

**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS  
CURSO DE AGRONOMIA**

**DESENVOLVIMENTO DE *Meloidogyne incognita* EM UM HÍBRIDO DE MILHO  
RESISTENTE.**

**LÚCIO ADRIANO ALVES OLIVEIRA**

**MARIA AMELIA DOS SANTOS**

(Orientadora)

Monografia apresentada ao Curso de  
Agronomia, da Universidade Federal de  
Uberlândia, para obtenção do grau de  
Engenheiro Agrônomo.

Uberlândia – MG  
Junho - 2004

**DESENVOLVIMENTO DE *Meloidogyne incognita* EM UM HÍBRIDO DE MILHO  
RESISTENTE**

APROVADO PELA BANCA EXAMINADORA EM 17/06/2004

---

Profa. Dra. Maria Amelia dos Santos  
(Orientadora)

---

Prof. Dr. José Magno Queiroz Luz  
(Membro da Banca)

---

Profa. Dra. Luciana Santos Rodrigues Costa Pinto  
(Membro da Banca)

Uberlândia - MG  
Junho - 2004

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço primeiramente a Deus por ter colocado todas essas pessoas em meu caminho e por me dar força para superar as dificuldades existentes.

A toda minha família que sempre mim deu força e apoio diante às dificuldades encontradas durante a realização do curso.

À professora Maria Amelia do Santos pela orientação e ensinamentos.

Aos colegas em especial que forneceram ajuda na realização da monografia: Nádia Paula, Edwilson, Adriana Figueiredo, Pedro Augusto, Tiago Vinícius, Renato Graciano.

Aos técnicos em Agropecuária Aires e Adílio pelo apoio prestado no experimento.

Aos colegas da 28ª Turma de Agronomia pela convivência harmoniosa no curso e pelas várias amizades que conquistei.

Às bibliotecárias pelo pronto atendimento às solicitações de periódicos.

## ÍNDICE

<b>RESUMO</b> .....	05
<b>1- INTRODUÇÃO</b> .....	06
<b>2- REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	08
2.1- O milho.....	08
2.2- O fitonematóide em estudo.....	09
2.3- Controle.....	11
2.4- Resistência de milho ao gênero <i>Meloidogyne</i> .....	12
<b>3- MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	13
3.1- Obtenção e multiplicação do inóculo.....	13
3.2- Instalação, condução e avaliação do experimento.....	14
3.3- Potencial reprodutivo da fêmea.....	16
3.4- Análise estatística.....	16
<b>4- RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	17
<b>5- CONCLUSÃO</b> .....	20
<b>6- REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	21

## RESUMO

Os nematóides destacam-se e podem comprometer a produção de milho em áreas contaminadas e, também, pode deixar de ser uma opção de cultura na rotação com outras como soja, feijão e algodão para manejar áreas com nematóides, principalmente, quando *Meloidogyne incognita*, está presente. Com o objetivo de avaliar o ciclo de vida do nematóide *Meloidogyne incognita* em um híbrido de milho considerado resistente, um experimento foi conduzido em casa - de - vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia, MG, no período de 09 de maio a 23 de julho de 2003. Cinquenta e cinco vasos com capacidade de 1,5 L contendo uma mistura de terra:areia na proporção de 1:2, respectivamente, fumigada com brometo de metila, receberam cinco sementes do híbrido de milho P30F80 em cada vaso. No solo de cada vaso, foram feitos três orifícios com 2 cm de profundidade e distanciados 2 cm da haste da plântula. Nesses orifícios foram distribuídos 10 mL da suspensão de ovos constituindo-se, assim, a população inicial de 5.000 ovos. As 11 avaliações ocorreram em intervalos de 5 dias a partir do dia da inoculação. Em cada avaliação, foram coletados cinco vasos ao acaso que constituíram as cinco repetições. Pouquíssimos juvenis de 2º estágio penetraram nas raízes do milho. Essa baixa taxa de penetração poderia ser explicada pela ocorrência de mecanismos de resistência pré-infeccionais, como produção de substâncias tóxicas ou falta de atração e/ou resistência à penetração. Os juvenis formaram o local especial de alimentação, pois as fases seguintes do ciclo de vida foram observadas, porém as fêmeas formadas foram poucas (média de 1,4) e o potencial reprodutivo baixo (167,4 ovos/fêmea). Nessa etapa, mecanismos pós-infeccionais como formação inadequada das células gigantes tanto em termos nutricionais como funcionais impedem o desenvolvimento e reprodução do nematóide. O fator de reprodução encontrado foi de 0,18 e, portanto, o híbrido de milho P30F80 é um mau hospedeiro ou resistente para *Meloidogyne incognita*.

## **1-INTRODUÇÃO**

O milho (*Zea mays* L.) é uma monocotiledônea anual pertencente à família Gramineae. Em relação à sua história acredita-se que o milho existia como cultura há cerca de 4.000 anos. Quando Cristóvão Colombo descobriu a América, o milho já constituía a base alimentícia dos povos indígenas aqui existentes e era cultivado desde a Argentina até o Canadá. Logo após a descoberta da América, o milho foi levado para a Espanha, Portugal, França e Itália, onde era cultivado em jardins como planta exótica e ornamental. Uma vez reconhecido o seu valor nutricional e econômico passou a ser cultivado em larga escala e difundiu-se para a Europa, Ásia e Norte de África e hoje praticamente é cultivado em todo o mundo.

O milho é cultivado em condições ambientais distintas, desde o extremo norte ao extremo sul, desde baixas altitudes até altitudes superiores a 2.500 m. A difusão da prática do milho em segunda época ou safrinha, aliada à adoção da irrigação, tem possibilitado a existência de plantas em diferentes fases de desenvolvimento em áreas próximas, durante todo ano, contribuindo para maior incidência e severidade de pragas e doenças, como os fitonematóides.

Cerca de 100 espécies de fitonematóides já foram associadas ao milho e o ataque ocorre em todas as regiões do mundo onde é cultivado. No Brasil, há vários registros de espécies de *Pratylenchus* e de *Meloidogyne* atacando o milho.

O sintoma mais freqüente decorrente do ataque de *Meloidogyne* é a presença de galhas nas raízes das plantas parasitadas, embora não seja um sintoma obrigatório na interação planta-nematóide. Pode ocorrer formação da galha pelo *Meloidogyne* em híbridos de milho, porém freqüentemente, é pouco visível a olho nu. Isto permitiu que o problema de *Meloidogyne* em milho passasse despercebido por muitos anos.

Pelos diversos prejuízos causados por *Meloidogyne* torna-se de extrema importância o seu controle. Observa-se na literatura e na prática que alguns métodos de controle de nematóides são de certa forma eficazes e por isso são mais utilizados. Nesse contexto, destaca-se a rotação de culturas em que o hospedeiro suscetível é rotacionado com cultivos de culturas imunes ou resistentes aos nematóides.

Para tanto, o presente trabalho teve como objetivo estudar o ciclo de vida de *Meloidogyne incognita* em um híbrido de milho indicado como resistente.

## **2-REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1- O milho**

Quanto à origem do milho, continua sendo uma polêmica para os botânicos, arqueologistas e agrônomos, embora inúmeras pesquisas realizadas por autores mostrem que o milho é originário do México e foi domesticado nas regiões do Sul-Centro e Sudeste daquele país (AYALA-OSUNA, 2001).

Hoje em dia, o milho é uma das plantas mais usadas para a produção de alimentos, ração para animais e produção de fibras em várias regiões do mundo. O milho no Brasil foi sempre cultivado para atender às necessidades internas ou, mais especificamente, das propriedades rurais. Deve-se ressaltar que o milho, ocupa no País, a maior extensão da área plantada entre todos os produtos agrícolas e, emprega uma boa massa de mão-de-obra rural no seu processo produtivo. Quanto ao consumo, esse cereal tem sido utilizado principalmente na alimentação animal. Com base nos dados do Ministério da Agricultura, estima-se que apenas cerca de 11% da produção de milho se destine ao consumo humano. Cerca de 50 a 60% é empregada na formulação de rações e, a parte restante de 30 a 40% é, provavelmente, fornecida diretamente aos animais (AYALA-OSUNA, 2001).



A produção de milho no País encontra-se, fortemente, concentrada nas regiões do Centro-Oeste e Sul, onde é obtida, cerca de 94,5% da produção nacional, com valores médios de 4000 a 6000 Kg/ha. Na região Nordeste, as produções são prejudicadas pelas péssimas condições ambientais e edáficas (AYALA-OSUNA, 2001). Os Estados Unidos da América continuam sendo o maior produtor mundial do cereal tendo colhido na safra de 1999/2000, o total de 242.859 milhões de toneladas, seguido pela China com 128.000 milhões de toneladas e o Brasil, em terceiro lugar, com cerca de 34.000 milhões de toneladas, sendo este cultivado em uma área de 12.820.719 hectares (AGRIANUAL, 2000).

## **2.2-O fitonematóide em estudo**

Os nematóides do gênero *Meloidogyne* são parasitos no interior das raízes de plantas hospedeiras, portanto, endoparasitos sedentários. O ciclo de vida inicia-se com o ovo, liberado pela fêmea em uma matriz gelatinosa que os protege. O desenvolvimento embriogênico do ovo inicia-se dentro de poucas horas depois da deposição, resultando em sucessivas divisões celulares até a total formação do juvenil no seu interior. Este é o chamado primeiro estágio juvenil ou J<sub>1</sub>. A primeira ecdise ocorre no interior do ovo, e forma-se o juvenil de segundo estágio (J<sub>2</sub>). O J<sub>2</sub> eclode do ovo podendo ou não deixar a massa de ovos imediatamente. Depois de deixar a massa de ovos, que pode estar fora da raiz ou mesmo no seu interior, o J<sub>2</sub> move-se no solo à procura da raiz onde irá se alimentar.

A penetração na raiz, normalmente, ocorre próximo à coifa. Move-se entre as células diferenciadas, parando com a parte anterior do corpo próximo à região de alongação celular no córtex. A parede celular é puncionada com o estilete, e através dele secreções das glândulas esofagianas são liberadas que causam alargamento das células no cilindro vascular, aumentando as taxas de divisão celular do periciclo. Isto leva à formação das chamadas

“células gigantes”. Estas mudanças são acompanhadas normalmente, pelo alargamento do diâmetro das raízes, formando as galhas. Enquanto formam-se as células nutridoras e galhas, a largura do juvenil aumenta e as células do primórdio genital se dividem, tornando-se distintas. O juvenil sofre uma série de transformações que culminam nas ecdises, dando origem aos J<sub>3</sub> e J<sub>4</sub> e, finalmente, aos adultos (macho e fêmea). A reprodução predominantemente para esse gênero é por partenogênese (TIHOHOD, 2000).

Inúmeros estudos revelam que a duração do ciclo vital de espécies de *Meloidogyne* é extremamente variável, dependendo do parasito, da planta hospedeira e de fatores ambientais, principalmente, a temperatura. Em climas quentes, os nematóides se multiplicam a uma taxa de 5 a 10 gerações por ano e são muito mais ativos para encontrarem e atacarem as plantas que os das regiões frias (TIHOHOD, 2000). A temperatura ótima para a maioria das espécies oscila de 15 a 30°C. Fora destes limites as espécies reduzem suas atividades vitais (LORDELLO, 1982). De modo geral, o ciclo se completa em 25 dias sob temperatura de 27°C, mas pode tornar-se mais longo em temperaturas mais elevadas ou mais baixas (AGRIOS, 1988).

As espécies de *Meloidogyne* são parasitos obrigatórios de plantas que quando atacadas apresentam diversos graus de sintomas, como a presença de galhas nas raízes, clorose foliar, redução e deformação do sistema radicular, decréscimo da deficiência das raízes em absorver e translocar água e nutrientes e menor crescimento da parte aérea, culminando com uma menor produção (TIHOHOD, 2000). As plantas infectadas não respondem à adubação em razão da falta de raízes saudas para a absorção dos nutrientes.

### 2.3-Controle

Entre os métodos disponíveis para o controle de nematóides nas áreas infestadas, destaca-se, o uso da rotação de culturas em que o hospedeiro suscetível é rotacionado com cultivos de culturas imunes ou resistentes aos nematóides. Nesse contexto, o milho apresenta grande potencial, pois pode ser cultivado em todo o país (RIBEIRO et al., 2002a).

O emprego de cultivares resistentes ou tolerantes e a aplicação de nematicidas estão também entre os principais métodos de controle de nematóides fitoparasitos. Entretanto, essas medidas podem ter algumas restrições. No caso do controle químico, o custo elevado, o risco de intoxicação humana e a contaminação do meio ambiente são os principais inconvenientes (NOVARETTI, 1991). Os benefícios que esses produtos proporcionam para a sociedade como um todo, dependem do uso correto. Muitos produtores diante da ameaça eminente de prejuízo e não tendo adequado conhecimento, fazem mal uso desses produtos, mesmo com esforços das empresas para evitar acidentes, além da fiscalização e legislação existentes (Santos, 2000).

Em se tratando de cultivares resistentes, tem-se um grande entrave que é o fato do gênero *Meloidogyne* apresentar alta polifagia. Os nematóides formadores de galhas são considerados como o grupo mais importante devido a sua ampla distribuição em todo o país, polifagia e diferença biológica ligada ao parasitismo entre populações da mesma espécie (CARNEIRO, 1992).

Nos últimos anos, a freqüente ocorrência dos nematóides de galhas tornou-se motivo de grande preocupação, no sentido de viabilizar o uso agrícola das áreas infestadas. O fato desses nematóides serem polípagos, incluindo entre seus hospedeiros desde espécies de importância econômica até plantas daninhas, tem dificultado a viabilização de medidas de controle por parte dos agricultores (SILVA; DIAS; MANZOTTE, 2001).

#### **2.4 – Resistência de milho ao gênero *Meloidogyne*.**

A resistência do milho a *Meloidogyne javanica* é relatada para muitos genótipos na literatura (BRITO e ANTONIO, 1989; LORDELLO et al., 1989; MANZOTTE et al., 2002; RIBEIRO et al., 2002a). No entanto, Medeiros et al. (2001), estudando 18 genótipos de milho utilizados no Nordeste brasileiro, observaram que todos comportaram-se como bons hospedeiros a *M. javanica*.

Moritz; Simão; Carneiro (2003) encontraram que para *Meloidogyne paranaensis*, a maioria dos 30 genótipos testados mostrou-se imune ou resistente, excetuando-se o genótipo 69X72 que foi suscetível.

Os trabalhos com *M. incognita* mostram a grande suscetibilidade de genótipos de milho (FELLI e MONTEIRO, 1987; LORDELLO et al., 1986; LORDELLO et al., 1987; LORDELLO et al., 1994; MORITZ; SIMÃO; CARNEIRO, 2003). No entanto, Ribeiro et al. (2002b), apresentaram um trabalho durante o II Congresso Brasileiro de Soja e apontaram os híbridos de milho P30F80, BRS 2114, AG 9090 e P30F33 como resistentes a *Meloidogyne incognita* raça 3.

### **3-MATERIAL E MÉTODOS**

O experimento foi instalado e conduzido na casa-de-vegetação do Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia, no período de 09 de maio a 23 de julho de 2003.

#### **3.1-Obtenção e multiplicação do inóculo**

O inóculo utilizado foi obtido pela extração de ovos de *Meloidogyne incognita* usando-se a técnica de Boneti e Ferraz (1981) a partir de raízes de tomateiro infectadas.

As raízes galhadas foram cortadas em pedaços de aproximadamente 1 a 2 cm. Esses pedaços foram colocados em liquidificador doméstico contendo solução de hipoclorito de sódio a 0,5%. A trituração ocorreu por 20 s na menor rotação do liquidificador. A suspensão obtida foi vertida na peneira de 200 mesh sobreposta à de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido com auxílio de jatos de água de uma pisseta e a suspensão obtida contendo ovos do nematóide foi calibrada para conter 500 ovos/mL.

### **3.2-Instalação, condução e avaliação do experimento**

Realizou-se a semeadura de milho no dia 09 de maio de 2003 em vasos plásticos com capacidade de 1,5 L contendo mistura de terra:areia na proporção de 1:2 e tratada com brometo de metila, sendo semeadas cinco sementes por vaso. Depois de emergidas, as plântulas foram desbastadas, deixando uma plântula por vaso.

Após 15 dias da semeadura, realizou-se a inoculação dos nematóides, aplicado-se 10 mL da suspensão de ovos, totalizando 5.000 ovos/por vaso. Essa suspensão foi aplicada em três orifícios ao redor do caule da planta a uma profundidade de 2 cm e distanciados de 2 cm do caule.

Durante o experimento, ocorreram 10 avaliações com intervalos de 5 dias e a 11ª avaliação, aconteceu 10 dias após a décima avaliação. Em cada avaliação, foram coletadas cinco repetições. As amostras de solo foram processadas pela técnica de flutuação em centrífuga em solução de sacarose (Jenkins, 1964) e as raízes pela técnica de coloração de nematóides em tecido vegetal (BYRD Jr.; KIRPATRICK; BARKER, 1983).

O solo de cada vaso foi homogeneizado e uma alíquota de 150 cm<sup>3</sup> foi recolhida e adicionada em recipiente, que recebeu um volume aproximado de 1L de água. Os torrões foram desmanchados para liberar os nematóides na suspensão. Agitou-se e deixou-se em repouso por 15 s. Esta suspensão, passou por uma peneira de 20 mesh a fim de reter os resíduos grosseiros presentes no solo e pela peneira de 400 mesh. Com o auxílio de jatos de água de uma pisseta, recolheu-se o resíduo da peneira de 400 mesh para um copo de béquer.

A suspensão foi distribuída em tubos de centrífuga, que após balanceados, foram centrifugados por 5 min a uma velocidade de 650 gravidades. Após esta centrifugação, o sobrenadante foi descartado e ao resíduo foi adicionada solução da sacarose e nova

centrifugação ocorreu por 1 min. na mesma velocidade. Após esse período, o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh na posição inclinada, deixando cair jato leve de água da torneira para tirar o excesso de solução de sacarose. O resíduo dessa peneira, com auxílio de jatos de água de uma pisseta, passou para um copo de béquer (Jenkins, 1964). A suspensão obtida foi utilizada para determinação do número de ovos no solo com auxílio da câmara de contagem de Peters.

As raízes de cada vaso foram submetidas à técnica de coloração de nematóides em tecido vegetal. As raízes foram bem lavadas, retirando todo o solo, sem danificá-las. As raízes foram cortadas em pedaços de 1 a 2 cm e colocadas em um copo de béquer contendo 50 mL de água de torneira. Vinte mL de água sanitária comercial foram adicionados aos 50 mL de água, o que resultou em uma concentração final de 1,5% de NaOCl. Os fragmentos permaneceram por 4 min nessa solução, agitando-se ocasionalmente. As raízes foram retiradas e lavadas em água corrente por 30 a 45 s para retirar resíduos de NaOCl, passou-se o conteúdo do béquer por uma peneira de chá e deixou-se a água corrente passar pelas raízes na peneira durante a lavagem. Após a lavagem, os pedaços de raízes ficaram em um béquer com água de torneira durante 15 min. A água foi drenada e as raízes foram transferidas para um béquer contendo 30 mL de água + 1 mL do corante (composição do corante: 3,5g de fucsina ácida, 250 mL de ácido acético e 750 mL de água destilada). Aqueceu-se até ferver, e contou-se o tempo de 30 s, a partir do início do ponto de fervura. O béquer foi retirado da chapa de aquecimento e foi mantido à temperatura ambiente para esfriamento. O excesso de corante foi removido por lavagem em água corrente. As raízes foram colocadas em 20 a 30 mL de glicerina e estão prontas para a observação. Os fragmentos de raízes foram alinhados em lâminas microscópicas que foram sobrepostas com lâminas microscópicas. As lâminas foram

visualizadas no microscópio ótico e os nematóides coloridos foram contados e classificados quanto à fase de desenvolvimento: J<sub>2</sub> vermiforme; J<sub>2</sub> na forma salsicha; J<sub>3</sub>/J<sub>4</sub>; fêmea madura (obesa) e fêmea ovipositando.

### **3.3-Potencial reprodutivo da fêmea**

As raízes da 11ª avaliação foram cortadas em pedaços de aproximadamente 1 a 2 cm. Esses pedaços foram colocados em liquidificador doméstico contendo solução de hipoclorito de sódio a 0,5%. A trituração ocorreu por 20 s na menor rotação do liquidificador. A suspensão obtida foi vertida na peneira de 200 mesh sobreposta à de 500 mesh. O resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido para um béquer com auxílio de jatos de água de uma pisseta e da suspensão obtida, contendo os ovos do nematóide, realizou a contagem dos mesmos na câmara de contagem.

O número total de ovos foi dividido pelo número de fêmeas encontradas nas raízes, resultando no potencial reprodutivo por fêmea.

### **3.4-Análise estatística**

A estatística utilizada foi a descritiva, calculando-se médias e desvio-padrão (Pimentel Gomes, 1978).



#### 4-RESULTADOS E DISCUSSÃO

A dinâmica populacional de *Meloidogyne incognita* estudada pelo seu ciclo de vida em solo e nas raízes do híbrido de milho P30F80 pode ser observada na Tabela 1 e nos Gráficos 1 e 2.

TABELA 1 - Número de ovos recuperados no solo de cada vaso e número de nematóides encontrados nas raízes do híbrido de milho P30F80, a cada intervalo de 5 dias após a inoculação de 5.000 ovos de *Meloidogyne incognita*. UFU, Uberlândia, MG, 2004.

Dias após a inoculação	Número de ovos	J <sub>2</sub> vermiforme	J <sub>2</sub> salsicha	J <sub>3</sub> / J <sub>4</sub>	fêmea madura	Fêmea ovipositando
5	748(306,87)*	3,2(1,92)				
10	476(494,04)	2,4(3,21)	1(1,22)			
15	0(0)	3(2,45)	2(0,71)	0,2(0,45)		
20	0(0)	1,4(1,67)	2(1,58)	0,4(0,55)		
25	366(26,08)	1(1,22)	2,4(1,67)	1(0,71)		
30	308(688,71)	0,8(0,84)	3,2(1,92)	1,8(0,84)		
35	88(196,77)	1,2(1,3)	2,6(2,07)	3(1,87)	0,2(0,45)	
40	0(0)	1(0,71)	2,4(1,14)	3,2(1,92)	0,4(0,55)	
45	0(0)	0,4(0,55)	2,6(2,3)	3(2,92)	0,6(0,89)	0,2(0,45)
50	162(362,24)	0,8(0,84)	1,8(1,3)	3,8(1,92)	1(0,71)	0,4(0,55)
55	688(362,04)	2,4(2,51)				

\*Médias de cinco repetições com o respectivo desvio padrão entre parênteses.

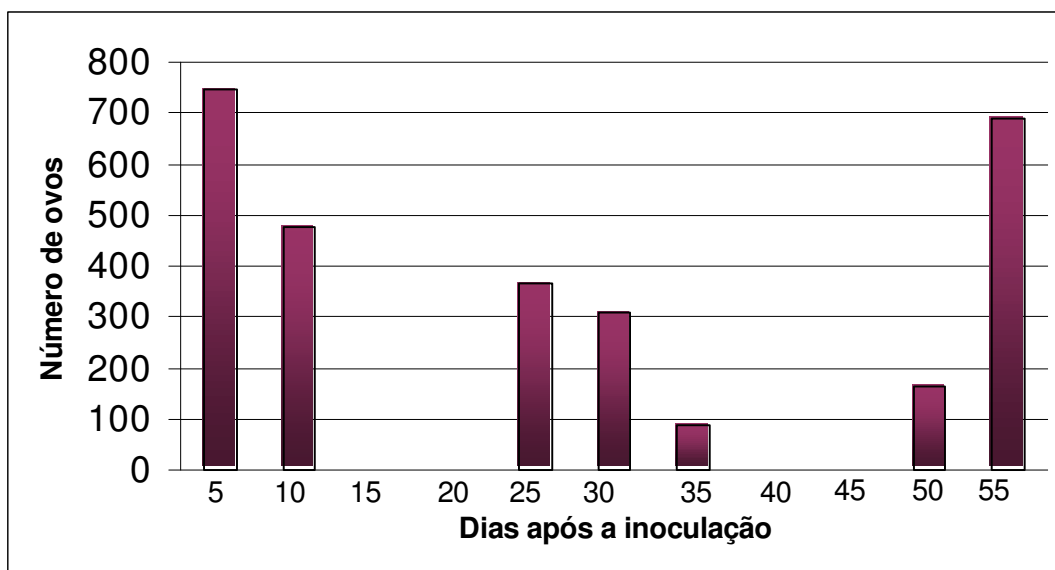


GRÁFICO 1 – Número de ovos de *Meloidogyne incognita* recuperados do solo de cada vaso em intervalos de 5 dias após a inoculação com 5.000 ovos.

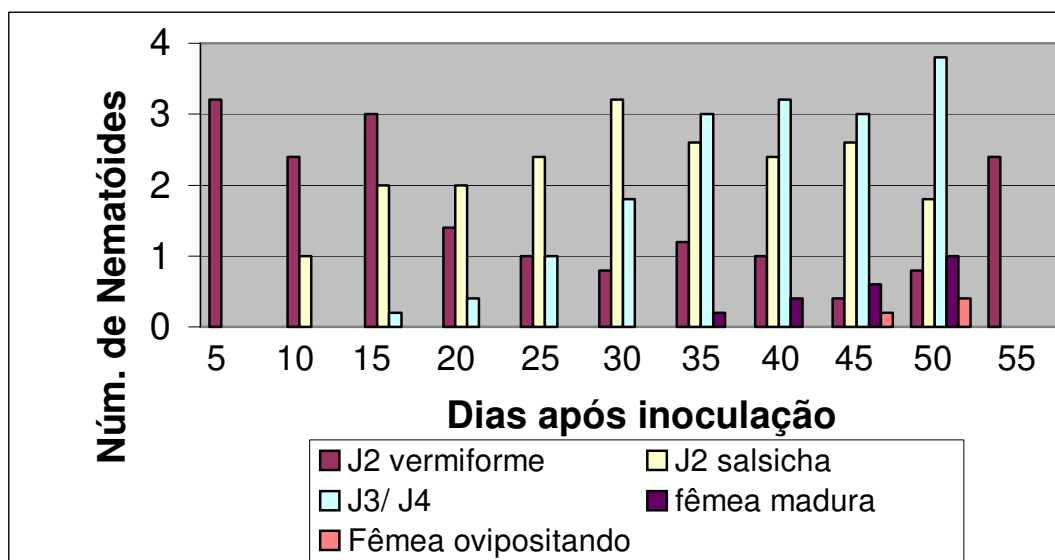


GRÁFICO 2 – Número de nematóides em suas respectivas fases do ciclo de vida de *Meloidogyne incognita* em raízes do híbrido de milho 'P30F80' em intervalos de 5 em 5 dias após a inoculação de 5.000 ovos.

Dos 5.000 ovos do nematóide, que constituíram o inóculo inicial introduzido no solo de cada vaso, pouquíssimos penetraram ao longo dos 55 dias de avaliação, como pode ser observado na quantidade de J<sub>2</sub> vermiforme encontrada na raiz. Essa baixa taxa de penetração poderia ser explicada pela ocorrência de mecanismos de resistência pré-infeccionais, ou seja, produção de substâncias tóxicas aos nematóides ou falta de atração e/ou resistência à penetração.

Os juvenis de 2º estágio que penetraram na raiz estabeleceram local de alimentação, pois foram observados J<sub>2</sub> na forma de salsicha a partir da segunda época de avaliação (10 dias após a inoculação). No entanto, esse sítio de alimentação foi inadequado, o que é um outro possível mecanismo de resistência do tipo pós-infecção, pois poucas fêmeas foram formadas e a quantidade de ovos formados por fêmea foi de 167,4. A média de ovos formados por uma fêmea de *Meloidogyne*, normalmente, é em torno de 500 ovos, sendo que em algumas espécies e combinações com plantas, esse potencial reprodutivo pode ser superior a 2.000 ovos (Tihohod, 2000). Esse sítio de alimentação inadequado consiste em condições nutricionais e funcionais das células gigantes ineficientes para o desenvolvimento e reprodução do nematóide.

O fator de reprodução apresentado por *Meloidogyne incognita*, para esse período de 55 dias, foi de 0,18, ou seja, a razão entre a população final (234,33 ovos na raiz + 688 juvenis de 2º estágio no solo) pela população inicial (inóculo inicial de 5.000 ovos). Segundo Oostenbrink (1966) fator de reprodução menor que 1, representa má hospedabilidade ou resistência. Para o híbrido de milho, P30F80 o valor foi muito próximo de zero, acentuando-se assim a característica de mau hospedeiro ou resistente.

## **5-CONCLUSÃO**

O híbrido de milho P30F80 apresentou fator de reprodução de 0,18 sendo assim considerado resistente ao fitonematóide *Meloidogyne incognita* e possivelmente mecanismos de resistência pré e pós-infeccionais estejam envolvidos.

## 7-REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGRIANUAL 2000. Anuário da agricultura brasileira. São Paulo: FNP, 2000. 546p. p435.

AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. 3. Ed. San Diego, Califórnia: Academic Press, p.803, 1988.

AYALA-OSUNA, J. T. **Genética e melhoramento do milho tropical**: propostas para aumentar a produtividade. Feira de Santana: Universidade Estadual de Feira de Santana, 15 p., 2001.

BONETI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* de raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v. 6, p.553, 1981.

BRITO, J.A. & ANTONIO, H. Resistência de genótipos de milho a *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v.13, p.129-137, 1989.

BYRD Jr., D.W.; KIRPATRICK, J.; BARKER, K.R. An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. **Journal of Nematology**, v.15, p.142-143, 1983.

CARNEIRO, R. M. D. G. Utilização de fungos em controle biológico dos nematóides das galhas. **Horti Sul**, v. 2, n.2, p.12-15, 1992.

FELLI, L.F.S.; MONTEIRO, A.R. Hospedabilidade de variedades de milho a *Meloidogyne incognita* raça 1. **Nematologia Brasileira**, v.11, p. 6-7. 1987.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, n.9, p.692. 1964.

LORDELLO, L. G. E. **Nematóides das plantas cultivadas**, 7.ed. São Paulo, Nobel, p.314, 1982.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAVAKI, E. Susceptibilidade de genótipos de milho as raças de *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Brasileira**, v.10, p.21-22, 1986.

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAVAKI, E. Avaliação da resistência de genótipos de milho a *Meloidogyne incognita* raça 3. **Nematologia Brasileira**, v.11, p.23-24, 1987.

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

LORDELLO, A.I.L.; LORDELLO, R.R.A.; SAWAVAKI, E. Avaliação de resistência de milho a *Meloidogyne incognita* e a *Meloidogyne arenaria*. **Nematologia Brasileira**, v.18, p. 93-105, 1994.

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

MEDEIROS, J.E.; SILVA, P.H.; BIONDI, C.M.; MOURA, R.M.; PEDROSA, E.M.R. Reação de genótipos de milho ao parasitismo de *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.25, n.2, p.243-245, 2001.

MORITZ, M.P.; SIMÃO, G.; CARNEIRO, R.G. Reação de genótipos de milho às raças 1e3 de *Meloidogyne incognita* e a *Meloidogyne paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, v.27, n.2, p.211-214, 2003.

NOVARETTI, W. R. T. Controle biológico de nematóides. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v.15, n.167, p.72-75, 1991.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. Meded. Landbouw. Wageningen, 66-4. 46p. 1966.

PIMENTEL GOMES, F. Curso de estatística experimental. 8ed. São Paulo: Nobel, 1978. 430p.

RIBEIRO, N. R.; SILVA, J. F. V.; MEIRELLES, W. F.; CRAVEIRO, A.G.; PARENTONI, S.N.; SANTOS, F.G. dos. Avaliação da resistência de genótipos de milho, sorgo e milheto a *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne incognita* raça 3. **Revista Brasileira de Milho e Sorgo**, v.1, n.3, p.102-103, 2002a.

RIBEIRO, N.R.; SILVA, J.F.V.; FRANCISCO, A .; GOMES, J.J.; MEIRELLES, W.F. Avaliação da resistência de genótipos de milho (*Zea mays* L.) a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* raça 3. In: **Anais do II Congresso Brasileiro de Soja**, Foz de Iguaçu, PR, 3 a 6 de junho, 2002. Londrina: EMBRAPA Documentos n. 181, p. 311 (resumo), 2002b.

SANTOS, J. M. Fatos e feitos relevantes na história da nematologia no Brasil e principais desafios para o início do novo século. In: **Anais do XXII Congresso Brasileiro de Nematologia**, Uberlândia, p. 9-13,2000.

SILVA, J. F .V; DIAS, W. P.; MANZOTTE, U. Produção de grãos em ambientes com nematóides de galhas. Londrina: Embrapa Soja: Fapeagro. (Documentos / Embrapa) Soja, ISSN 1516-781X, n.168, 15 p., 2001.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 2 ed. rev. amp., 2000. 473p.