

1. INTRODUÇÃO

A área plantada com algodoeiro na safra de 2001 no Brasil, segundo o IBGE (2002), foi de 873.607 hectares. A previsão de plantio dessa malvácea para a safra de 2002/2003 é de 756.145 hectares, ficando em oitavo lugar em área plantada dentre todos os produtos agrícolas, o que demonstra sua importância no cenário agrícola brasileiro. Nos últimos anos a área cultivada nas regiões Sul e Sudeste do país vêm diminuindo, entretanto, a área aumentou na região Centro Oeste. A expansão da cotonicultura no Cerrado efetivou-se a partir da safra 1996/1997 e de acordo com dados da Unicotton (2002), a Região Centro Oeste contribuiu com 58,7% da produção nacional de fibra.

Para a consolidação da cotonicultura de maneira sustentável, necessita-se vencer, em curto prazo, o desafio da obtenção de cultivares resistentes às doenças. São encontrados relatos na agricultura de pelo menos 250 patógenos do algodoeiro. Destes, mais de 90% são fungos, havendo relatos de ataques de vírus, micoplasmas, bactérias e nematóides (Heald *et al.*, 1981).

As espécies de nematóides consideradas parasitas do algodoeiro são: *Meloidogyne incognita*, *Belonolaimus longicaudatus*, *Hoplolaimus columbus*, *Hoplolaimus galeatus*, *Hoplolaimus indicus*, *Pratylenchus* spp., *Rotylenchulus reniformis*, *Trichodorus christiei*, *Tylenchorhynchus* spp. Das espécies acima citadas, *M. incognita*, *Pratylenchus* spp. e *R. reniformis* são considerados parasitas importantes na cultura do algodoeiro no Brasil.

Meloidogyne incognita, é o nematóide mais frequentemente associado ao algodoeiro e que causa maiores prejuízos (Ruano *et al.*, 1992).

O nematóide das galhas *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White, 1919), Chitwood, 1949, pertence ao reino Animal, filo Nemata, classe Secernentea, ordem Tylenchida e família Heteroderidae. Os nematóides da família Heteroderidae são considerados os mais prejudiciais às culturas em todo o mundo (Williamson e Hussey, 1996).

Estratégias de manejo para este nematóide incluem uso de nematicidas, rotação de culturas e uso de cultivares resistentes. O uso de nematicidas, embora eficiente, apresenta período residual curto, custo elevado, além de ser considerado prejudicial ao meio ambiente. A rotação de culturas pode não ser viável economicamente devido ao baixo valor de mercado de alguns produtos, quando comparados ao algodão (Colyer *et al.*, 2000). O uso de cultivares resistentes é uma boa opção de manejo para os nematóides.

A resistência do algodoeiro ao *M. incognita* já foi relatada em alguns cultivares. Segundo Robinson e Percival (1997), nos Estados Unidos três cultivares comerciais apresentam resistência a este patógeno: Stoneville LA 887, Paymaster 1560 e Acala Nem X. No Brasil, pesquisas recentes indicam o cultivar IAC 23 com bom nível de resistência (Fuzatto e Cia, 2001).

Este trabalho foi realizado com o objetivo de avaliar a resistência de alguns cultivares de algodoeiro ao nematóide das galhas, *M. incognita*.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Aspectos gerais da cultura

O algodoeiro é uma dicotiledônea, da família das malváceas. O gênero *Gossypium*, ao qual pertence, é bastante variado e conta com 39 espécies, sendo 33 diplóides e 6 tetraplóides. As espécies cultivadas diplóides, conhecidas como algodoeiros do Velho Mundo, com origem na África e Oriente Médio, são *Gossypium arboreum* L. e *Gossypium herbaceum* L. Na Índia, Paquistão, China e Tailândia, *G. arboreum* apresenta certa importância econômica, já *G. herbaceum* ocupa área significativa apenas na Índia. As espécies tetraplóides cultivadas ou algodoeiros do Novo Mundo são *Gossypium barbadense* e *Gossypium hirsutum* (Brubaker *et al.*, 1999).

A espécie *G. barbadense*, que participa com 5% da produção mundial de algodão, é cultivada principalmente no Egito, Sudão, Peru, Estados Unidos e alguns países da antiga União Soviética. Já a espécie *G. hirsutum*, conhecida por algodão herbáceo, cujo centro de origem é a América Central, é responsável por mais de 90% da produção mundial (Brubaker *et al.*, 1999).

O algodão pode ser classificado em três grupos, baseado em suas propriedades de fibra. Grupo 1, que contém a espécie *G. barbadense*, com fibra longa (acima de 32 mm). Grupo 2, que contém a espécie *G. hirsutum*, com fibra de comprimento médio (25 a 30

mm) e Grupo 3, que contém duas espécies, *G. arboreum* e *G. herbaceum*, cuja fibra não ultrapassa 25 mm de comprimento (Gillham *et al.*, 1995).

Do algodoeiro quase tudo é aproveitado, principalmente a semente e a fibra. A semente representa aproximadamente 65% do peso da produção e a fibra, 35%. A fibra, principal produto do algodão, possui várias aplicações industriais, destacando-se: confecções de fios para a tecelagem de vários tipos de tecidos, preparação de algodão hidrófilo para enfermagem e outros (Corrêa, 1989).

No ano de 2001, a produção mundial foi de 19 milhões de toneladas de fibra. Os principais produtores de algodão, em ordem decrescente, foram: China, Estados Unidos, Índia, Paquistão, Uzbequistão, Turquia e Brasil (USDA, 2002).

A produtividade do algodoeiro no Brasil vem aumentando significativamente nos últimos anos, apesar da redução na área cultivada. No período de 1985 a 2000, a área cultivada foi reduzida em 64%, isto é, de 2,3 milhões de hectares em 1985, passou para 811 mil hectares em 2000. A produtividade neste período apresentou um aumento próximo a 100%, ou seja, em 1985 era de 1,2 mil kg.ha⁻¹ e atingiu 2,4 mil kg.ha⁻¹ em 2000 (Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2002). Esse aumento de produtividade ocorreu devido ao uso crescente de tecnologias, principalmente de insumos e variedades com maior potencial produtivo, tolerantes ou resistentes às doenças.

Além do acréscimo na produtividade, houve uma expansão significativa da área cultivada com algodoeiro na região Centro-Oeste, que hoje é a maior produtora de algodão, embasada em tecnologia mais avançada e principalmente, na mecanização, prática cada vez mais freqüente na atividade produtora. Essa região contribui, atualmente, com cerca de 60% de todo algodão produzido no país.

Um dos fatores limitantes à produção da fibra é o ataque de patógenos, portanto uma das preocupações dos produtores, pesquisadores e técnicos envolvidos no agronegócio do algodão é a obtenção de cultivares resistentes, sendo esta uma maneira de reduzir os custos de produção. *Meloidogyne incognita* é um patógeno que pode causar danos severos ao algodoeiro. Na região Centro-Oeste, *M. incognita* apresenta distribuição restrita, por ser uma região relativamente nova para a cultura do algodão, mas nas regiões tradicionais de cultivo do algodão, encontra-se amplamente distribuído e é responsável por sérios prejuízos (Silva e Santos, 1997).

2.2. Histórico do nematóide das galhas

Meloidogyne incognita (Kofoid & White, 1919), Chitwood, 1949 – foi constatado pela primeira vez em algodoeiro em 1889, por Atkinson, no Alabama, EUA, quando a espécie era denominada *Heterodera radiculicola* (Heald *et al.*, 1981). Muller em 1884 classificou o nematóide das galhas como *Heterodera radiculicola*. Em 1879, Cornu havia chamado de *Anguilula marioni* o nematóide encontrado causando galhas em raízes de diversas plantas. Em 1887, Goeldi propôs o gênero *Meloidogyne* para conter a espécie encontrada parasitando cafeeiros no Rio de Janeiro (*M. exigua*), mas este gênero não foi imediatamente aceito pela comunidade científica. O gênero proposto por Goeldi foi considerado como sinonímia de *H. radiculicola*. Em 1932, Goodey denominou os nematóides das galhas de *Heterodera marioni*. Essa denominação persistiu até 1949. Nesse ano Chitwood demonstrou que diferentes animais estavam sendo designados sob o mesmo nome de *H. marioni*; propôs a revalidação do gênero *Meloidogyne*. No gênero *Heterodera* permaneceram as espécies formadoras de cistos. A partir daí os nematóides das galhas foram reconhecidos mundialmente como pertencentes ao gênero *Meloidogyne* (Lordello, 1984).

2.3. Importância do nematóide das galhas (*M. incognita*)

Nematóides do gênero *Meloidogyne* têm distribuição geográfica ampla, ocorrendo em quase todas as regiões do globo terrestre e apresentam uma enorme gama de hospedeiros. Isso inclui grande parte das regiões agrícolas do planeta. *M. incognita* habita áreas com temperaturas médias anuais entre 15 e 33 ° C, em solos com menos de 10% de argila, menos de 30% de silte e pelo menos 60% de areia (Sasser e Carter, 1985).

Apesar da ampla disseminação do nematóide, infectando um grande número de culturas, os danos mais evidentes dos nematóides das galhas ocorrem em locais com clima quente e em solos de textura arenosa, que permitem ampla movimentação das larvas (Starr, 1993; Lordello, 1984). Em climas quentes, com altas temperaturas, ocorre potencialmente

um maior número de gerações por período de cultivo, o que resulta em populações elevadas do patógeno e, conseqüentemente, maiores danos para cultura (Mai, 1985).

Estima-se que os danos causados pelas espécies de nematóides parasitas de plantas no mundo somam em torno de 12% de toda a produção agrícola mundial (Sasser, 1979). Nos Estados Unidos, as perdas causadas por *Meloidogyne incognita* no algodoeiro, no ano agrícola de 1992, foram em torno de 385.511 fardos, o que equivale a 85.000 toneladas, estimados em 135 milhões de dólares (Blasingame, 1993). No Brasil as perdas estimadas com o ataque de fitonematóides, na cultura do algodão, são de 10,7%. Na safra 2000/2001 o Brasil colheu cerca de 800 mil toneladas de plumas, o que, pelas estimativas de perdas, representam um prejuízo de 85 mil toneladas, com um custo estimado de 120 milhões de dólares (Santos Junior *et al.*, 2001).

As perdas causadas por *M. incognita* são de extrema importância, causando sérios prejuízos às lavouras de algodão. A variedade IAC 17, apesar de seu alto potencial produtivo e alta qualidade de fibra, deixou de ser recomendada por ser muito suscetível ao nematóide, e substituída por IAC 19 e IAC 20, que apresentam menor suscetibilidade a *M. incognita* (Ruano *et al.*, 1997). A presença de *M. incognita* em altas populações pode inviabilizar a cultura, com relatos de abandono de áreas infestadas nos Estados de São Paulo e Goiás (Ide, 2000).

Muitos fatores podem influenciar a extensão das perdas devido ao ataque pelo nematóide das galhas. Os fatores a serem considerados incluem tipo de solo, nível de fertilidade do solo, disponibilidade de água para a cultura e presença de outros patógenos. Em solos arenosos com boa fertilidade e umidade adequada, uma densidade populacional de 100 nematóides por 1,14 litros de solo, na época do plantio, irá resultar em uma perda mínima de 10%. Sob condições de stress hídrico e baixa fertilidade, as perdas podem ser maiores. As perdas serão menores, entretanto, em solos com alto teor de argila (Starr, 1993).

Os sintomas mais característicos, as galhas, aparecem nas raízes. As galhas são formadas pela hipertrofia e hiperplasia das células induzidas pela secreção produzida pelas glândulas esofagianas do nematóide. Além desse sintoma, podem ocorrer: murcha das plantas durante os períodos mais quentes do dia; menor desenvolvimento das plantas devido ao comprometimento do sistema radicular; desfolha prematura; sintomas de

deficiência mineral; clorose; redução e deformação do sistema radicular; decréscimo da eficiência das raízes em absorver e translocar água e nutrientes e menor crescimento da parte aérea, culminando com menor produção (Tihohod, 2000). Os sintomas descritos anteriormente podem ser confundidos com deficiência nutricional (Ruano *et al.*, 1992; Goodell, 1993, Heald *et al.*, 1981).

Os danos podem ser mais severos quando ocorre interação entre o nematóide das galhas e o patógeno causador da murcha de fusarium, *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*. Essa interação foi detectada no algodoeiro por Atkinson em 1892, que chamava a atenção para o aumento da gravidade da doença quando esta ocorria simultaneamente com a infecção pelo nematóide (Ruano *et al.*, 1997).

No Brasil, a murcha de fusarium foi relatada por Krug, em 1935, no Nordeste, mas a doença só atingiu nível epidêmico a partir da década de 60, em áreas com elevada infestação de nematóides. Atualmente, a doença causada pela interação desses dois patógenos, chamada de “fusnen”, é uma das mais importantes da cultura do algodão, na região Centro-sul do país, sendo considerado um problema prioritário nos programas de melhoramento (Ruano *et al.*, 1992). A única medida de controle economicamente viável é o uso de variedades resistentes (Cia e Salgado, 1985).

Minton e Minton (1966) estudando o efeito da interação entre *M. incognita acrita* e *Fusarium oxysporum* f. *vasinfectum* em algodoeiro, demonstraram que os sintomas da murcha apareceram somente no tratamento que recebeu os dois patógenos, causando grande redução no porte das plantas. Em trabalho desenvolvido por Shepherd (1974) selecionando linhagens de algodoeiros resistentes ao nematóide das galhas, foi comprovado que aqueles materiais que apresentavam resistência ao nematóide, se comportavam como resistentes também ao fungo. Shepherd sugeriu a transferência dos genes que conferiam a resistência ao nematóide para variedades de algodão, o que também possibilitaria a resistência à murcha de fusarium.

2.4. Características do nematóide das galhas – *M. incognita*

Nematóides são organismos filiformes, com o corpo tubular e alongado. O gênero *Meloidogyne* apresenta dimorfismo sexual. As fêmeas de *M. incognita*, a partir do segundo estágio juvenil (J2), apresentam um notável aumento de largura e se tornam obesas (Eisenback, 1985; Tihohod, 2000; Lordello, 1984). Enquanto o macho apresenta 1,4 mm de comprimento e 0,3 mm de largura, a fêmea pode apresentar tamanho variando de 6,0 mm de comprimento por 4,0 mm de largura até 7,6 mm por 4,9 mm (Singh *et al.*, 1985).

O corpo do nematóide é formado por uma parede externa, que é constituída pela cutícula, hipoderme e células musculares. Abaixo da hipoderme está a cavidade do corpo ou pseudoceloma. No pseudoceloma estão imersos os diversos aparelhos e sistemas dos nematóides: aparelho digestivo, sistema excretor, sistema nervoso e sistema reprodutivo. Nos nematóides não existem aparelhos respiratório e circulatório; entretanto, a respiração ocorre por trocas gasosas através da cutícula e a circulação de nutrientes se dá pelo líquido pseudocelomático que irriga todos os seus órgãos (Tihohod, 2000).

A reprodução dos nematóides pode ser por anfimixia, ou seja, fertilização cruzada, quando ocorrem machos e fêmeas morfologicamente distintos nas populações. Contudo, a reprodução por autotoquia, a partir de um único indivíduo, na forma de partenogênese é muito comum nessa espécie, não sendo necessária a presença do macho, nesse caso, os ovos não são fertilizados (Tihohod, 2000, Sasser e Carter, 1985).

O ciclo de vida de *Meloidogyne* (Figura 1) inicia-se a partir do ovo, normalmente no estágio unicelular, depositado pela fêmea localizada na raiz do hospedeiro. Os ovos são depositados numa matriz gelatinosa que os protege, chamada de ooteca. O desenvolvimento do ovo inicia-se poucas horas depois da deposição dando origem a uma larva em seu interior. Este é chamado de primeiro estágio juvenil (J1). A primeira ecdise (troca da cutícula que reveste externamente o corpo do nematóide e assim permitindo seu crescimento), ocorre no interior do ovo, e o nematóide passa ao segundo estágio juvenil (J2) o qual eclode do ovo e vai para o solo (Campos, 1999).

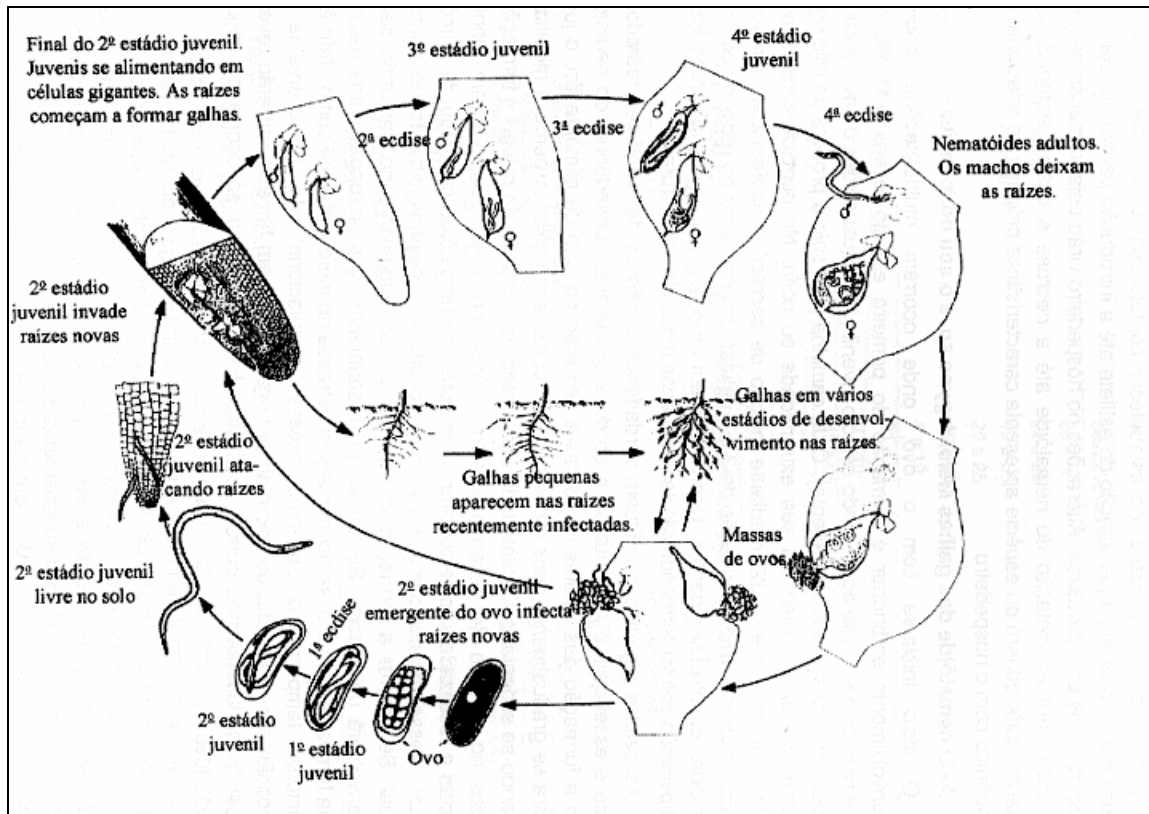


FIGURA 1. Ciclo de vida de *M. incognita*. Fonte: Agrios (1997), modificado por Campos (1999).

O juvenil de segundo estágio (J2) movimenta-se pelo solo à procura do hospedeiro e penetra na raiz, normalmente próximo da capa protetora na sua extremidade. No periciclo/endoderme, o J2, mediante injeção de secreções via estilete, incita a planta à formação de 3 a 8 células hipertrofiadas ao redor do seu corpo chamadas de células gigantes. Ocorre também ao redor das células gigantes, intensa multiplicação celular (hiperplasia). Com a formação das células gigantes e definição do sítio de alimentação, o juvenil mostra-se gradualmente mais robusto e perde a mobilidade, tornando-se sedentário (Campos, 1999).

Após tornar-se sedentário, o nematóide começa a formação do primórdio sexual. O juvenil sofrerá as 2ª e 3ª ecdises passando a juvenil de terceiro estágio (J3) e juvenil de quarto estágio (J4), respectivamente. Após a quarta ecdise forma-se o adulto. Três dias após alcançar o estágio adulto, a fêmea inicia a oviposição. Adultos machos são vermiformes, e deixam as raízes do vegetal. A fêmea produz até 2850 ovos e o ciclo é completado em 28

dias, sob condições ótimas de temperatura e umidade (Tihohod, 2000; Lordello, 1984; Heald *et al.*, 1981; Hussey, 1985).

2.5. Raças de *Meloidogyne incognita*

Dentro da espécie *M. incognita*, existem quatro raças conhecidas. Raça fisiológica é um termo utilizado para referir-se a um grupo de nematóides da mesma espécie, que se reproduz em certos cultivares ou linhagens de hospedeiros diferenciais. Morfologicamente estes indivíduos não se diferenciam uns dos outros (Tihohod, 2000). As raças 3 e 4 são consideradas prejudiciais ao algodoeiro (Ruano *et al.*, 1992)

Trabalhos de levantamento de raças de *M. incognita*, em áreas de cultivo do algodoeiro no Estado do Paraná, confirmam a presença da raça 3, seguida pela raça 4. De 38 amostras, 57,9% eram da raça 3 e 15,7% da raça 4 (Carneiro *et al.*, 1990)

O teste de hospedeiros diferenciais da Carolina do Norte pode ser usado na identificação de raças de *M. incognita*. As plantas empregadas são fumo (*Nicotiana tabacum*) cv NC 95 e algodão (*Gossypium hirsutum*) cv Deltapine 16. No Quadro 1, estão listadas as reações das raças de acordo com o hospedeiro. O sinal positivo (+) se refere à multiplicação do nematóide, e o negativo (-), à não multiplicação (Sasser e Carter, 1985).

QUADRO 1. Reação das plantas diferenciadoras de raças de *M. incognita*. (Adaptado de Sasser e Carter, 1985)

| <i>M. incognita</i> | Fumo NC 95 | Algodão Deltapine 16 |
|---------------------|----------------|----------------------|
| Raça 1 | - ¹ | - |
| Raça 2 | + ² | - |
| Raça 3 | - | + |
| Raça 4 | + | + |

¹ Reação de não multiplicação do nematóide. ² Reação de multiplicação do nematóide

2.6. Interação planta – nematóide

As interações entre os nematóides parasitas de plantas e seus hospedeiros são complexas e dinâmicas, podendo envolver, estímulo de eclosão das larvas, atração pelo hospedeiro, penetração e migração nos tecidos da planta, reconhecimento de tecido propenso à formação do sítio de alimentação e finalmente a modificação das células da planta. Os nematóides parasitas de plantas são parasitas obrigatórios e, por isso, só obtêm energia para desenvolvimento e reprodução de células vivas do hospedeiro (Hussey e Williamson, 1998).

Os nematóides parasitas de plantas possuem duas estruturas especializadas, estilete e glândulas secretoras no esôfago, que são consideradas essenciais para muitos aspectos do parasitismo. O estilete é utilizado pelo nematóide para perfurar a parede celular das plantas. A secreção da glândula esofagiana é liberada através do estilete. Acredita-se que esta secreção contenha o desencadeador bioquímico para a formação das células gigantes e também para a penetração e migração (Williamson e Hussey, 1996).

Estudando os estádios iniciais do parasitismo de *M. incognita*, detectou-se que juvenis de segundo estágio são atraídos para a extremidade da raiz onde ocorre a penetração na região de alongação, por repetidas punções do estilete até que as paredes das células da epiderme sejam perfuradas. Uma vez no interior da raiz, os juvenis migram intercelularmente pela separação da lamela média com as punções do estilete. O sítio de alimentação permanente é então estabelecido no cilindro vascular. O sítio de alimentação consiste em grandes células modificadas, chamadas de células gigantes, que são células compostas de 50 a 100 núcleos, com nucléolos proeminentes, grande número de organelas, citoplasma denso com alta taxa metabólica e paredes celulares mais espessas apresentando invaginações (Hussey e Williamson, 1998).

Durante a alimentação, o estilete é inserido através da parede celular sem perfurar a membrana plasmática, que se invagina ao redor do estilete. O nematóide retira os nutrientes do citosol da célula parasitada através de uma diminuta cavidade criada na membrana plasmática no orifício do estilete. Ocorre acúmulo de calose entre a membrana plasmática e a parede celular em volta do estilete, mas essa camada não parece inibir a alimentação do nematóide. Além da introdução do estilete na célula, durante sua alimentação, o nematóide

injeta secreções que formam um tubo de alimentação. Acredita-se que esse tubo de alimentação facilita a retirada de nutrientes. Um novo tubo é formado cada vez que o nematóide insere o estilete na célula de alimentação, resultando na presença de inúmeros tubos de alimentação nas células gigantes (Williamson e Hussey, 1996).

2.7. Manejo

Para Campos (1999), controle implica num ato específico ou no conjunto deles dentro de um espaço limitado de tempo para a redução da população ou do dano causado pelo organismo. Manejo, por outro lado, implica na aplicação de várias táticas de controle do patógeno de forma coerente num amplo espaço de tempo.

O princípio mais importante para o controle de nematóides é o da exclusão, ou seja, prevenir o seu estabelecimento em um local onde ele ainda não ocorra, pois após a infestação de uma área, a sua erradicação é praticamente impossível, sendo necessária a adoção de medidas de controle que reduzam sua população e permitam o cultivo de espécies suscetíveis. Assim, o objetivo do manejo de nematóides é prevenir perdas significativas de produção ou de qualidade do produto, mantendo a população em baixos níveis no solo (Ferraz *et al.*, 2001). A população do nematóide será manipulada até atingir valores inferiores ao nível econômico de dano para a cultura (Blasingame, 1993). Como no Brasil pouco se conhece sobre os níveis econômicos de dano para os nematóides, deve-se fazer o monitoramento da área para determinar sua presença (Tihohod, 2000).

O manejo da população de nematóides inclui: controle químico; práticas culturais, como rotação de culturas e uso de variedades resistentes (Blasingame, 1993; Heald *et al.*, 1981; Ferraz *et al.*, 2001) e controle biológico (Ferraz e Santos, 1995). O controle químico de nematóides realizado através da aplicação de nematicidas apresenta como desvantagem: alto custo, ser prejudicial ao ambiente e aos organismos benéficos do solo (Ferraz *et al.*, 2001), além de não ter efeito residual por longo período (Colyer *et al.*, 2000). Os nematicidas apresentam problema de ordem econômica principalmente devido às dimensões das áreas cultivadas com algodão (Colyer *et al.*, 1997).

O uso de nematicidas proporcionou um acréscimo de 26% na produtividade do algodoeiro cv Coodetec em áreas infestadas com *M. incognita* (Kubo e Oliveira, 2001), mas a viabilidade econômica desta medida não foi abordada. Chiavegato *et al.* (2001) apontam o uso de variedades resistentes associado aos nematicidas como uma boa opção de controle do nematóide *Rotylenchulus reniformis* para áreas altamente infestadas com esse nematóide. Os autores citam também que o uso de nematicidas em cultivares suscetíveis pode resultar em aumento de produtividade, mas este aumento é maior quando se utilizam cultivares resistentes. Esse mesmo estudo ainda não foi realizado para verificar a eficiência dessa associação em áreas infestadas com *M. incognita*.

A rotação de culturas é uma prática cultural que consiste em rotacionar espécies resistentes, ou preferencialmente não hospedeiras, com espécies suscetíveis. Estabelecer um sistema de rotação para espécies com ampla gama de hospedeiros, como é o caso de *M. incognita* é bastante complexo e requer cuidado. A seqüência de culturas deve reduzir o nível da população inicial do nematóide no solo, ser economicamente atrativa para o agricultor, não promover o aumento da população de outras espécies de nematóides e ser adaptada para o local a ser cultivada.

Entre as práticas culturais, o uso de variedades resistentes se mostra bastante promissor, uma vez que oferece as maiores possibilidades de êxito no controle de nematóides (Ruano *et al.*, 1997). Como os nematóides têm sido um sério problema na cultura do algodão, há grande interesse em aprimorar geneticamente as cultivares, tornando-as mais resistentes à infecção por esses patógenos (Abrão e Mazzafera, 2001).

2.7. Variedades resistentes

O termo resistência descreve a habilidade da planta hospedeira em suprimir ou inibir o desenvolvimento ou a reprodução do nematóide (Vale *et al.*, 2001). Cultivares resistentes proporcionam vantagens específicas dentro de um programa de manejo de nematóides: a) supressão da reprodução de nematóides; b) menores períodos de tempo nas rotações de culturas; c) menores riscos de resíduos tóxicos de pesticidas no ambiente; d) nenhuma necessidade de tecnologia ou equipamento especial para sua utilização; e) custo

da semente em geral semelhante ao da semente de cultivares suscetíveis (Boerma e Hussey, 1992). Uma planta suscetível permite que o nematóide se reproduza livremente. Algumas vezes o termo tolerância é usado erroneamente no lugar de resistência. Tolerância descreve a sensibilidade do hospedeiro ao parasitismo ou a magnitude do dano por ele sofrido, e é medida em geral em termos de redução de produtividade. Uma cultivar tolerante sofre uma pequena (ou mesmo nenhuma) redução na produtividade quando altamente infestada com nematóides, enquanto que esta redução pode ser bastante grande numa cultivar não tolerante (Maluf, 1997).

As variedades resistentes podem conter genes responsáveis pela não formação dos sítios de alimentação (Veech e Endo, 1970 citados por Canto-Saenz, 1985); pela produção de fitoalexinas; não penetração do nematóide na raiz da planta ou penetração em menor número (Canto-Saenz, 1985); aparecimento de galhas menores e em menor número (McClure *et al.*, 1974; Ogallo *et al.*, 1997) e redução na produção de ovos (Shepherd e Huck, 1989).

Shepherd e Huck (1989) estudaram o comportamento de dois genótipos de algodão, (um resistente, A634 e suscetível, M-8), e inoculados com 2.000 juvenis de *M. incognita*, 24 horas após a emissão das raízes. Após 31 dias da emissão das raízes, as plantas foram removidas e o sistema radicular foi avaliado quanto ao número de galhas, seguindo a escala de notas de 1 a 5: 1 = sem galhas ou galhas ocasionais, 2 = poucas galhas, 3 = moderado número de galhas, 4 = grande número de galhas e 5 = número muito grande de galhas. O genótipo M-8 apresentou média 4,5 e o genótipo A634, média de 1,0. Esses autores observaram que no algodoeiro resistente houve menor número de ootecas e também menor número de ovos por ooteca em relação ao genótipo suscetível. O algodoeiro A634 apresentou quatro ootecas por raiz e 156 ovos por ooteca, enquanto que em algodoeiro M-8 foram observadas 48 ootecas por raiz e 651 ovos por ooteca. As galhas incitadas pelos nematóides eram mais evidentes na linhagem suscetível do que na resistente. McClure *et al.* (1974) observaram resultados semelhantes a Shepherd e Huck (1989) quando pesquisaram a resistência das cultivares de algodoeiro Deltapine (suscetível) e Clewewilt (resistente) ao nematóide das galhas, as galhas em Clewewilt eram menores e continham poucos nematóides comparadas a cultivar Deltapine.

Ogallo *et al.* (1997), testaram nove genótipos de algodão quanto à resistência a *M. incognita*: NemX (cultivar resistente); N6072, N8577, N901 e N903 (linhagens resistentes); Maxxa, SJ2, Royale e Prema (cultivares suscetíveis). O experimento foi conduzido em laboratório e em casa de vegetação. Em laboratório, as plantas de algodão foram mantidas em bolsas plásticas e o inóculo utilizado foi 500 juvenis de segundo estágio (J2) por bolsa. Após 30 dias após a inoculação foram realizadas a coloração e contagem das ootecas. A cultivar NemX apresentou quatro ootecas por sistema radicular e não diferiu das quatro linhagens resistentes, enquanto que o número de ootecas nas cultivares suscetíveis foi maior que nas resistentes. Neste mesmo experimento, os autores observaram que poucas galhas foram formadas nos sistemas radiculares dos genótipos resistentes e estas não continham nematóides adultos. No experimento em casa de vegetação as plantas foram mantidas em vasos e o inóculo utilizado foi 30.000 ovos de *M. incognita*. Após 60 dias foi calculado o FR e as raízes foram avaliadas em escala de 0 a 5, onde, 0 = sem galhas; 1 = 1 a 20%; 2 = 21 a 40%; 3 = 41 a 60%, 4 = 61 a 80%, e 5 = 81 a 100% de raízes com galhas. NemX, apresentou 15% de raízes com galhas. Todos os genótipos resistentes avaliadas não diferiram da NemX e apresentaram um baixo número de raízes com galhas (média de 15% nas quatro linhagens testadas), se comparadas com a cultivar Maxxa, que apresentou 80% de raízes com galhas. Todos os materiais com menos de 20% de galhas apresentaram FR menor ou igual a 1.

Ruano *et al.* (2001) testando a reação de novos genótipos de algodoeiro a nematóides, em casa-de-vegetação, inocularam 5.000 ovos de *M. incognita* e após 60 dias realizaram a contagem do número de ootecas por sistema radicular. A cultivar Coodetec 401 foi o material que apresentou o maior número de ootecas por sistema radicular comparado aos outros genótipos.

Farias *et al.* (1999), estudando os níveis de resistência em 28 genótipos de algodoeiro herbáceo ao nematóide das galhas, em casa de vegetação, avaliaram o número de galhas seguindo a escala de notas proposta por Taylor e Sasser (1978). Nesta escala, as notas são distribuídas da seguinte forma: nota 0 : nenhuma galha; nota 1: uma ou duas galhas; nota 2: de três a dez galhas; nota 3: de 11 a 30 galhas; nota 4: de 31 a 100 galhas e nota 5: mais de 100 galhas. De acordo com os resultados obtidos neste experimento, a além da cultivar Coodetec 401, quatro linhagens obtiveram nota 5, sendo consideradas altamente

suscetíveis. A cultivar IAC 22 obteve nota 3,3, sendo considerada moderadamente resistente.

Para encontrar fontes de resistência à nematóide para o melhoramento, os nematologistas cultivam o algodoeiro em solo infestado e selecionam as plantas que apresentam resistência ou tolerância ao patógeno. Os melhoristas realizam o cruzamento desse material selecionado com plantas de boas características agronômicas. Para produzir uma cultivar resistente, o tempo estimado de pesquisa é de 10 anos (Dropkin, 1989).

Alguns cultivares de algodão resistentes ao nematóide das galhas já foram identificados, mas não são utilizadas em escala comercial devido ao baixo potencial agronômico destes quando comparados a outros cultivares (Klump e Thomas, 1987; Ogallo *et al.*, 1997). As principais fontes de resistência a *M. incognita* raça 3 são de um cultivar obsoleto, Clewewilt 6 e de um acesso selvagem de *G. hirsutum* coletado do México nos anos 40 (Robinson e Heald, 1991 citados por Robinson e Percival, 1997).

O cultivo de variedades resistentes, apesar de ser o método mais eficaz e econômico, não tem sido utilizado em larga escala devido a pouca disponibilidade de materiais resistentes, que apresentem também alta produtividade e alto rendimento de fibra (Ide, 2000). Apesar de estar ocorrendo progresso no desenvolvimento de variedades resistentes a nematóides, poucas estão disponíveis comercialmente (Blasingame, 2000). Nos Estados Unidos apenas três cultivares de algodão apresentam moderada resistência ao nematóide das galhas: Stoneville LA 887, Paymaster 1560 e CPCSD Acala Nem-X (Colyer *et al.*, 2000; Koenning *et al.*, 2001). No Brasil, a cultivar IAC 22 é considerada moderadamente resistente (Farias *et al.*, 1999) e IAC 23, resistente (Chiavegato *et al.*, 2001).

Com o uso prolongado de cultivares resistentes, uma população de nematóides pode se tornar virulenta ao cultivar, quebrando sua resistência e tornando-a suscetível. Esse tipo de ocorrência já foi relatado para cultivares que contêm os genes *Mi*, que são os genes que conferem resistência ao nematóide das galhas em tomate (Ogallo *et al.*, 1997).

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação no Núcleo Experimental de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, localizado em Dourados – MS, no período de maio de 2000 a janeiro de 2003.

Foi utilizado o delineamento experimental em blocos casualizados, com sete tratamentos e vinte repetições. O experimento foi repetido com os mesmos tratamentos e oito repetições. Foram testados seis cultivares de algodoeiro (Coodetec 401, CNPA ITA 90, Delta Opal, IAC 23, Fiber Max 986, BRS Facual). A cultivar Coodetec 401 foi escolhida por ser comumente utilizada nos experimentos como testemunha suscetível. O sétimo tratamento foi o cultivar de tomateiro Santa Cruz Kada, incluído também como testemunha suscetível. Cada parcela constou de um vaso plástico com uma planta (Figura 2).



FIGURA 2. Visão geral do experimento, com sete tratamentos e vinte repetições, em casa-de-vegetação do Núcleo Experimental de Ciências Agrárias da UFMS, em Dourados – MS, 2001.

3.1. Obtenção do inóculo de *Meloidogyne*

A população de *M. incognita* foi obtida a partir de amostras de solo coletadas em áreas naturalmente infestadas dos Estados de Goiás e Minas Gerais. As amostras de solo foram misturadas na proporção 1:2 com solo previamente esterilizado em autoclave a 120°C/1 atm, durante uma hora por dia, em três dias consecutivos. A mistura foi então colocada em vasos plásticos com capacidade para três litros. Plântulas de tomateiro cv. Santa Cruz Kada com 20 dias de emergência foram transplantadas para os vasos contendo a mistura. Periodicamente, a partir dos 40 dias do transplântio, o sistema radicular foi examinado, pela remoção cuidadosa do solo da superfície do vaso, para verificação da presença de galhas.

3.2. Purificação da população

Plântulas de tomateiro cv Santa Cruz Kada aos 30 dias após a emergência foram transplantadas para vasos plásticos com capacidade para 3 litros contendo solo autoclavado, conforme descrito anteriormente. No mesmo dia do transplante, o sistema radicular de cada planta foi inoculado com uma ooteca, removida da população obtida conforme descrito em 3.1.

As plantas foram mantidas em casa-de-vegetação. Após a constatação da presença de galhas nas raízes das plantas, estas foram coletadas e enviadas ao Laboratório de Nematologia da Universidade Federal de Viçosa para identificação da espécie. Os vasos foram devidamente identificados para a utilização da população que se mostrou pura. Dos vasos contendo populações puras, foi escolhido um, ao acaso, cuja população era original do município de Uberlândia, Minas Gerais.

3.3. Multiplicação do inóculo

A partir da confirmação da espécie, 90 dias após a purificação, foi preparada uma suspensão contendo ovos do nematóide, pelo método de Hussey e Barker (1973), modificado por Bonetti e Ferraz (1981): as raízes das plantas de tomates foram coletadas dos vasos, lavadas, cortadas em segmentos de 1 cm e trituradas em liquidificador em solução de hipoclorito de sódio a 0,5% por 15 segundos. A seguir a suspensão passou por uma peneira de malha 200 mesh (abertura de 0,075 mm) e sobre outra peneira de malha 500 mesh (abertura de 0,025mm). A suspensão aquosa de ovos do nematóide foi recolhida da peneira de malha 500 mesh, em béquer de 500 ml.

Essa suspensão contendo ovos foi vertida nos vasos com plântulas de tomateiro com 25 dias, contendo uma mistura de solo: areia: esterco bovino na proporção 1:1:1. O solo foi previamente esterilizado por fumigação com brometo de metila ($150 \text{ cm}^3 \cdot \text{m}^{-3}$). Após aproximadamente 90 dias, foi realizada a extração dos ovos do sistema radicular do tomateiro para posterior inoculação nas plântulas de algodoeiro.

3.4. Inoculação

Foram semeadas três sementes de algodão em vasos contendo 1,5 litro do substrato. No dia anterior à semeadura, o substrato de cada vaso foi adubado com 0,24 gramas da fórmula comercial 2-20-20, equivalente a 400 kg.ha^{-1} . Após a completa expansão dos cotilédones, foi realizado o desbaste, mantendo-se uma única planta por vaso. O inóculo foi obtido conforme metodologia descrita no item 3.3.

As plantas de tomate que serviram como testemunha foram semeadas em bandejas plásticas, e após 25 dias, as mudas foram transplantadas para os vasos. Após a emergência da segunda folha das plantas de algodão, foi realizada a inoculação com a suspensão contendo 5.000 ovos do nematóide. Essa suspensão foi depositada em três orifícios equidistantes da planta, efetuados no solo pela pressão de um bastão de vidro paralelo ao eixo da plântula, a 1,5 cm de distância deste e a 5 cm de profundidade, vinte e dois dias após a semeadura do algodoeiro. Os orifícios foram então preenchidos com areia esterilizada.

3.5. Tratos culturais

Durante a condução do experimento foi realizada uma adubação nitrogenada de cobertura a base de uréia, na dosagem de 0,083 gramas por vaso, o equivalente a 60 kg.ha^{-1} de nitrogênio, no dia 10 de outubro de 2001.

Foram realizadas duas aplicações, visando o controle de lagartas e pulgões, com os seguintes inseticidas: a primeira com lambacyhalothin, do grupo químico piretróide sintético, na dose de 2 ml.l^{-1} e imidacloprid, do grupo químico nitroguanidinas, na dose de 1 g.l^{-1} . E a segunda aplicação somente com imidacloprid, na mesma dosagem.

A irrigação foi feita diariamente, com um regador, de acordo com a necessidade. A temperatura no interior da casa-de-vegetação, durante a condução do experimento, variou entre 9°C e 43°C . As temperaturas diárias, máxima e mínima, foram registradas e encontram-se na Figura 1A.

3.6. Avaliação

Após 59 dias da inoculação, se deu o início da avaliação do experimento, com a remoção cuidadosa do sistema radicular dos vasos (Figura 3). A seguir foram avaliadas as seguintes características: contagem do número de ootecas, contagem do número de galhas, número de ovos, determinação do fator de reprodução (FR) e índice de reprodução.



FIGURA 3. Remoção do sistema radicular de algodoeiro e tomateiro, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*. Dourados - MS, 2001.

A contagem do número de ootecas por sistema radicular foi realizada após a lavagem cuidadosa de raízes e imersão destas em solução de Floxina B a 0,015% por 15 minutos (Daykin e Hussey, 1985). A seguir foi realizada a contagem do número de galhas. Para estas duas avaliações foi utilizada uma lupa de mesa.

O fator de reprodução (FR) é a razão entre o número de ovos recuperados do sistema radicular de cada planta ao final do experimento e o número de ovos inoculados por planta ($FR = \text{população final} / \text{população inicial}$). Fatores de reprodução maiores que um indicam plantas suscetíveis, menores que um, resistentes, e próximos ou iguais a um, plantas moderadamente resistentes ou moderadamente suscetíveis (Taylor e Sasser, 1978).

Para realizar a contagem do número de ovos foi utilizada a metodologia descrita por Hussey e Barker (1973), modificada por Bonetti e Ferraz (1981). As suspensões de ovos foram coletadas em Becker e para facilitar a contagem foi realizada a coloração dos ovos. Essa suspensão recebeu 10 ml do corante fucsina ácida e foi levada ao forno microondas

para ferver por 30 segundos. A solução de fucsina ácida é preparada com a dissolução de 3,5 g de fucsina ácida em 250 ml de ácido acético e 750 ml de água destilada (Byrd *et al.*, 1972). O número de ovos foi estimado por contagem em câmara de Peters, sob microscópio óptico.

O índice de reprodução foi determinado considerando a reprodução do nematóide no algodoeiro em comparação com o tomateiro, tido como testemunha padrão (100%). Os valores da população final encontrados nos cultivares de algodão foram divididos pelos encontrados no tomateiro, definindo-se assim, os valores do índice de reprodução. Desta forma, a resistência de cada cultivar de algodoeiro a *M. incognita* foi avaliada com base no índice de reprodução, de acordo com o seguinte critério de reprodução estabelecido por Taylor e citado por Peixoto *et al.* (1999) e Hadisoeganda e Sasser (1981): S – cultura suscetível (reprodução normal), variando de 50 a 100% em relação ao tomateiro; LR – levemente resistente, de 25 a 50%; MoR – moderadamente resistente, de 10 a 25%; MR – muito resistente, de 1 a 10%; AR – altamente resistente, abaixo de 1% e I – imune, onde não houve reprodução.

Os dados foram submetidos à análise de variância, com o auxílio do programa SAS (SAS Institute, Cary, NC), utilizando-se os níveis de 5% e 1% de probabilidade. Os valores de número de galhas, número de ootecas e número de ovos foram transformados em $\log(x + 1)$ antes da análise estatística, e as médias foram comparadas entre si, pelo teste LSD de Fisher, a 5% de probabilidade.

A transformação dos dados é importante quando a variância dentro dos tratamentos não é homogênea. A transformação usando a fórmula $\log(x + 1)$ é muito utilizada nos experimentos envolvendo nematóides, permitindo uma distribuição de frequência dos dados mais próxima da normal (Noe, 1985). O experimento foi conduzido duas vezes. O segundo foi conduzido de novembro de 2002 a janeiro de 2003, e seus resultados se encontram no apêndice, nos Quadros 7A a 14A, e nas figuras 2A, 3A e 4A.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Número de galhas

Verificou-se que todas as plantas apresentaram formação de galhas no sistema radicular (Figura 4). Observou-se que Delta Opal, BRS Facual, Coodetec 401 e Tomate Santa Cruz “Kada” apresentaram maior número de galhas. A cultivar IAC 23 mostrou o menor número de galhas no seu sistema radicular, quando comparada aos outros materiais.

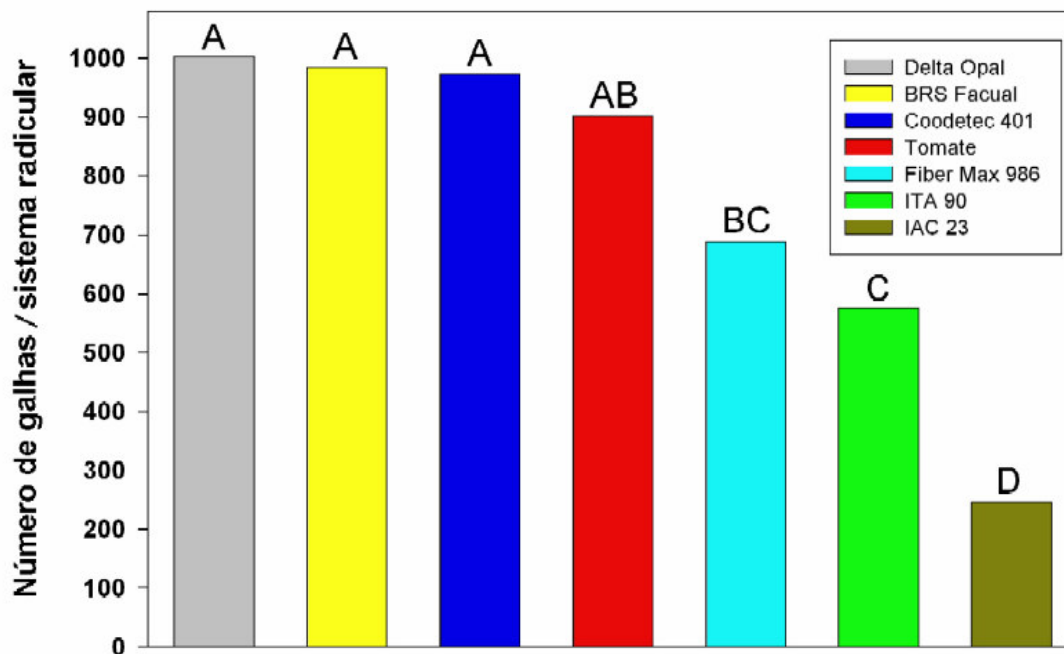


FIGURA 4. Número de galhas/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).

Em resumo publicado por Farias *et al.*, (1999), avaliando genótipos de algodoeiro em relação ao nematóide das galhas, em casa de vegetação, a cultivar Coodetec 401 foi a que apresentou o maior número de galhas, sendo considerada altamente suscetível e a cultivar IAC 22 apresentou o menor número de galhas, sendo considerada moderadamente resistente. Os dois materiais foram utilizados como testemunhas suscetível e resistente, respectivamente. Portanto, os resultados encontrados por Farias *et al.*, são semelhantes aos resultados encontrados neste trabalho.

Ogallo *et al.* (1997), testando a reação de linhagens de algodoeiro ao nematóide das galhas, verificaram que a cultivar resistente NemX apresentou 15% de raízes com galhas (nota 1). Os autores atribuíram notas, variando de 0 a 5, onde 0 representaria nenhuma galha no sistema radicular e 5, a maior porcentagem de raízes com galhas. Todas as

linhagens resistentes não diferiram de NemX e apresentaram baixa porcentagem de raízes com galhas. Todos os materiais com menos de 20% de galhas (nota 1) apresentaram FR menor ou igual a um. Apesar de não termos avaliado a presença de galhas nos sistemas radiculares por uma escala de notas, nenhum material apresentaria nota 0.

De acordo com vários autores que avaliaram resistência do algodoeiro, *M. incognita* penetra na raiz e inicia a formação das células gigantes e das galhas, o que induz um mecanismo de defesa da planta, matando o nematóide (Ogallo *et al.*, 1997, McClure *et al.*, 1974). Este mesmo comportamento foi confirmado por Heald *et al.* (1981). Estes autores citam que mesmo plantas resistentes a nematóides podem apresentar galhas. Os juvenis de segundo estágio podem iniciar a formação das galhas com a ampliação do núcleo e do nucléolo e até pode ocorrer divisão nuclear. Entretanto, apenas algumas células aumentam de tamanho e as células gigantes normalmente entram em colapso e desintegram-se.

Desta forma, o número de galhas não é uma característica normalmente utilizada para expressar a resistência do material, utilizando-se para este propósito, número de ootecas, número de ovos e fator de reprodução. Isto pode ser comprovado neste experimento, uma vez que existem materiais que apresentaram muitas galhas e poucos ovos, como a cultivar Delta Opal, sendo necessário, portanto, a análise de variáveis adicionais para se estudar a resistência de materiais ao patógeno.

4.2. Número de ootecas

Tomateiro, Coodetec 401 e BRS Facual apresentaram o maior número de ootecas, em relação a todos os outros materiais testados, não havendo diferença entre os três materiais. Em todos os materiais vegetais, em maior ou menor extensão, o nematóide foi capaz de completar o seu ciclo.

IAC 23 foi o material que apresentou menor número de ootecas, 73,6 ootecas por sistema radicular, diferindo-se dos demais tratamentos. Este resultado mostra uma constância no comportamento dessa cultivar, nas duas características, se mostrando mais resistente ao nematóide, quando comparada aos outros tratamentos (Figura 5).

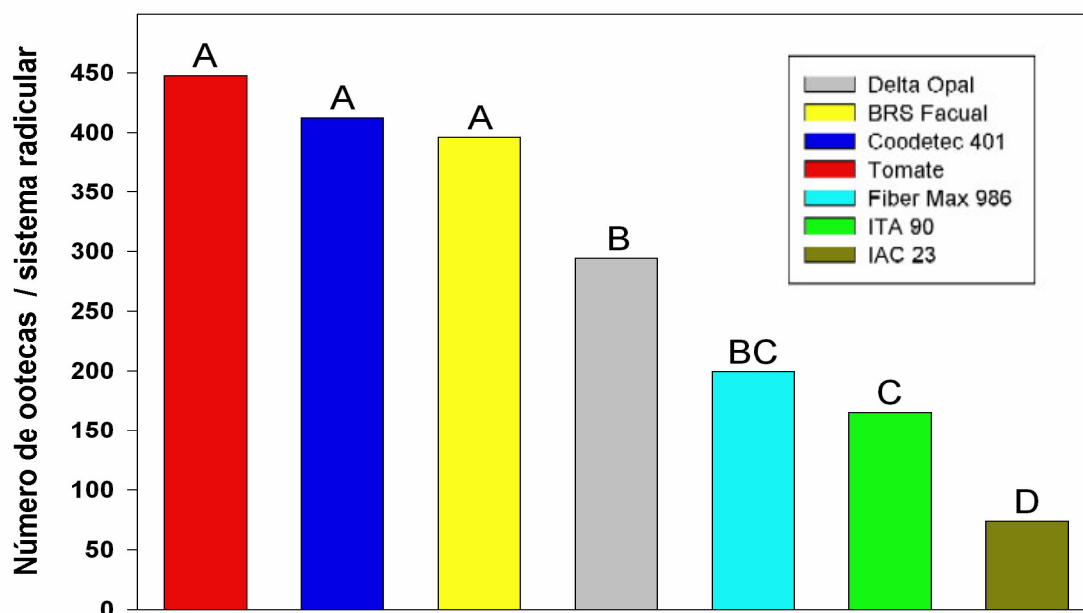


FIGURA 5. Número de ootecas/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).

Quando se analisa todas as cultivares, nota-se que a cultivar que teve o maior número de galhas não apresentou, necessariamente o maior número de ootecas. A cultivar Delta Opal apresentou maior número de galhas, mas não apresentou o maior número de ootecas. Se compararmos essa cultivar com Coodetec 401, podemos perceber que Delta Opal apresentou o mesmo número de galhas que Coodetec 401, mas, em contrapartida, 28,6% de ootecas a menos. Isso comprova que analisar apenas galhas não reflete a reprodução do nematóide, podendo ocorrer galhas com poucas ootecas.

Ruano *et al.* (2001), testando a reação de novos genótipos de algodoeiro a nematóides e patógenos, em casa de vegetação, observaram que Coodetec 401 foi o material que apresentou o maior número de ootecas (35,95 ootecas por sistema radicular), sendo utilizado como testemunha suscetível ao nematóide das galhas.

Em trabalho desenvolvido por Ruano (1984), onde foram avaliados o número de galhas e de ootecas de diferentes cultivares e espécies de algodoeiro, com índices variando de 0 a 5, onde 0 significa ausência de galhas ou ootecas e 5, mais de 100 galhas ou ootecas, a cultivar Auburn 623 obteve índice 3,00 para galha e índice 1,75 para ooteca. IAC 19 obteve índice 5,00 para galha e 4,75 para ooteca. IAC 18 obteve índice 5,00 para galha e 4,00 para ooteca. IAC 17 obteve índice 5,00 para ambos os parâmetros. Ruano (1984) cita que, de acordo com outros autores, o parâmetro índice de galha é inadequado para avaliação de resistência por não correlacionar necessariamente com a capacidade de reprodução do nematóide sobre o hospedeiro. Neste trabalho Ruano (1984) verificou haver maior correlação positiva entre índice de ootecas e fator de reprodução (FR) do que entre índice de galhas e índice de ootecas.

McClure *et al.* (1974), avaliando o desenvolvimento de *M. incognita* em cultivar resistente ao nematóide, verificou que o nematóide penetrava na raiz, incitava a formação da galha, mas no seu interior não encontravam nematóides, pois estes não conseguiam completar seu ciclo de vida. Já na cultivar suscetível, no interior das galhas havia nematóides adultos com a formação de ootecas a partir do 14º dia de inoculação com o nematóide. Talvez este comportamento possa explicar a diferença encontrada nos dois parâmetros: número de galhas e número de ootecas da cultivar Delta Opal no presente trabalho.

4.3. Número de ovos

O resultado da contagem do número de ovos demonstrou que a cultivar BRS Facual, e o tomateiro, apresentaram o maior número de ovos: 118.565 e 101.105 ovos/sistema radicular, respectivamente (Figura 6). Do sistema radicular da cultivar Coodetec 401 foram recuperados 82.850 ovos. Estes três materiais não apresentaram diferença entre si.

Delta Opal e IAC 23 apresentaram o menor número de ovos, comparadas aos outros materiais avaliados: 13.530 e 12.165 ovos/sistema radicular, respectivamente, e não diferiram entre si.

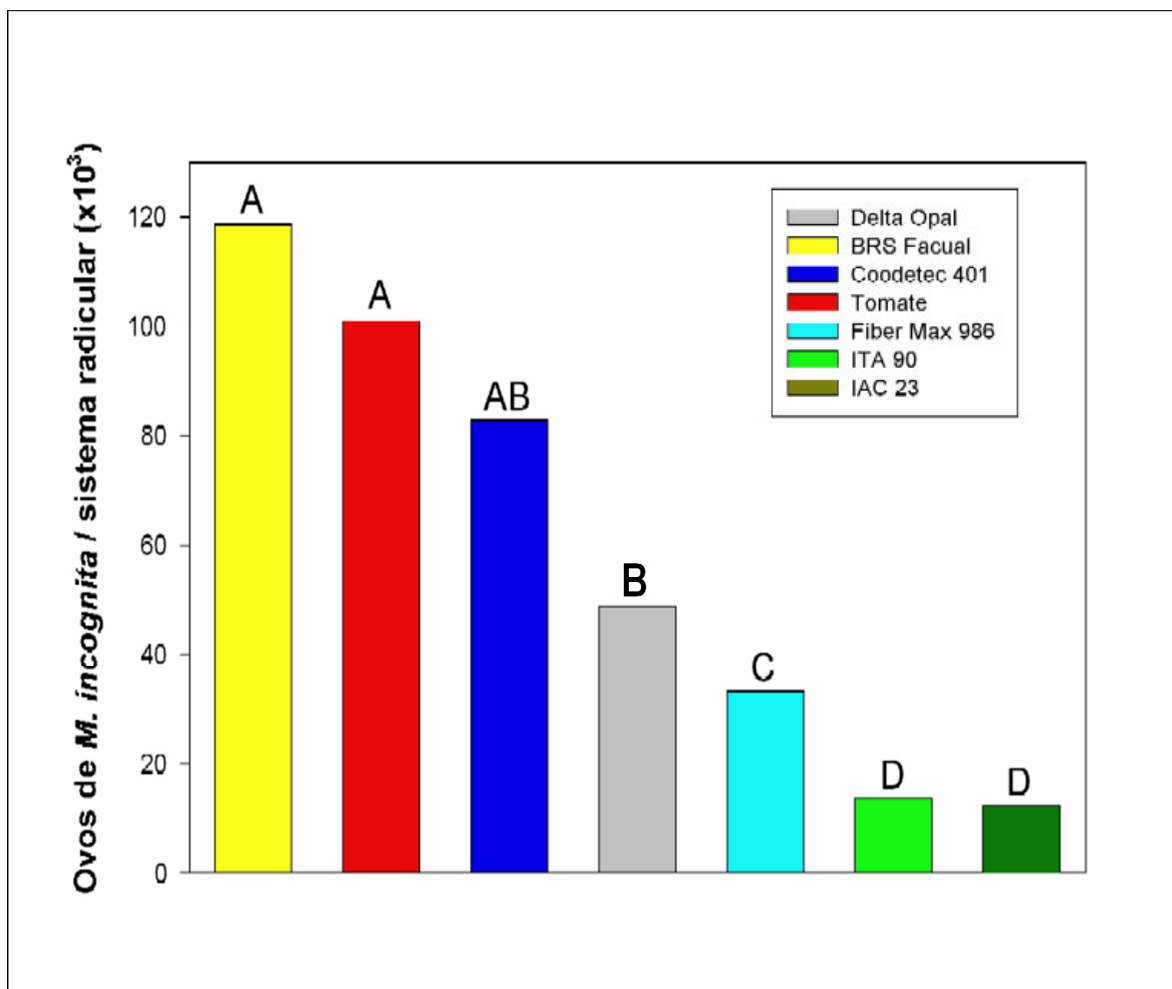


FIGURA 6. Número de ovos/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).

Este trabalho mostrou que a cultivar Delta Opal, que apresentou o maior número de galhas, juntamente com BRS Facual, Coodetec 401 e o tomateiro, diferiu destes materiais não somente quanto ao número de ootecas, mas também quanto ao número de ovos. Analisando as três características avaliadas até aqui, pode-se considerar que nem sempre o material que apresentar o maior número de galhas, será o com o maior número de ovos do nematóide.

Fazendo a análise do número de ovos de *M. incognita* formados por ooteca (Quadro 2), podemos perceber que BRS Facual, tomateiro, Delta Opal e Coodetec 401 foram os materiais onde houve maior número de ovos/ooteca.

QUADRO 2. Número de ovos de *M. incognita* por ooteca em tomateiro e algodoeiro, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2001

| TRATAMENTOS | OVOS/OOTECA ¹ |
|------------------------|--------------------------|
| BRS Facual | 272,88 a |
| Tomate Santa Cruz Kada | 234,33 ab |
| Delta Opal | 233,52 ab |
| Coodetec 401 | 196,45 ab |
| Fiber Max 986 | 176,90 b |
| IAC 23 | 165,01 b |
| CNPA ITA 90 | 95,71 c |

¹ Média do número de ovos de nematóide por ooteca

Médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes de acordo com o teste DMS a 5% de probabilidade.

Considerando as duas cultivares que apresentaram o menor número de ovos, IAC 23 e CNPA ITA 90, o número de ovos/ooteca foi de 165,01 e 95,71, respectivamente. Este resultado mostra que CNPA ITA 90 apresentou 70 ovos a menos em cada ooteca, mas a quantidade de ootecas por sistema radicular desse material foi maior e por isso o número final de ovos foi menor em IAC 23. Essa análise nos mostra que se formos estudar somente número de ootecas por sistema radicular para avaliar a resistência de materiais ao nematóide, teríamos um resultado distinto: CNPA ITA 90 e IAC 23 diferiram estatisticamente, em CNPA ITA 90 foram encontrados 165 ootecas e em IAC 23, 74 ootecas, com isso poderíamos dizer que CNPA ITA 90 apresentou um número de ootecas

superior a 100% do número de ootecas de IAC 23, mas se formos verificar o número de ovos, não houve diferença significativa entre os dois materiais.

4.4. Fator de reprodução

O fator de reprodução (FR), que é calculado pela divisão do número de ovos recuperados pelo número de ovos inoculados no sistema radicular, ficou acima de 1 para todos os tratamentos (Quadro 3).

QUADRO 3. Fator de Reprodução (FR) de *M. incognita* em diferentes cultivares de algodoeiro e tomateiro, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2001

| TRATAMENTOS | FR ¹ |
|------------------------|-----------------|
| BRS Facual | 23,7 a |
| Tomate Santa Cruz Kada | 20,2 ab |
| Coodetec 401 | 16,6 b |
| Delta Opal | 9,8 c |
| Fiber Max 986 | 6,6 cd |
| CNPA ITA 90 | 2,7 d |
| IAC 23 | 2,4 d |

¹ FR=População final/população inicial. FR<1=resistente; FR>1=suscetível

Médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes de acordo com o teste DMS a 5% de probabilidade.

De todos os tratamentos, IAC 23 e CNPA ITA 90 apresentaram os mais baixos valores de FR, 2,7 e 2,4, respectivamente, mas não podem ser classificados como

resistentes, pois de acordo com Taylor e Sasser (1978), somente valores de FR inferiores a um indicam materiais resistentes.

Cia *et al.* (2001), avaliando a resistência de genótipos de algodoeiro ao nematóide das galhas, utilizaram a escala de notas proposta por Gridi-Papp *et al.* (1994), e não o fator de reprodução (FR). Nesta escala os notas variam de 1 a 5, onde:

Nota 1: planta sem sintoma;

Nota 2: planta com uma ou duas folhas tendo manchas cloróticas (carijó), em qualquer posição na planta, menos no ponteiro;

Nota 3: planta com mais de duas folhas com manchas cloróticas, em qualquer posição, menos no ponteiro;

Nota 4: planta com folhas de ponteiro com manchas cloróticas e sem redução acentuada do porte;

Nota 5: planta com folhas de ponteiro com manchas cloróticas e com redução acentuada de porte e da produção.

Se considerarmos o conceito de resistência, este se refere à capacidade de reprodução do patógeno no hospedeiro e não aos sintomas manifestados pelo hospedeiro em condições de infecção, que foi o parâmetro avaliado neste trabalho de Cia *et al.* (2001).

Taylor e Sasser (1978), citam que a suscetibilidade é medida pela reprodução do nematóide e não pela sua capacidade de induzir galhas. Neste trabalho, o parâmetro principal para afirmar a resistência ou não de um material foi a capacidade reprodutiva do nematóide, que pode ser detectada em número de ovos, FR e índice de reprodução.

4.5. Índice de reprodução

Baseado na explicação desse parâmetro, no item 3.6 deste trabalho, os dados de população final (número de ovos) encontrados nos cultivares de algodão (Quadro 1A), permitiram fazer o cálculo do índice de resistência, onde se utilizou o tomateiro como testemunha padrão, com 100% de reprodução (Quadro 4).

Dentre todos os materiais testados, nenhum deles se comportou como imune (I), altamente resistente (AR) ou muito resistente (MR). As cultivares IAC 23 e CNPA ITA 90 se comportaram como moderadamente resistente (MoR), com índice de reprodução

variando entre 10 a 25%. A reprodução nestes dois materiais foram 8,3 e 7,5 vezes menor que a reprodução do patógeno no tomateiro.

QUADRO 4. Índice de reprodução de cultivares de algodoeiro e de tomateiro à *M. incognita*, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2001

| TRATAMENTOS | INDICE DE REPRODUÇÃO (%) |
|------------------------|--------------------------|
| BRS Facual | 117,3% |
| Tomate Santa Cruz Kada | 100% |
| Coodetec 401 | 81,9% |
| Delta Opal | 48,3% |
| Fiber Max 986 | 32,6% |
| CNPA ITA 90 | 13,4% |
| IAC 23 | 12,0% |

50 a 100%: cultura suscetível; 25 a 50%: levemente resistente; 10 a 25%: moderadamente resistente.

5. CONCLUSÃO

Com os dados obtidos neste experimento, baseado no fator de reprodução (FR) pode-se concluir que nenhum dos materiais testados (IAC 23, CNPA ITA 90, BRS Facual, Coodetec 401, Fiber Max 986 e Delta Opal) pode ser considerado resistente a *M. incognita*, pois em todos eles o nematóide conseguiu reproduzir-se, portanto o fator de reprodução foi maior que um ($FR > 1$) para todos os cultivares. Se utilizarmos o índice de reprodução (IR), IAC 23 e CNPA ITA 90 podem ser considerados moderadamente resistentes.

A cultivar BRS Facual apresentou número de ovos igual a cultivar Coodetec 401 e o tomateiro, que são materiais normalmente utilizados nos experimentos como testemunhas suscetíveis. O FR e o índice de reprodução foi maior em BRS Facual que nos outros materiais avaliados.

Se formos utilizar o parâmetro índice de reprodução, Coodetec 401 e BRS Facual e serão consideradas culturas suscetíveis. Delta Opal e Fiber Max 986 serão considerados levemente resistentes e CNPA ITA 90 e IAC 23 serão considerados moderadamente resistentes.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRÃO, M. M.; MAZZAFERA, P. Efeitos do nível de inóculo de *Meloidogyne incognita* em algodoeiro. **Bragantia**, Campinas, v. 60, n. 1, p. 19-26, 2001.

BLASINGAME, D. J. Identification and management of cotton nematodes in the United States. In: XXII CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 2000, Uberlândia-MG. **Anais...** Uberlândia, UFU, 2000. p. 28-29.

BLASINGAME, D. J. Nematode distribution and density. In: **Cotton nematodes your hidden enemies**. USA: Beltwide Cotton Nematode Survey and Education Committee, p. 4-6, 1993.

BOERMA, H. R.; HUSSEY, R. S. Breeding plants for resistance to nematodes. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 24, n. 2, p. 242-252, 1992.

BONETTI, J. I.; FERRAZ, S. Modificações no método Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua*, em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 6, p. 533, 1981.

BRUBAKER, C. L.; BOURLAND, E. M.; WENDEL, J. E. The origin and domestication of cotton. In: SMITH, C. W.; COTHREN, J. T (Eds.). **Cotton: origin, history, technology and production**. Portland: Book News, p. 3-32, 1999.

BYRD, D. W., FERRIS, H. Jr.; NUSBAUM, C. J. A method for estimating number of eggs of *Meloidogyne* spp. in soil. **Journal of Nematology**, St. Paul, v. 4, n. 4, p.266- 269, 1972.

CAMPOS, V. P. **Manejo de doenças de plantas: manejo de doenças causadas por fitonematóides**. Pós Graduação à Distância, Lavras, UFLA-FAEPE, 1999. 106 p.

CANTO-SAENZ, M. Nature of resistance to *Meloidogyne incognita*. In: SASSER, J. N. and CARTER, C. C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol. I biology and control**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 225-231.

CARNEIRO, R. G.; RUANO, O. BRITTO, J. A. Identificação de espécies e raças fisiológicas de *Meloidogyne* na região noroeste do estado do Paraná: resultados preliminares. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 14, 1990, Londrina. **Resumos...** Londrina: Sociedade Brasileira de Nematologia, 1990, p. 4.

CHIAVEGATO, E. J.; CARVALHO, L. H.; CIA, E.; KONDO, J. I.; MELO, F. L. A.; KUBIAK, D. M. Comportamento de cultivares do algodoeiro com diferentes níveis de resistência a nematóides submetidos a tratamentos com nematicidas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 3, 2001, Campo Grande - MS. **Anais...** Campo Grande – MS, UFMS, Embrapa Algodão, Embrapa Agropecuária Oeste, 2001, p.867-869.

CIA, E.; FUZATTO, M. G.; PIZZINATTO, M. A.; PETTINELLI JUNIOR, A.; KASAI, F. S.; SILVA, M. A.; BORTOLETTO, N. Comportamento de cultivares de algodoeiro na presença de patógenos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 3, 2001, Campo Grande - MS. **Anais...** Campo Grande – MS, UFMS, Embrapa Algodão, Embrapa Agropecuária Oeste, 2001, p. 795-798.

CIA, E.; SALGADO, C. L. Doenças do algodoeiro (*Gossypium* spp.). In: KIMATI, H.; AMORIM.; BERGAMIN FILHO, A.; CAMARGO, L. E. A.; REZENDE, J. A. M. (Eds.). **Manual de fitopatologia Vol 2: doenças das plantas cultivadas**. São Paulo, Ceres, 1985, p.33-48.

COLYER, P. D.; KIRKPATRICK, T. L.; CALDWELL, W. D.; VERNON, P. R. Influence of nematicide application on the severity of the root-knot nematode-fusarium wilt disease complex in cotton. **Plant Disease**, St Paul , v. 81, n. 1, p. 66-70, 1997.

COLYER, P. D.; KIRKPATRICK, T. L.; CALDWELL, W. D.; VERNON, P. R. Root-knot nematode reproduction and root galling severity on related conventional and transgenic cotton cultivars. **Journal of Cotton Science**, Memphis, v. 4, p. 232-236, 2000.

CORRÊA, J. R. V. Algodoeiro: Informações básicas para seu cultivo. EMBRAPA - EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUARIA, UEPAE. **Documentos**, **11**, Belém, 1989. 29p.

DAYKIN, M. E.; HUSSEY, R. S. Staining and histopathological techniques in nematology. In: BARKER, K. R.; CARTER, C. C.; SASSER, J. N. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol II Methodology**. Raleigh, North Carolina State University, p. 41, 1985.

DROPKIN, V. H. **Introduction to plant nematology**, 8 ed. Columbia: Wiley Interscience Publication, 1989. 304 p.

EISENBACK, J. D. Detailed morphology and anatomy of second-stage juveniles, males and females of the genus *Meloidogyne* (root-knot nematodes). In: SASSER, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol. I biology and control**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 47-77.

FARIAS, F. J. C.; DIAS, W. P.; FREIRE, E. C.; AGUIAR, P. H. B. Níveis de resistência em linhagens de algodoeiro herbáceo ao nematóide das galhas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 2, 1999, Ribeirão Preto - SP. **Anais...** Ribeirão Preto – SP, Embrapa Algodão, 1999, p.461-463.

FERRAZ, S.; DIAS, C. R.; FREITAS, L. G. Controle de nematóides com práticas culturais. In: ZAMBOLIN, L. (Ed.). **Manejo integrado fitossanidade, Cultivo protegido, pivô central e plantio direto.** Viçosa, p.1-51, 2001.

FERRAZ, S.; SANTOS, M. A. Controle biológico de fitonematóides pelo uso de fungos. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, Passo Fundo, v. 3, p. 283-314, 1995.

FUZATTO, M. G.; CIA, E. Algodoeiro: novas cultivares IAC destacam-se pela resistência a doenças. **O Agrônomo**, Campinas, v. 53, n. 4, p.19-20, 2001.

GILLHAM, F. E. M.; BELL, T. M.; ARIN, T.; MATTHEWS, G. A.; LE RUMEUR, C.; HEARN A. B. Cotton production prospects for the next decade. Washington: **World Bank Technical Paper**, n. 287, 1995. 277 p.

GOODELL, P. B. Cotton Nematodes. In: **Cotton nematodes your hidden enemies.** USA: Beltwide Cotton Nematode Survey and Education Committee. 1993.

GRIDI-PAPP, I. L.; CIA, E., FUZATTO, M. G.; CHIAVEGATO, E. J.; DUDIENAS, C.; PIZZINATO, M. A.; SABINO, J. C.; CAMARGO, A. P.; CAMPANA, M. P. Melhoramento do algodoeiro para resistência múltipla a doenças, nematóides e broca da raiz em condições de campo. **Bragantia**, Campinas, v. 53, n. 1, p.33-45, 1994.

HADISOEGANDA, W. W.; SASSER, J. N. Resistance of tomato, bean, southern pea and garden pea cultivars to root-knot nematodes based on host suitability. **Plant Disease**, St. Paul, v. 66, p. 145-150, 1981.

HEALD, C. M.; BIRCHFIELD, W.; BLACKMON, C. W.; HUSSEY, R. S.; ORR, C. C.; SHEPHERD, R. L.; VEECH, J., SMITH, F. H. Nematodes. In: WATKINS, G. M. (Ed.). **Compendium of cotton diseases**. St. Paul: The American Phytopathological Society, p. 50-56, 1981.

HUSSEY, R. S. Host-parasite relationships and associated physiological changes. In: SASSER, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.). **An Advanced Treatise on *Meloidogyne*. Vol. I biology and control**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 143-154.

HUSSEY, R. S.; BARKER, K. R. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp., including a new technique. **Plant Disease Reporter**, Washington, v. 57, n. 2, p. 1025-1028, 1973.

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

IBGE. Levantamento sistemático de produção agrícola. Disponível em: <<http://www.ibge.gov.br/>> Acesso em: 15 jun. 2002.

IDE, M. A. Experiências no manejo de nematóides na cultura do algodoeiro. In: XXII Congresso Brasileiro de Nematologia, 2000, Uberlândia-MG. **Anais...** Uberlândia, UFU, 2000. p. 30-31.

KLUMP, R. S.; THOMAS, S. H. Comparative resistance of selected Acala 1517 cotton cultivars to *Meloidogyne incognita* race 3. **Annals of Applied Nematology**, Lawrence, v. 1, p.113-115, 1987.

KOENNING, S. R.; BARKER, K. R.; BOWMAN, D. T. Resistance as a tactic for management of *Meloidogyne incognita* on cotton in North Carolina. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 33, n. 2-3, 2001.

KUBO, R. K.; OLIVEIRA, C. M. G. Efeito da redução de densidades populacionais de fitonematóides na produtividade do algodoeiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 3, 2001, Campo Grande - MS. **Anais...** Campo Grande – MS, UFMS, Embrapa Algodão, Embrapa Agropecuária Oeste, 2001, p.870-872.

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

MAI, W. F. Plant-parasitic nematodes: their threat to agriculture. In: SASSER, J. N.; CARTER, C. C. (Eds.). **An Advanced Treatise on *Meloidogyne*. Vol. I biology and control**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 11-17

MALUF, W. P. Resistência a nematóides de galhas *Meloidogyne* spp. Em espécies olerícolas. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, 30. Poços de Caldas, 1997, Palestras, **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, p.57-63, 1997.

McCLURE, M. A.; ELLIS, K. C.; NIGH, E. L. Resistance of cotton to the root-knot nematode *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, St. Paul, v. 6, n. 1, p.17-20, 1974.

MINTON, A. N.; MINTON, E. A. Effect of root knot and sting nematodes on expression of fusarium wilt of cotton in three soils. **Phytopathology**. Worcestes, v 56, n. 2, p. 319-322, 1966.

NOE, J. P. Analysis and interpretation of data from nematological experiments. In: BARKER, K. R., SASSER, J. N., CARTER, C. C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol. II Methodology**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 187-196.

OGALLO, J. L.; GOODELL, P. B.; ECKERT, J.; ROBERTS, P. A. Evaluation of NemX, a new cultivar of cotton with high resistance to *Meloidogyne incognita*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 29, n. 4 (**Suplemento**), p.531-537, 1997.

PEIXOTO, J. R.; MALUF, W. R.; CAMPOS, V. C. Avaliação de linhagens , híbridos F₁ e cultivares de pimentão quanto a resistência a *Meloidogyne* spp. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 34, n. 12, p. 2259-2265, 1999.

ROBINSON, A. F.; PERCIVAL, A. E. Resistance to *Meloidogyne incognita* race 3 and *Rotylenchulus reniformis* in wild accessions of *Gossypium hirsutum* and *G. barbadense* from Mexico. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 29, n. 4 (**Suplemento**), p.746-755, 1997.

RUANO, O. Resistência do algodoeiro (*Gossypium* spp) a *Meloidogyne incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *Fusarium oxysporum* Schlecht. f. sp. *vasinfectum* (Atk.) Snyder & Hansen e à associação desses organismos. Viçosa, 38 p. 1984. Tese (Mestrado) – UFV.

RUANO, O., ALMEIDA, W. P., MURAMOTO, S.P. Reação de novos genótipos de algodoeiro a nematóides e doenças foliares em casa-de-vegetação. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 3, 2001, Campo Grande - MS. **Anais...** Campo Grande – MS, UFMS, Embrapa Algodão, Embrapa Agropecuária Oeste, 2001, p.880-883.

RUANO, O; CARNEIRO, R. G.; BRITO, J. A.; SILVA, J. F. V. Nematóides na cultura do algodoeiro. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 16, n. 172, p. 49-57, 1992.

RUANO, O.; CARNEIRO, R. G.; BRITTO, J. A.; SILVA, J. F. V.; JULIATTI, F. C. Algodão (*Gossypium hirsutum* L.) – Doenças causadas por nematóides. In: VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, L. (Eds.). **Controle de doenças de plantas – grandes culturas**. Vol 2. Viçosa, MG: Departamento de Fitopatologia; Brasília, DF: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, 1997. p. 583-603.

RUANO, O; CARNEIRO, R. G.; BRITO, J. A.; SILVA, J. F. V. Nematóides na cultura do algodoeiro. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 16, n. 172, p. 49-57, 1992.

SANTOS JUNIOR, R. F.; MARCHIORATO, J. A.; SANTOS, J. M.; RUDORFF, B. T. F. Nematóides: os olhos do céu. **Cultivar**, Pelotas, outubro 2001, Ano III, n.33, p. 16-17.

SASSER, J. N. Economic importance of *Meloidogyne* in tropical countries. In: LAMBERTI, F.; TAYLOR, C. E. (Eds.). **Root-knot nematode (*Meloidogyne* species). Systematics, biology and control**. New York, Academic, p. 359-374, 1979.

SASSER, J. N.; CARTER, C. C. Overview of the international *Meloidogyne* project 1975-1984. In: SASSER, J. N. and CARTER, C. C. (Eds.). **An advanced treatise on *Meloidogyne*. Vol I biology and control**. North Carolina State University Graphics, 1985. p. 19-24.

SHEPHERD, R. L. Transgressive segregation for root-knot nematode resistance in cotton. **Crop Science**, Madison, v. 14, n. 6, p. 872-875, 1974.

SHEPHERD, R. L.; HUCK, M. G. Progression of root-knot nematode symptoms and infection on resistant and susceptible cotton. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 21, n. 2, p. 235-241, 1989.

SILVA, C. M.; SANTOS, M. A. Levantamento de nematóides na cultura do algodoeiro. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 21, n. 1, 1997, p. 22-23.

SINGH, V.; SINGH, S. P.; YADAV, R.; SAXENA, S. K. Effect of different plants on the morphometrics of females of root-knot nematode, *Meloidogyne incognita*. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v. 13, n. 1, p. 81-85, 1985.

STARR, J. L. Root-knot Nematodes. In: **Cotton nematodes your hidden enemies**. USA: Beltwide Cotton nematode Survey and Education Committee, p. 7-12, 1993.

TAYLOR, A. L.; SASSER, J. N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes (*Meloidogyne* species)**. Raleigh: North Carolina State University Graphics, 1978, 111p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: Funep, 2000. 372 p.

UNICOTTON, Estatísticas. Disponível em: <<http://unicotton.com.br>> Acesso em 18 nov. 2002.

USDA. Department of Agriculture. Foreign Agricultural Service. **Cotton: world markets and trade**. Disponível em: URL: <<http://www.usda.gov>> Acesso em 19 nov. 2002.

VALE, F. X. R.; PARLEVLIET, J. E.; ZAMBOLIM, L. Concepts in plant disease resistance. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 3, p. 577-589, 2001.

WILLIAMSON, V. M.; HUSSEY, R. S. Nematode pathogenesis and resistance in plants. **The Plant Cell**, Rockville, v. 8, p. 1735-1745, 1996.

APÊNDICE

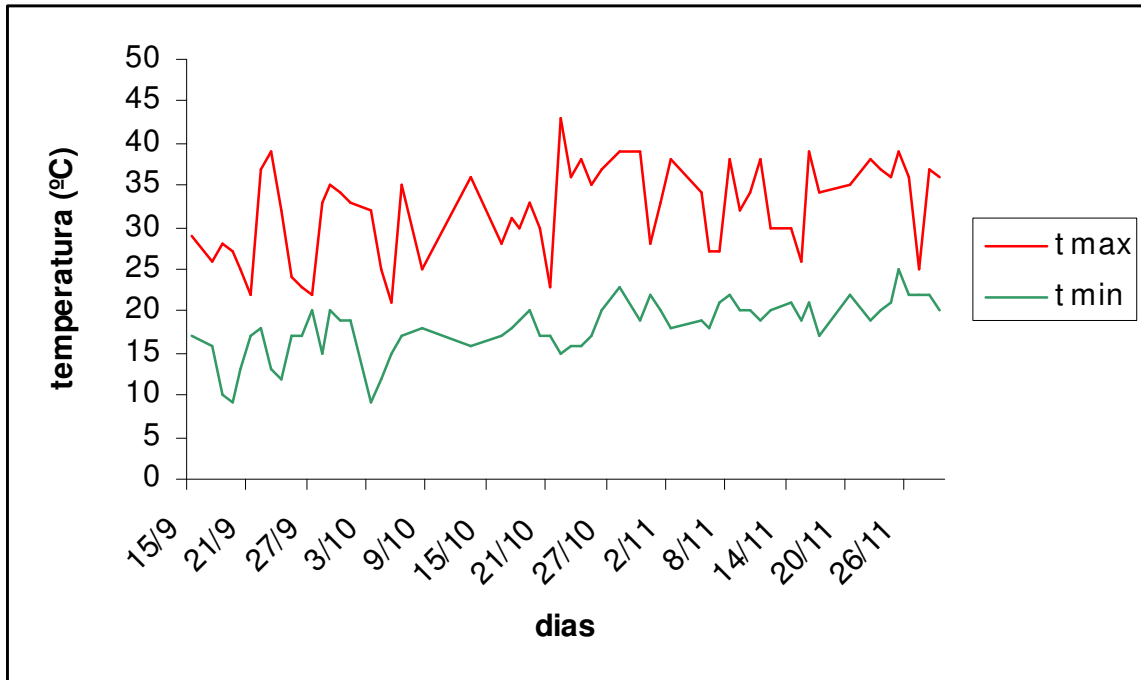


FIGURA 1A. Temperaturas máximas e mínimas no período de 15 de setembro a 30 de novembro de 2001, em casa de vegetação. UFMS, Dourados – MS.

QUADRO 1A. População final de *M. incognita* no sistema radicular de tomateiro e algodoeiro, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2001.

| TRATAMENTOS | POPULAÇÃO FINAL ¹ |
|------------------------|------------------------------|
| BRS Facual | 118.585 |
| Tomate Santa Cruz Kada | 101.105 |
| Coodetec 401 | 82.850 |
| Delta Opal | 48.785 |
| Fiber Max 986 | 33.115 |
| CNPA ITA 90 | 13.530 |
| IAC 23 | 12.165 |

¹: média do número de ovos de nematóide por sistema radicular

QUADRO 2A. Análise nutricional do substrato.

| M.O. | pH | pH | P | K | Al | Ca | Mg | H + Al | SB | T | V |
|-------------------|-------------------|------------------|--------------------|------|-----|-------|-------|-----------------|-------|-------|----|
| g/dm ³ | CaCl ₂ | H ₂ O | Mg/dm ³ | ← | ← | Mmol | (c) / | dm ³ | → | → | % |
| 31,6 | 6,2 | 6,8 | 58 | 16,9 | 0,0 | 277,0 | 20,9 | 13,7 | 314,8 | 328,5 | 95 |

Análise realizada pelo Laboratório de Fertilidade de Solos da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul

M.O. – matéria orgânica

pH em CaCl₂ – pH em solução centimolar de cloreto de cálcio

pH em H₂O – pH determinado na relação sólido/líquido de 1/2,5

P – fósforo extraído do solo através de Mehlich

Al, Ca, Mg, K – formas trocáveis

H + AL – (hidrogênio + alumínio) ou acidez potencial

SB – soma de bases, ou Ca + Mg + K

T – capacidade de troca de cátions, ou SB + (H + Al)

V – índice de saturação por bases ou $V = 100.SB/T$

Mmol (c) – milimol de carga

QUADRO 3A. Análise de variância de galhas por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|------|-------------|------------|-------|---------|
| Tratamento | 6 | 7,19771429 | 1,19961905 | 31,09 | < 0,001 |
| Resíduo | 133 | 5,132 | 0,03858647 | | |
| Total | 139 | 12,32971429 | | | |
| CV | 6,99 | | | | |

QUADRO 4A. Análise de variância de ootecas por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|-------|---------|
| Tratamento | 6 | 11,73542857 | 1,95590476 | 32,62 | < 0,001 |
| Resíduo | 133 | 7,9745 | 0,05995865 | | |
| Total | 139 | 19,70992857 | | | |
| CV | 10,51 | | | | |

QUADRO 5A. Análise de variância de ovos por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|------|-------------|------------|-------|---------|
| Tratamento | 6 | 21,38742857 | 3,56457143 | 33,80 | < 0,001 |
| Resíduo | 133 | 14,028 | 0,10547368 | | |
| Total | 139 | 35,41542857 | | | |
| CV | 7,16 | | | | |

QUADRO 6A. Análise de variância de ovos por ooteca.

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|------|---------|
| Tratamento | 6 | 2,54742857 | 0,42457143 | 6,17 | < 0,001 |
| Resíduo | 133 | 9,15 | 0,06879699 | | |
| Total | 139 | 11,69742857 | | | |
| CV | 11,90 | | | | |

QUADRO 7A. População final de *M. incognita* no sistema radicular de tomateiro e algodoeiro, 60 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2003

| TRATAMENTOS | POPULAÇÃO FINAL ¹ |
|------------------------|------------------------------|
| Tomate Santa Cruz Kada | 195.975 |
| BRS Facual | 28.188 |
| Delta Opal | 19.775 |
| Coodetec 401 | 19.038 |
| IAC 23 | 16.775 |
| Fiber Max 986 | 6.400 |
| CNPA ITA 90 | 2.953 |

¹: média do número de ovos de nematóide por sistema radicular

QUADRO 8A. Número de ovos de *M. incognita* por ooteca em tomateiro e algodoeiro, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2003

| TRATAMENTOS | OVOS/OOTECA [†] |
|------------------------|--------------------------|
| Tomate Santa Cruz Kada | 473,6 a |
| IAC 23 | 381,0 ab |
| CNPA ITA 90 | 303,4 abc |
| Delta Opal | 290,6 abc |
| BRS Facual | 234,6 abc |
| Coodetec 401 | 194,3 bc |
| Fiber Max 986 | 103,4 c |

[†] Média do número de ovos de nematóide por ooteca

Médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes de acordo com o teste DMS a 5% de probabilidade.

QUADRO 9A. Fator de Reprodução (FR) de *M. incognita* em diferentes cultivares de algodoeiro e tomateiro, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2003

| TRATAMENTOS | FR ¹ |
|------------------------|-----------------|
| Tomate Santa Cruz Kada | 39,2 a |
| BRS Facual | 5,6 b |
| Delta Opal | 4,0 b |
| Coodetec 401 | 3,8 b |
| IAC 23 | 3,4 b |
| Fiber Max 986 | 1,3 b |
| CNPA ITA 90 | 0,6 b |

¹ FR=População final/população inicial. FR<1=resistente; FR>1=suscetível

Médias seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes de acordo com o teste DMS a 5% de probabilidade.

QUADRO 10A. Índice de reprodução de cultivares de algodoeiro e de tomateiro à *M. incognita*, 59 dias após a inoculação. UFMS, Dourados – MS, 2003

| TRATAMENTOS | ÍNDICE DE REPRODUÇÃO (%) |
|------------------------|--------------------------|
| Tomate Santa Cruz Kada | 100,00 % |
| IAC 23 | 80,45 % |
| CNPA ITA 90 | 64,06 % |
| Delta Opal | 61,36 % |
| BRS Facual | 49,54 % |
| Coodetec 401 | 41,03 % |
| Fiber Max 986 | 21,83 % |

50 a 100%: cultura suscetível; 25 a 50%: levemente resistente; 10 a 25%: moderadamente resistente.

QUADRO 11A. Análise de variância de galhas por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|------|--------|
| Tratamento | 13 | 8,71571429 | 0,67043956 | 4,29 | 0,002 |
| Resíduo | 42 | 6,55857143 | 0,15615646 | | |
| Total | 55 | 15,27428571 | | | |
| CV | 14,48 | | | | |

QUADRO 12A. Análise de variância de ootecas por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|------|---------|
| Tratamento | 13 | 29,07750000 | 2,23673077 | 7,79 | < 0,001 |
| Resíduo | 42 | 12,05964286 | 0,28713435 | | |
| Total | 55 | 41,13714286 | | | |
| CV | 33,34 | | | | |

QUADRO 13A. Análise de variância de ovos por sistema radicular

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|------|---------|
| Tratamento | 13 | 30,65053571 | 2,35773352 | 8,94 | < 0,001 |
| Resíduo | 42 | 11,07500000 | 0,26369048 | | |
| Total | 55 | 41,72553571 | | | |
| CV | 13,05 | | | | |

QUADRO 14A. Análise de variância de ovos por ooteca.

| FV | GL | SQ | QM | F | Pr > F |
|------------|-------|-------------|------------|------|--------|
| Tratamento | 13 | 11,26642857 | 0,86664835 | 2,12 | 0,0337 |
| Resíduo | 42 | 17,20714286 | 0,40969388 | | |
| Total | 55 | 28,47357143 | | | |
| CV | 29,92 | | | | |

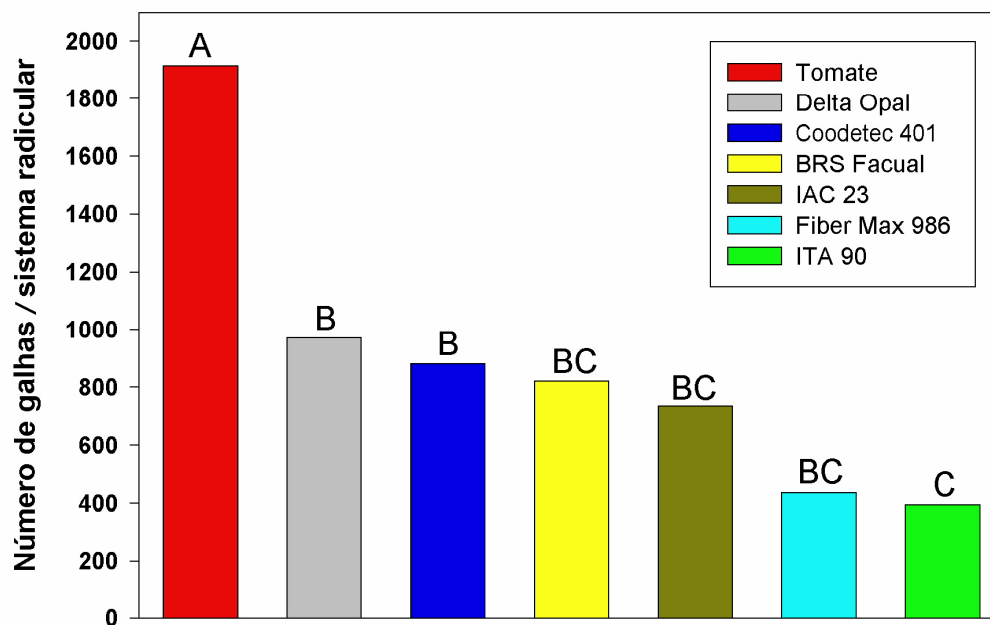


FIGURA 2A. Número de galhas/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*, dados do segundo experimento. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).

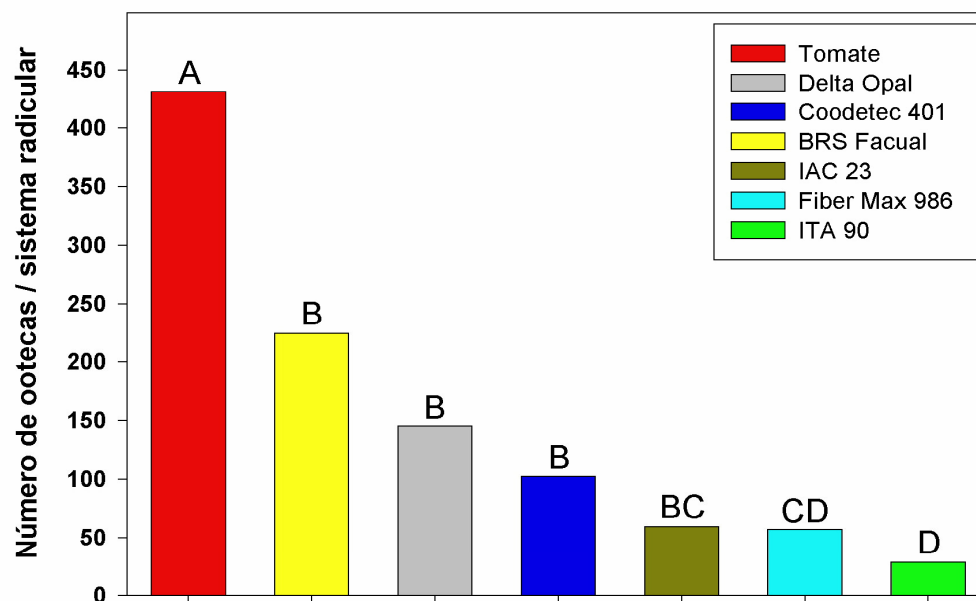


FIGURA 3A. Número de ootecas/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*, dados do segundo experimento. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).

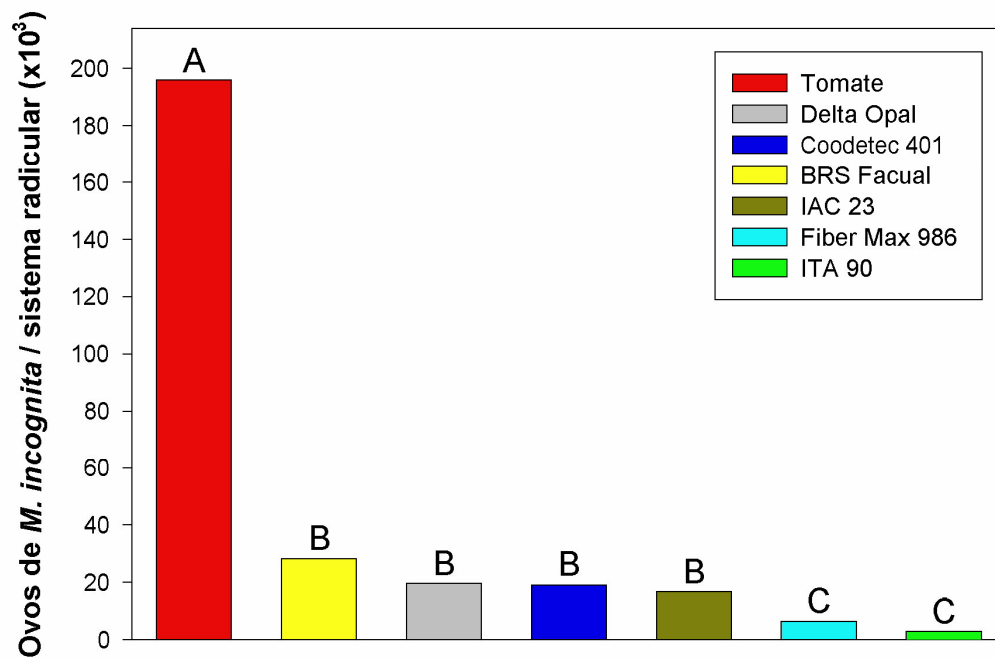


FIGURA 4A. Número de ovos/sistema radicular em diferentes cultivares de algodoeiro e em tomateiro cv Santa Cruz “Kada”, 59 dias após a inoculação com *M. incognita*, dados do segundo experimento. Colunas seguidas da mesma letra não são significativamente diferentes, de acordo com o Teste LSD de Fisher ($\alpha = 0,05$).