mais, pois esse nematoide apesar de se multiplicar menos nas plantas têm se mostrado mais agressivo que *M. incognita* (BARBOSA et al., 2009).

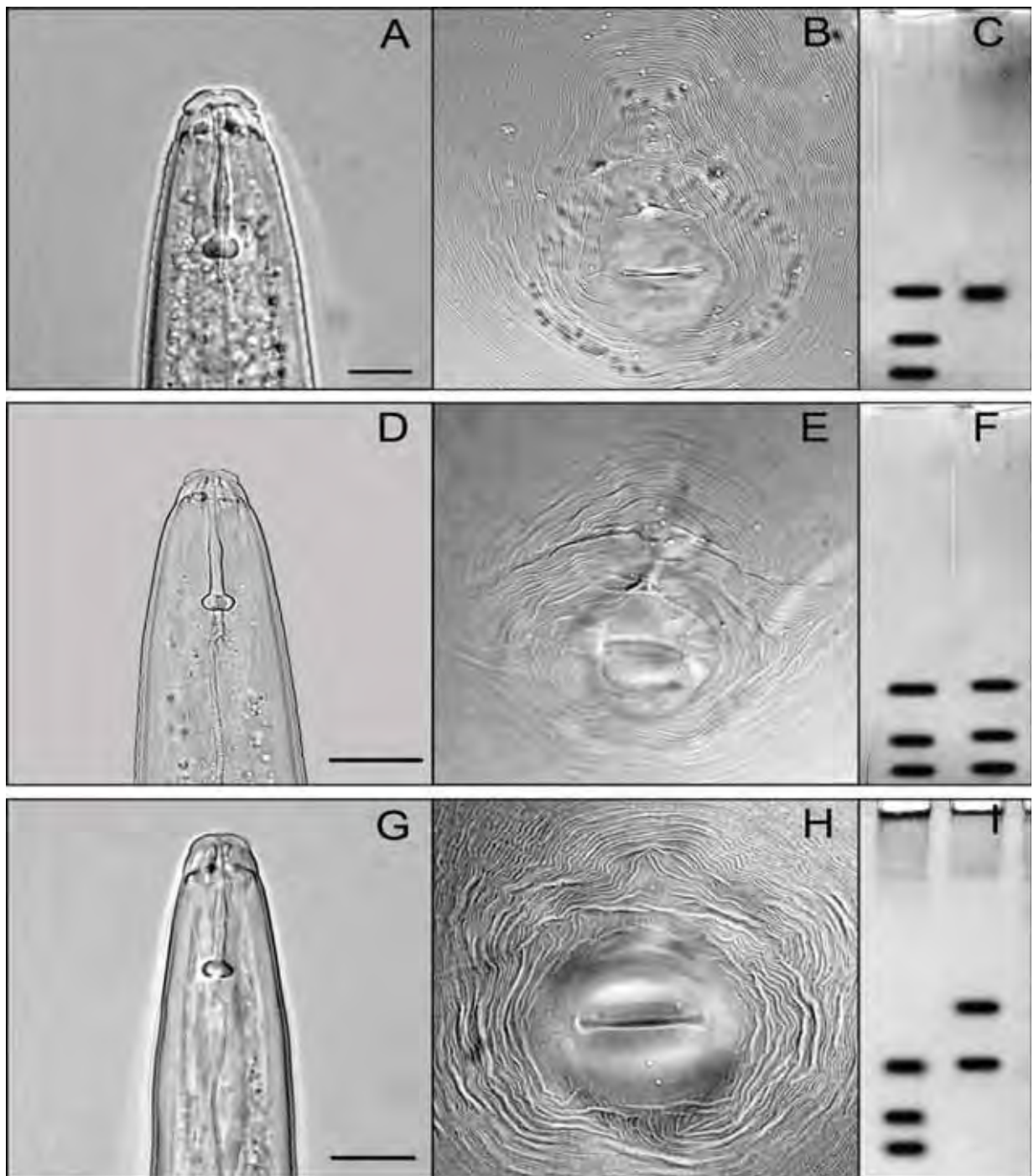


Figura 1. Região labial de machos, padrão perineal de fêmeas e fenótipo isoenzimático para esterase, utilizados para identificação das espécies de *Meloidogyne incognita* (A, B e C), *M. javanica* (D, E e F) e *M. enterolobii* (G, H e I), respectivamente. Fonte: Vanessa dos Santos Paes.

Os materiais de milho por sua vez, não foram tão afetados por possuírem grandes quantidade de raízes e estas serem mais resistentes que as do tomateiro, fato esse facilmente observado pelo FR de BRS 1040 ser de 6,74, o mais alto entre os materiais avaliados (Tabela 1).

Tabela 1. Análise estatística das populações finais de *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*, fator de reprodução (FR) e reação dos genótipos de milho e sorgo avaliados no primeiro ensaio, aos noventa dias após inoculação. Jabotical – SP, 2011.

Genótipos	<i>M. incognita</i>			<i>M. javanica</i>				
	PF <sup>1</sup>	FR <sup>2</sup>	Reação <sup>3</sup>	PF	FR	Reação		
Testemunha <sup>4</sup>	18.887,50	*4,24 cd	9,44	S	2.816,67	3,44 ef	1,41	MR
BRS 1030	48.550,00	4,59 c	24,28	S	6.807,14	3,60 f	3,40	S
IPR 119	26.147,14	4,30 cd	13,07	S	2.575,00	3,32 ef	1,29	MR
GNZ 2005	21.710,00	4,30 cd	10,86	S	1.257,14	2,78 de	0,63	AR
BRS 1040	26.308,33	4,28 cd	13,15	S	13.473,00	3,87 f	6,74	S
BRS 4103	15.711,91	4,13 cd	7,86	S	7,14	0,85 a	0,00	AR
IAC 8390	10.366,67	3,98 c	5,18	PR	742,86	2,40 cd	0,37	AR
BRS 2022	3.490,52	3,40 b	1,75	MR	21,43	1,04 ab	0,01	AR
BRS 3025	2.983,67	3,38 b	1,49	MR	185,71	2,26 cd	0,09	AR
BRS 330	2.075,51	3,22 b	1,04	MR	78,57	1,75 bc	0,04	AR
<i>C. spectabilis</i>	50,00	1,71 a	0,03	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR
Teste F		39,70**				5,03**		
CV (%)		8,19				18,58		

\* Dados referentes às populações finais, transformados em log (x+5). Médias seguidas pelas mesmas letras não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. <sup>1</sup> População final; <sup>2</sup> Fator de reprodução = População final/População inicial; <sup>3</sup> Reação dos genótipos sendo AR= altamente resistente (FR<1); MR= moderadamente resistente; PR= pouco resistente e S= suscetível; <sup>4</sup>Tomateiro 'Santa Cruz Kada'.

Apesar de alguns autores terem identificado a raça de *M. incognita* em seus estudos sobre resistência de genótipos de milho (WINDHAM & WILLIAMS, 1994; LORDELLO et al., 1994; DAVIS & TIMPER, 2000; MORITZ et al., 2003; WILCKEN et al. 2006; LEVY et al. 2009), em outros hospedeiros diferentes de fumo (*Nicotiana tabacum* L.) e algodão, o conceito corrente de raça de *M. incognita* não se aplica. Com efeito, ROBERTS et al. (1995) encontraram populações das raças 1 e 3 em plantas de caupi [*Vigna sinensis* (L.) Endl.] portadoras do gene *Rk* que confere resistência a esse nematoide. Similarmente, ROBERTS et al. (1998) encontraram populações das raças 1 virulentas e avirulentas em tomateiro com gene *Mi* que confere resistência a *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*. Em função de tais variações, concluíram que a

identificação das quatro raças de *M. incognita* existentes, com base no 'North Carolina Differential Host Test' (HARTMAN & SASSER, 1985) não se aplica a qualquer outro hospedeiro. Desta forma, a avaliação da raça para o presente estudo não teria valor prático.

Os FR de *M. incognita* no primeiro ensaio variaram de 0,03 a 24,28, para *C. spectabilis* e o genótipo BRS 1030, respectivamente. O sorgo BRS 330 foi o que demonstrou menor multiplicação do referido nematóide, porém com FR superior a um (Tabela 1), tendo sido classificado como moderadamente resistente. A mesma classificação foi dada aos genótipos de milho BRS 2022 e BRS 3025. Os demais materiais foram classificados como suscetíveis.

Os resultados do segundo ensaio confirmam a reação destes materiais a *M. incognita*, com exceção apenas do genótipo de milho BRS 3025, anteriormente classificado como moderadamente resistente, passa agora a ser classificado como pouco resistente (Tabela 2). Em virtude dos altos valores de FR, nota-se que para esse nematóide existe uma maior dificuldade em se encontrar genótipos resistentes. Outros autores também vêm atestando maior dificuldade em encontrar resistência a *M. incognita* (LORDELLO et al., 1994; CAMPOS & ROCHA, 1999; MORITZ et al., 2003; FRANCISCO et al., 2005; WILCKEN et al., 2006; BARBOSA et al., 2006). Contudo, LEVY et al., (2009), encontraram resistência em todos os materiais de milho estudados para espécie. ADEGBITE (2011), também encontrou alguns materiais de milho resistentes a *M. incognita* em ensaios de campo conduzidos na África.

Para *M. javanica* os valores de FR variaram de 0,00 a 6,74 no primeiro ensaio. Os genótipos de milho que apresentaram menores valores de FR foram: BRS 2022, BRS 3025, BRS 4103, IAC 8390 e GNZ 2005 sendo classificados como altamente resistentes em virtude de seus FR serem inferiores a um (Tabela 1). Além destes, o sorgo BRS 330 também suprimiu o aumento populacional de *M. javanica* e também recebeu essa mesma classificação. Esse resultado, corrobora com a afirmação de INOMOTO et al. (2008), de que o sorgo granífero de forma geral, pode ser considerado mau hospedeiro de *M. javanica*. O genótipo de milho IPR 119 foi considerado

Tabela 2. Análise estatística das populações finais de *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. enterolobii*, fator de reprodução (FR) e reação dos genótipos de milho e sorgo avaliados no segundo ensaio, aos oitenta e dois dias após inoculação. Jaboticabal – SP, 2011.

Genótipos	<i>M. incognita</i>						<i>M. javanica</i>						<i>M. enterolobii</i>						
	PF <sup>1</sup>		FR <sup>2</sup>		Reação <sup>3</sup>		PF		FR		Reação		PF		FR		Reação		
Testemunha <sup>4</sup>	586.450,00	*5,70 e	195,48	S	29.527,91	*4,19 d	9,84	S	195.680,00	*5,24 b	65,23	S							
GNZ 2005	86.760,83	4,74 de	28,92	S	0,00	0,70 a	0,00	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
BRS 1040	67.582,50	4,73 de	22,53	S	10.202,99	3,73 cd	3,40	MR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
PR 27D28	67.329,17	4,60 cde	22,44	S	165,00	1,08 ab	0,06	AR	45,83	0,99 a	0,02	AR							
BRS 4103	69.465,00	4,53 cde	23,16	S	561,67	1,85 ab	0,19	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
PR 80745	41.816,67	4,49 cd	13,94	S	89,58	1,04 ab	0,03	AR	139,17	1,07 a	0,05	AR							
PR 27D29	37.497,50	4,48 cd	12,50	S	316,25	1,13 ab	0,11	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
BRS 1030	32.457,50	4,45 cd	10,82	S	8.582,22	3,75 cd	2,86	MR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
PR 1150	33.614,16	4,45 cd	11,20	S	0,00	0,70 a	0,00	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
IAC 8390	47.694,16	4,26 cd	15,90	S	468,33	1,46 ab	0,16	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
AP 737	19.832,50	4,04 bcd	6,61	PR	3.305,44	3,51 cd	1,10	MR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
BRS 3025	15.153,92	3,86 bcd	5,05	PR	0,00	0,70 a	0,00	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
BRS 2022	6.421,67	3,59 bcd	2,14	PR	1150,42	1,22 ab	0,38	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
PR 401	4.898,33	3,51 bc	1,63	MR	535,42	2,30 bc	0,18	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
BRS 330	6.940,70	2,90 b	2,31	MR	0,00	0,70 a	0,00	AR	75,00	1,25 a	0,03	AR							
BRS 310	0,00	0,70 a	0,00	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR	111,25	1,31 a	0,04	AR							
<i>C. spectabilis</i>	16,67	0,92 a	0,01	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR	0,00	0,70 a	0,00	AR							
Teste F		31,29**				17,50**													
CV (%)		14,75				42,27													

\* Dados referentes às populações finais, transformados em log (x+5)

<sup>1</sup> População final; <sup>2</sup> Fator de reprodução = População final/População inicial; <sup>3</sup> Reação dos genótipos sendo AR= altamente resistente (FR<1); MR= moderadamente resistente; PR = Pouco resistente e S= suscetível; <sup>4</sup>Beringela cv. 'Napolis'.

médias seguidas pela mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade

40,54\*\*  
39,17



moderadamente resistente, já BRS 1030, BRS 1040 e IPR 119, foram suscetíveis a esse nematoide.

No segundo ensaio, foi confirmada a reação dos materiais testados no primeiro. Contudo os genótipos de milho BRS 1030 e BRS 1040 antes classificados como suscetíveis passam a ser classificados como moderadamente resistentes. Essa diferença observada para esses materiais esta em função do maior FR do padrão de suscetibilidade utilizado no segundo ensaio, que por sua vez apresentou um valor de 9,84. Como BRS 1030 e BRS 1040 apresentaram valores médios inferiores à Berinjela cv. Napolis (Padrão de suscetibilidade), o teste estatístico permitiu agrupá-los entre os moderadamente resistentes. No primeiro ensaio isso não ocorreu em virtude do problema anteriormente mencionado, referente ao baixo FR de *M. javanica* apresentado pelo tomateiro. Além daqueles genótipos, os demais foram considerados altamente resistentes devido aos seus FR serem inferiores a um. De fato, entre os genótipos de milho, a resistência a *M. javanica* tem sido mais frequentemente relatada (BRITO & ANTONIO, 1990; LORDELLO et al., 1989; ASMUS & ANDRADE, 1997; MANZOTTE et al., 2002; WILCKEN et al., 2006).

O genótipo de sorgo AP 737, obteve FR ligeiramente superior a um, sendo, portanto, caracterizado como moderadamente resistente a *M. javanica* (Tabela 2).

Ainda no segundo ensaio, os materiais de milho e sorgo foram considerados todos altamente resistentes a *M. enterolobii*, diferindo significativamente da testemunha com um FR de 65,23. Recentemente, DIAS et al. (2010) avaliaram em condições de casa de vegetação 36 genótipos de milho frente a *M. enterolobii*. Os FR variaram de 51,8 para soja (padrão de suscetibilidade) e 0,1 para o milho NB 7361 (padrão de resistência). Inclusive para o material GNZ 2005, os autores obtiveram um FR de 2,5 e caracterizaram este genótipo como moderadamente resistente. Porém, no presente estudo este mesmo material foi considerado altamente resistente em função de seu FR inferior a um. Essa diferença pode ter ocorrido em função da variação das populações de *M. enterolobii*. Altos níveis de variabilidade intraespecífica são comuns nas espécies de *Meloidogyne* (ROESE et al. 2007). SILVA & SILVA (2009) avaliaram a reação de algumas Poaceas entre elas milho e sorgo. Observaram que todas reduziram as

populações de *M. enterolobii* em relação à testemunha padrão de suscetibilidade, corroborando com os resultados observados no presente estudo. Os autores consideraram avaliação do índice de galhas e índice de massa de ovos que para milho foram ambos 0,1 e para sorgo ambos 0,0.

Os resultados obtidos no presente estudo permitem elaborar plano de ação com vistas ao manejo, principalmente de *M. javanica* e *M. enterolobii*, com alguns dos materiais utilizados, pois foi mais fácil identificar resistência para estas espécies. Entretanto, o sorgo BRS 310 pode ser utilizado no manejo das três espécies de nematoides em questão.

A possibilidade de utilização do milho com comprovada resistência em sucessão com a soja, por exemplo, têm a vantagem de permitir retorno econômico ao produtor. Embora exista esta facilidade, em relação a espécies de *P. zae* todos os genótipos avaliados foram classificados como suscetíveis. Entretanto, em relação a *P. brachyurus*, nenhum foi considerado altamente resistente, ou seja, com FR inferior a um (vide Capítulo 3), o que implica em dizer que a recomendação destes genótipos deve ser cautelosa, principalmente em áreas onde ocorram nematoides das lesões.

#### **4. Conclusões**

Os genótipos de milho BRS 2022 e os de sorgo BRS 330 e PR 401 são moderadamente resistentes e BRS 3025 é pouco resistente a *M. incognita*. Todos os demais avaliados são suscetíveis a *M. incognita* com exceção do sorgo BRS 310 que é altamente resistente. Quanto a *M. javanica*, o sorgo AP 737 é moderadamente resistente. Os genótipos de milho BRS 1030, BRS1040 são pouco resistentes a esse nematóide, e os demais genótipos são altamente resistentes. A *M. enterolobii*, todos os genótipos de milho e sorgo testados foram altamente resistentes.

A resistência a *M. javanica* e *M. enterolobii* é mais freqüente no germoplasma de milho que a *M. incognita*.

## REFERÊNCIAS

- ADEGBITE, A.A. Reaction of some maize (*Zea mays* L.) varieties to infestation with root-knotnematode, *Meloidogyne incognita* under field conditions. **African Journal of Plant Science**, v.5, n.3, p.162-167, 2011.
- ALMEIDA, E.J., SOARES, P.L.M., SILVA, A.R., SANTOS, J.M. Novos Registros sobre *Meloidogyne mayaguensis* no Brasil e Estudo Morfológico Comparativo com *M. incognita*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.32, p.236-241, 2008.
- ALMEIDA, E.J.; SOARES, P.L.M.; SANTOS, J.M.; MARTINS, A.B.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* na cultura da goiaba (*Psidium guajava*) no estado de São Paulo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.30, p.112, 2006.
- ASMUS, G.L.; ANDRADE, P.J.M. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em cultivares de milho. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.21, n.2, p.39-47, 1997.
- ASMUS, G.L.; ANDRADE, P.J.M. Reprodução de *Meloidogyne javanica* em cultivares de milho. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.21, n.2, p.39-47, 1997.
- BARBOSA, B.F.F.; SANTOS, J.M.; SOARES, P.L.M.; BARBOSA, J.C. Avaliação comparativa da agressividade de *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* à variedade SP 911049 de cana-de-açúcar. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.33, n.3, 2009.
- BARBOSA, B.F.F.; SOARES, P.L.M.; BARBOSA, J.C.; SANTOS, J.M. Fator de reprodução de *Meloidogyne incognita* em sete híbridos de milho (*Zea mays*). **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.1, p.119, 2006.
- BRITO, J.A.; ANTONIO, H. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.14, p.7-8, 1990.
- CAMPOS, H.D.; ROCHA, M.R. Reação de genótipo de Milho (*Zea mays* L.) aos nematoides de galha *Meloidogyne incognita* e *M. javanica*. **Pesquisa Agropecuária Tropical**, Goiânia, v. 29, n.2, p.13-17, 1999.

CARNEIRO, R.G.; MÔNACO, A.P.; MORITZ, M.P.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Identificação de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira e em plantas invasoras, em solo argiloso, no Estado do Paraná. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.30, p.293-298, 2006.

CARNEIRO, R.G.; MORITZ, M.P.; MÔNACO, A.P.A.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.31, n.2, p.9-13, 2007.

CARNEIRO, R.G.; MORITZ, M.P.; MÔNACO, A.P.A.; NAKAMURA, K.C.; SCHERER, A. Reação de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne incognita*, *M. javanica* e *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.31, n.2, p.67-71. 2007.

CARNEIRO, R.M.D.G., MOREIRA, W.A., ALMEIDA, M.R.A., GOMES, A.L.M.M. Primeiro relato de fitonematoide *Meloidogyne mayaguensis* parasitando goiabeira (*Psidium guajava* L.) cv. Paluma. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.25, p.55-57, 2001.

DAVIS, R.F., TIMPER, P. Resistance in select corn hybrids to *Meloidogyne arenaria* and *M. incognita*. **Journal of Nematology**, Raleigh, v.32, p.633-640, 2000.

DIAS, W.P.; FREITAS, V.M.; RIBEIRO, N.R.; MOITA, A.W.; CARNEIRO, R.M.D.G. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *M. ethiopica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.34, n.2, p.98-105, 2010.

EISENBACK, J.D.; HIRSCHMANN, H.; SASSER, J.N.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. **A guide to the four most common species of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species) with a pictorial key**. Raleigh: The Departments of Plant Pathology and Genetics of North Carolina State University and United States Agency for International Development, 1981. 48p.

ESBENSHADE, P.R.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, Lawrence, v.22, n.1, p.10-15, 1990.

FERRAZ, S.; FREITAS, L.G.; LOPES, E.A.; DIAS-ARIEIRA, C.R. **Manejo sustentável de fitonematoides**. Viçosa: Editora UFV, 2010. 304p.

FERREIRA, D. F. SISVAR: um programa para análises e ensino de estatística. **Revista Symposium**, Lavras, v.6, p.36-41, 2008.

FRANCISCO, A.; SILVA, J.F.V.; DIAS, W.P.; MEIRELES, W.F.; TEIXEIRA, F.F.; RIBEIRO, N.R. Reação de genótipos de milho a *Meloidogyne incognita*, raça 3 e *M. javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.29, n.1, p.109-110, 2005.

HARTMAN, K.M., SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: BARKER, K.R., CARTE, C.C., SASSER, J.N. **An advanced treatise on Meloidogyne: methodology**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1985. v.2, p.69-77.

HUSSEY, R.S.; BARKER, K.R. A Comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. including a new technique. **Plant Disease Reporter**, St. Paul, v.57, p.1025-1028, 1973.

INOMOTO, M.M.; ANTEDOMÊNICO, S.R.; SANTOS, V.P.; SILVA, R.A.; ALMEIDA, G.C. Avaliação em casa de vegetação do uso de sorgo milheto e crotalária no manejo de *Meloidogyne javanica*. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.33, n.2, p.125-129, 2008.

INOMOTO, M.M.; ANTEDOMÊNICO, S.R.; SANTOS, V.P.; SILVA, R.A.; ALMEIDA, G.C. Avaliação em casa de vegetação do uso de sorgo milheto e crotalária no manejo de *Meloidogyne javanica*. **Tropical Plant Pathology**, Brasília, v.33, n.2, p.125-129, 2008.

JEPSON, S.B. **Identification of Root-Knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Wallingford (U.K.): CAB International 1987.

LEVY, R.M.; HOMECHIN, M.; SANTIAGO, D.C.; CADIOLI, M.C.; BAIDA, F.C. Reação de genótipos de milho ao parasitismo de *Meloidogyne incognita* raça 1 e a *M. paranaensis*. **Acta Scientiarum Agronomy**, Maringá, v.31, n.4, p.575-578, 2009.

LIMA, I.M.; DOLINSKI, C.M.; SOUZA, R.M. Dispersão de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabais de São João da Barra (RJ) e relato de novos hospedeiros dentre plantas invasoras e cultivadas. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.27, p. 257-258, 2003.

LIMA, I.M.; MARTINS, M.V.V.; SERRANO, L.A.L.; CARNEIRO, R.M.D.G. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira cv. Paluma no estado do Espírito Santo. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.31, p.132, 2007.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWASAKI, E. Avaliação da resistência de Milho a *Meloidogyne incognita* e a *M. arenaria*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.18, p.93-105, 1994.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWASAKI, E. Resistência de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.13, p.71-79, 1989.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E. Avaliação da resistência de milho a *Meloidogyne incognita* raça 3. **Summa Phytopathologica**, Jaboticabal, v.27, p. 86-88, 2001.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L.; SAWAZAKI, E.; TREVIISAN, W.L. Nematóide das galhas danifica lavoura de milho em Goiás. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.10, p.145-149, 1986.

MANZOTTE, U.; DIAS, W.P.; MENDES, M.L.; SILVA, J.F.V.; GOMES, J. Reação de Híbridos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.26, n.1, p.105-108, 2002.

McDONALD, A.H., NICOL, J.M. Nematode Parasites of Cereals. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. **Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture**. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 2005. p.131-192.

MOENS, M.; PERRY, R.N. Migratory plant endoparasitic nematodes: A group rich in contrasts and divergence. **Annual Review of Phytopathology**, Palo Alto, v. 47, n.3, p.313-332, 2009.

MORITZ, M.P.; SIMÃO, G.; CARNEIRO, R.G. Reação de genótipos de milho às raças 1 e 3 de *Meloidogyne incognita* e a *M. paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.27, n.2, p.211-214, 2003.

NEVES, W.S.; MONTEIRO, T.S.A.; OLIVEIRA, R.D.; CASTRO, D.B. Primeiro Relato de *Meloidogyne mayaguensis* em Goiabeira na Região de Jaíba, Norte de Minas Gerais. **Revista Tropica**, Chapadinha, v. 4, p.8-11, 2010.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Van De landbouwhogeschool Te Wageningen**, Wageningen, v.66, n.4, p.1-46, 1966.

RIBEIRO, N.R.; SILVA, J.F.V.; MEIRELLES, W.F.; CRAVEIRO, A.G.; PARENTONI, S.N.; SANTOS, F.G. Avaliação da resistência de genótipos de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* raça 3 . **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, Sete Lagoas, v.1, n.3, p.102-106, 2002.

ROBERTS, P.A., MATTHEWS, W.C., VEREMIS, J.C. Genetic mechanisms of host-plant resistance to nematodes. In: BARKER, K, R., PEDERSON, G.A., WINDHAM, G.L. **Plant and nematode interactions**. Madison: American Society of Agronomy, 1998, p.209-238.

ROBERTS, P.A.; FRATE, C.A.; MATTHEWS, W.C.; OSTERLI, P.P. Interactions of virulent *Meloidogyne incognita* and Fusarium wilt on resistant cowpea genotypes. **Phytopathology**, Saint Paul, v.85, p.1288-1295, 1995.

ROESE, A.D.; OLIVEIRA, R.D.L.; OLIVEIRA, D.S. Variabilidade fisiológica em populações de *Meloidogyne paranaensis*. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.32, p. 40-43, 2007.

- SHEWALE, S.D. **Studies in the enzymatic depolymerisation of natural polisaccharides**. 2008. 268f. Thesis (Ph.D. Degree in Chemical Engineering) – University of Mumbai, Mutunga, 2008.
- SILVA, G.S.; SOBRINHO, C.A.; PEREIRA, A.L.; SANTOS, J.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no estado Piauí. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.30, p.307-309, 2006.
- SILVA, K.C.; SILVA, G.S. Reação de gramíneas e leguminosas a *Meloidogyne mayaguensis*. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.22, n.2, p.198-200, 2009.
- SOUTHEY, J.F. **Laboratory for work with plant and soil nematodes, 5 ed.** London: Minist. Agric. Fisch. Fd., 1970.148 p. (Bulletin, 2).
- STARR, J.L.; BRIDGE, J.; COOK, R. Resistance to plant parasitic nematodes: History, current use and future potential. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.). **Plant resistance to parasitic nematodes**. New York: CABI Publishing. 2002. p.1-22.
- TAYLOR, A.L.; NETSCHER, C. An improved technique for preparing perineal patterns of *Meloidogyne* spp. **Nematologica**, Leiden, v.20, p.268-269, 1974.
- TORRES, G.R.C.; COVELLO, V.N.; SALES JUNIOR, R.; PEDROSA, E.M.R.; MOURA, R.M. *Meloidogyne mayaguensis* em *Psidium guajava* no Rio grande do Norte. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v.29, p.570-570, 2004.
- TORRES, G.R.C.; SALES JUNIOR R.; REHN, V.N.C.; PEDROSA, E.M.R., MOURA, R.M. Ocorrência de *Meloidogyne mayaguensis* em goiabeira no Estado do Ceará. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.29, p.105-107, 2005.
- WHINDHAM, G.L., WILLIAMS, W.P. Reproduction of *Meloidogyne incognita* and *M. arenaria* on tropical corn hybrids. **Supplement to Journal of Nematology**, Lakeland, v.26, p.753-755, 1994.
- WILCKEN, S.R.S.; FUKAZAWA, R.M.; ROSA, J.O.M.; JESUS, A.M.; BICUDO, S.J. Reprodução de *Meloidogyne incognita* raça 2 e *M. javanica* em genótipos de milho em



condições de casa-de-vegetação. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.30, n.1, p.35-38, 2006.