

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

**CICLO DE VIDA DO FITONEMATÓIDE *Rotylenchulus reniformis* EM
ALGODOEIRO AO LONGO DO ANO SOB CONDIÇÕES DE CASA DE
VEGETAÇÃO**

ADRIANA FIGUEIREDO

**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
Julho – 2005**

**CICLO DE VIDA DO FITONEMATÓIDE *Rotylenchulus reniformis* EM
ALGODOEIRO AO LONGO DO ANO SOB CONDIÇÕES DE CASA DE
VEGETAÇÃO**

APROVADA PELA COMISSÃO EXAMINADORA EM 01 / 07 / 2005

**Prof.^a. Dr.^a. Maria Amelia dos Santos
(Orientadora)**

**Prof. Dr. Ednaldo Carvalho Guimarães
(Membro da Banca)**

**Prof. Dr. Julio Cesar Viglioni Penna
(Membro da Banca)**

**Uberlândia – MG
Julho – 2005**

AGRADECIMENTOS

À Deus, por ter permitido que eu completasse mais uma etapa de minha vida.

À minha mais profunda gratidão a minha orientadora, Prof^ª. Maria Amelia dos Santos, por me proporcionar, além de uma rica experiência científica, uma visão mais ampla da vida com exemplos de profissionalismo, competência e dedicação, pela orientação segura, incentivo e confiança demonstrada no transcorrer destes anos.

Aos meus pais, André Luiz Figueiredo e Laurení Aparecida da Silva Figueiredo, pelo estímulo e apoio incondicional desde as primeiras horas; pela paciência e grande amizade com que sempre me ouviram, e sensatez com que sempre me ajudaram na realização de cada um dos meus sonhos.

Aos meus irmãos, Andréia, Hudson e, em especial a minha irmã Angélica pelo incentivo, amizade, apoio emocional e espiritual e torcida em todos (absolutamente todos) os momentos. A você minha irmã, MEU MUITO OBRIGADA ...

À minha avó, Noemia Marques Figueiredo, que com sua presença, alegria e encanto proporcionou o incentivo necessário nos momentos mais difíceis.

Ao meu namorado, André Luiz R. Centenaro, pelo amor, carinho, incentivo e participação em todos os momentos. AMO VOCÊ.

Às amigas, Fabiana e Camila, companheiras de incontáveis momentos.

Aos que embora não citados, contribuíram de alguma forma para a realização deste trabalho.

ÍNDICE

RESUMO	4
1 INTRODUÇÃO	6
2 REVISÃO DE LITERATURA	8
2.1 A cultura do algodoeiro	8
2.2 Fitonematóides na cultura do algodoeiro	10
2.2.1 <i>Rotylenchulus reniformis</i>	10
2.2.2 <i>Meloidogyne incognita</i>	12
2.2.3 <i>Pratylenchus brachyurus</i>	13
3 MATERIAL E MÉTODOS	15
3.1 Obtenção do inóculo	15
3.2 Instalação e condução do ensaio	16
3.3 Avaliação da população do nematóide reniforme do solo do vaso e nas raízes do algodoeiro.....	17
3.3.1 População do nematóide reniforme no solo	17
3.3.2 População do nematóide reniforme na raiz	17
3.4 Temperatura do ar e do solo e cálculo de graus-dias	18
3.5 Análise estatística	19
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	20
5 CONCLUSÕES	35
6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	36

RESUMO

A lavoura algodoeira é uma das explorações agrícolas mais importantes, não apenas no Brasil como em várias outras regiões do mundo, tanto pelo seu valor econômico quanto pelo seu valor social. Entre os problemas fitossanitários que afetam o algodoeiro, destaca-se o parasitismo dos fitonematóides. Dentre os principais destacam-se o nematóide das galhas (*Meloidogyne incognita*), o nematóide das lesões (*Pratylenchus brachyurus*) e o nematóide reniforme (*Rotylenchulus reniformis*). Esses patógenos têm levado os cotonicultores à utilização de medidas de controle bem onerosas, principalmente quando o nematóide problema é o *R. reniformis*. O presente trabalho foi realizado em casa de vegetação tendo como objetivo monitorar o ciclo de vida do fitonematóide *R. reniformis* na cultivar de algodão Deltapine Acala 90 durante o período de março de 2003 a fevereiro de 2004. O inóculo foi obtido a partir do processamento de amostras de solo do campo, em área de bananal com alta infestação do nematóide, onde a população final foi calibrada para conter 100 ovos, juvenis e/ou adultos por mL. O experimento foi composto de sete baterias de teste, e cada bateria foi composta de 75 vasos, conduzidos com uma planta. Na avaliação do ciclo de vida, cinco plantas foram avaliadas a cada 6 dias, contados a partir do dia da inoculação. O sistema radicular foi submetido a técnica de coloração de nematóides em tecidos vegetais e em seguida realizou-se a avaliação quanto ao número de fêmeas e às suas fases de desenvolvimento: fêmeas imaturas e fêmeas maduras. O solo foi processado para extração e contagem de ovos, juvenis, fêmeas imaturas e machos. Diariamente as temperaturas do ar e do solo no interior da casa de vegetação foram registradas e para cada período de avaliação foram realizados cálculos de graus-dias, determinando-se as acumuladas térmicas. Pelos resultados obtidos, observou-se a tendência de que após 60 dias

da inoculação, as fêmeas maduras começaram a ser formadas. Quanto à população de juvenis e/ou adultos no solo, os números foram constantes ao longo dos 90 dias. Portanto, o ciclo de vida desse nematóide aparenta ser superior a 90 dias para o algodoeiro.

1 – INTRODUÇÃO

A cultura do algodoeiro (*Gossypium hirsutum* Linnaeus, 1735) está distribuída em mais de setenta países e em várias regiões do globo terrestre (ABBAHÃO; D`ARCE; FONSECA, 1982) e é uma das explorações agrícolas mais importantes, não apenas no Brasil como em várias outras regiões do mundo, tanto pelo seu valor econômico quanto pelo seu valor social (CIA; FUZATTO; KONDO, 2003).

Estima-se que a produção mundial de pluma seja de aproximadamente 26,1 milhões de toneladas para a safra 2004/05, sendo que a estimativa da produção brasileira de algodão para a mesma safra é cerca de 1,37 milhões toneladas (BARBOSA, 2004). Entretanto, esse montante estimado para o Brasil equivale apenas ao atendimento de 48% do consumo interno. Estes números mostram claramente que os benefícios econômicos gerados pela fibra de algodão e seus produtos são importantes para a economia brasileira, sobretudo para a agricultura (ASSOCIAÇÃO MATO-GROSSENSE DE PRODUTORES DE ALGODÃO, 2004).

O algodoeiro é cultivado em quinze estados brasileiros, destacando-se Mato Grosso, Goiás, Bahia, São Paulo, Mato Grosso do Sul, Minas Gerais e Paraná. Os estados de Mato

Grosso do Sul, Mato Grosso e Goiás, são responsáveis por 73,8% da produção nacional de algodão, superando outras regiões como o Nordeste e os estados de São Paulo e Paraná. O deslocamento da produção de algodão está ligado ao fato de que a região dos Cerrados apresenta melhores condições de cultivo que as tradicionais, principalmente quanto ao clima, tamanho do empreendimento e nível tecnológico empregado (RESENDE; MOURA, 2004).

O Estado de Minas Gerais posiciona-se como o sexto maior produtor de algodão do Brasil. A produção estadual estimada para a safra 2004/05 foi de 140,1 mil toneladas de algodão em caroço de uma área colhida de aproximadamente 54,2 mil ha. A cultura do algodão concentra-se em três regiões do Estado: Triângulo Mineiro, Alto Paranaíba e Noroeste de Minas (COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO, 2004; FERREIRA FILHO, 2000).

Entre os problemas fitossanitários que afetam o algodoeiro, destaca-se o parasitismo dos nematóides. A redução da produção de algodão causada por nematóides foi estimada em 8% no Estado de São Paulo por Lordello (1976) e 25% na região do Texas, E.U.A por Orr et al (1982). Entretanto, Heald e Orr (1984) afirmaram que em determinadas áreas tais prejuízos podem exceder em 50%.

O presente trabalho objetivou monitorar o ciclo de vida do fitonematóide *Rotylenchulus reniformis* Lindford e Oliveira, 1940 na cultivar de algodão Deltapine Acala 90 durante o período de março de 2003 a fevereiro de 2004 sob condições de casa de vegetação.

2 - REVISÃO DE LITERATURA

2.1 – A cultura do algodoeiro

Estudiosos afirmam que o algodoeiro já era conhecido a 8 mil anos a. C. e tecidos de algodão haviam sido encontrados na Índia 3 mil anos a. C. Cerca de 81 países cultivam o algodoeiro economicamente, sendo que os três principais produtores são a China, EUA e a Índia (MALERBO; COUTO, 1990).

Somente quatro das numerosas espécies de *Gossypium* são cultivadas com interesse na fibra: *G. arboreum* L., *G. herbaceum* L., *G. barbadense* L. e *G. hirsutum* L., sendo este último o mais cultivado, principalmente, *G. hirsutum* raça latifolium.

Por sua resistência à seca, o algodoeiro constitui-se em uma das opções para cultivo em regiões semi-áridas, podendo fixar o homem ao campo, gerar emprego e renda no meio rural e meio urbano. Portanto, a cotonicultura é uma atividade de grande importância social e econômica e o mercado mundial de têxteis e vestuários apresenta forte tendência a crescimento com a participação crescente de países em desenvolvimento. O aumento de consumo de algodão tende a reduzir o estoque no mundo e aumento dos preços o que estimula o aumento da produção (CORRÊA; SHARMA, 2004).

No Brasil, desde que começou a tomar aspecto de cultura econômica, o algodão tem sempre figurado no grupo de vanguarda das atividades que carregam divisas para o País o que a caracterizou como uma cultura de destaque no Brasil, não só pela produção de fibra empregada na indústria têxtil, mas também pela sua semente que é utilizada na fabricação de óleo para alimentação humana e pelo farelo de algodão, usado na alimentação animal (SANCHEZ JUNIOR; SOUZA, 2004).

No Brasil, a cotonicultura apresenta setores bastante distintos. Esta diferenciação não diz respeito apenas a características do tipo tamanho das propriedades, valor da produção ou número de trabalhadores, mas principalmente ao processo de formação de preços de cada setor. É este processo que determina as variáveis relevantes a cada cultura e propiciam a correta elaboração de políticas agrícolas compatíveis com estas variáveis (CONSELHO NACIONAL DA INDÚSTRIA TÊXTIL, 1997).

O cultivo do algodoeiro herbáceo tem sido uma opção para integrar o sistema produtivo no Cerrado. Apesar de a fertilidade natural dos solos ser muito baixa, exigindo grandes investimentos em correção e fertilização, a topografia favorece a mecanização das áreas de plantio e permite bom desenvolvimento do algodoeiro e obtenção de fibra de alta qualidade e com este enfoque nos últimos anos o parque têxtil do Brasil tem se modernizado, ampliando suas instalações e aumentando consideravelmente a demanda por matéria-prima (BARROS; SANTOS, 1997).

Na medida em que aumentam os tamanhos dos estratos de área aumentam também as produtividades obtidas inferindo-se que, provavelmente, esse fato seja decorrente de maiores níveis de tecnologias aplicadas e de melhor gestão das propriedades rurais.

Contudo, por contrapartida, problemas de ordem fitossanitária são também crescentes (LIMA; FERRAZ, 1993).

2.2 - Fitonematóides na cultura do algodoeiro

Segundo Ruano et al (1997) as espécies consideradas parasitas do algodoeiro são: *Meloidogyne inconita* (Kofoid e White, 1919) Chitwood, 1949; *Rotylenchulus reniformis*; *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev e Schuurmans Stekhoven, 1941; *Belonolaimus longicaudatus* Rau, 1958; *Hoplolaimus galeatus* (Colb, 1913) Thorne, 1935; *Trichodorus christiei* Allen, 1957; *Tylenchorynchus* sp. Colb, 1913; *Hoplolaimus columbus* Sher, 1963; *Hoplolaimus indicus* Sher, 1963.

Dentre estes se destacam principalmente o nematóide das galhas (*M. incognita*), o nematóide das lesões (*P. brachyurus*) e o nematóide reniforme (*R. reniformis*). Esses patógenos têm levado à utilização de medidas de controle bem onerosas, principalmente quando o nematóide problema é o *R. reniformis* (CURI; BONA, 1972; LORDELLO, 1981).

2.2.1 - *Rotylenchulus reniformis*

O gênero *Rotylenchulus* engloba dez espécies semi-endoparasitos sedentários, com ampla distribuição em países tropicais e subtropicais (FORTUNER, 1987; LEHMANN; INSERRA, 1990; VAN DEN BERG, 1990). Com efeito, *R. reniformis* encontra-se associado a mais de 140 espécies de plantas de mais de 115 gêneros de 46 famílias botânicas. Desta ampla gama de hospedeiros, 57 espécies são culturas de importância econômica (JATALA, 1991).

A habilidade de se reproduzir em espécies vegetais como mamona (*Ricinus communis* Linnaeus, 1735), algodoeiro (*Gossypium hirsutum* Linnaeus, 1735) e soja

[*Glycine max* (Linnaeus, 1735) Merrill 1917] e presença ou ausência de machos na população têm sido relatadas entre populações de *Rotylenchulus* spp. em diferentes regiões do mundo (DASGUPTA; SESHADRI, 1971; MCGAWLEY; OVERSTREET, 1995; NAKASONO, 1983). Essa ampla faixa de hospedeiros é um fator limitante para a utilização da rotação de culturas como medida de manejo de populações desse nematóide. Considerando também sua ampla distribuição em nossos agroecossistemas, isso contribui para limitar a adoção dessa medida de controle.

O primeiro relato de *R. reniformis* atacando algodoeiro foi feito por Smith em 1940 no Estado da Georgia (EUA). No Brasil, a primeira constatação em algodão ocorreu em 1990 (CARNEIRO, 1990). Desde então foi encontrado em diversos municípios de vários estados brasileiros.

No Estado de Minas Gerais, na região de Capinópolis, foi constatada a sua presença causando sérios danos na cultivar Deltapine Acala 90 (SILVA et al., 2003). No Estado de São Paulo, extensas áreas foram praticamente arrasadas pelo *R. reniformis* causando grandes perdas na produção e afetando inclusive a qualidade da produção (LORDELLO; SABINO, 1979). Conhecendo-se o efeito negativo deste nematóide na produção e demais características tecnológicas do algodão, constata-se o sério problema que ele apresenta para a cultura (SASSER, 1972). Por conseguinte, o seu controle resulta em aumento de produção e melhoria das características tecnológicas das fibras (GOOD; STEELE, 1958; THAMES; HEALD, 1974).

Nos últimos dez anos, o plantio de grandes áreas produtoras de algodão foi realizado com cultivares suscetíveis a *R. reniformis*, o que propiciou a elevação dos níveis populacionais deste patógeno (SILVA; CARNEIRO, 1994).

Devido à presença de sintomas pouco evidentes nos algodoeiros infestados por este nematóide, que não causa o aparecimento de galhas nas raízes como acontece com plantas atacadas por *Meloidogyne*, faz com que sua detecção seja difícil, em campo.

O conhecimento da dinâmica populacional espacial e temporal desse organismo constitui um ponto fundamental para avaliações dos possíveis danos ocorrentes e principalmente para o planejamento e execução de medidas de controle. Ademais, o entendimento dos modelos de distribuição temporal dos nematóides fitoparasitas é essencial para a formulação de esquemas de amostragem eficientes e para o estabelecimento e interpretação dos resultados de experimentos de campo (BARKER; CAMPBELL, 1981).

2.2.2 - *Meloidogyne incognita*

Os nematóides das galhas, *Meloidogyne* spp., constituem um dos grupos de fitonematóides mais importantes para agricultura no Brasil. Sua ampla distribuição geográfica, polifagia e variabilidade fisiológica dificultam o estabelecimento de controle, especialmente à rotação de culturas e resistência varietal, consideradas as estratégias mais viáveis e eficientes.

Foi constatado pela primeira vez, em algodoeiro, em 1889, por Atkinson, no Alabama, USA, quando a espécie era denominada *Heterodera radicola*. Essa espécie tem distribuição generalizada, ocorrendo em praticamente toda a região algodoeira do país. É considerado um dos nematóides mais nocivos à cultura em função de poder causar, em áreas em que os solos são de textura arenosa, de fertilidade baixa em que esteja associado à *Fusarium oxysporum* f. sp. *vasinfectum*, perdas totais de produção em variedades susceptíveis (PASSOS, 1977).

Resultados de levantamento de raças de *M. incognita* no Estado do Paraná indicam que na maioria dos casos a raça predominante é a 3 seguida pela 4 (CARNEIRO, 2000). Alves e Campos (2001) constataram a predominância da raça 3 de *M. incognita* em oito áreas algodoeiras dos Estados do Paraná e de Goiás. Os autores detectaram também duas populações da raça 1 de *M. incognita* em áreas algodoeiras consideradas como avirulentas ao algodoeiro. Os autores consideram três hipóteses para explicar a ocorrência desta raça.

Os sintomas mais comuns do ataque de *M. incognita* são: formação de galhas no sistema radicular, murchamento de folhas, sintomas de deficiência nutricional ("folha carijó") em reboleiras, sendo os dois últimos devido a redução de translocação de água e nutrientes das raízes para as folhas. Um sintoma de fácil observação é a variação da coloração das folhas, que vai de um amarelo palha ao vermelho intenso, podendo evoluir para um crestamento generalizado com o aparecimento de áreas necrosadas no limbo foliar e queda anormal de folhas (MENDES, 1998).

2.2.3 - *Pratylenchus. brachyurus*

A alta frequência de *P. brachyurus* em diversas culturas configura-se novidade e motivo de preocupação, devido à escassez de informações sobre as relações entre esse nematóide e seu hospedeiro.

Experimentos em casa de vegetação demonstraram que elevadas densidades populacionais de *P. brachyurus* reduzem significativamente o crescimento das cultivares de algodão IAC 20 e IAC 22 (INOMOTO, 2004). Atualmente já se sabe que este nematóide é o causador do "mal-do-cipozinho" no Estado de São Paulo e é responsável por queda da produção em lavouras de algodão. No Paraná, altas populações de *Pratylenchus* spp já foram encontradas em amostras de solo de áreas algodoeiras (RUANO et al., 1992).

Outras culturas importantes para os sistemas de produção de grãos em Mato Grosso, tais como milho (*Zea mays* Linnaeus, 1735) e soja, também são suscetíveis a esse nematóide. Aparentemente, até o momento, não há fontes de resistência em nenhuma dessas culturas para *P. brachyurus* (FERRAZ, 1986).

3 – MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido em casa de vegetação no Instituto de Ciências Agrárias da Universidade Federal de Uberlândia no período de março de 2003 a fevereiro de 2004.

3.1 - Obtenção do inóculo

A obtenção do inóculo foi feita a partir da coleta de amostras de solo no campo, em área de bananal com alta infestação de *R. reniformis*. As amostras foram levadas para o Laboratório de Nematologia Agrícola do Instituto de Ciências Agrárias e processadas pela técnica de Jenkins (1964). Uma alíquota de 150 cm³ de solo foi adicionada a um recipiente contendo 2 L de água. Os torrões foram desmanchados para a liberação dos nematóides presentes nos mesmos. Após a homogeneização, a suspensão permaneceu em repouso por 15 s. Essa suspensão foi vertida em peneira de 20 mesh sobreposta a de 400 mesh. O resíduo retido na peneira de 20 mesh foi descartado e o da peneira de 400 mesh foi recolhido com o auxílio de uma pisseta com água para um copo de Becker. A suspensão resultante foi colocada em tubos de centrífuga que foram centrifugados por 5 min a 650 gravidades. Terminada a centrifugação, o sobrenadante foi descartado. Adicionou-se a

solução de sacarose (454g de açúcar para 1000 mL de água) ao resíduo e procedeu-se uma nova centrifugação por 1 min na mesma velocidade anterior. Os tubos foram retirados e o sobrenadante foi vertido em uma peneira de 500 mesh na posição inclinada e o excesso de sacarose foi lavado com água. O resíduo da peneira foi recolhido para um copo de Becker, com o auxílio de uma pisseta com água. Essa técnica foi repetida várias vezes até que a população (ovos, juvenis e adultos) do nematóide em suspensão fosse suficiente para a inoculação do solo de todos os vasos do experimento. A população final de *R. reniformis* foi contada com o auxílio da câmara de contagem de Peter ao microscópio óptico e calibrada para conter 100 ovos, juvenis e/ou adultos por mL.

3.2 - Instalação e condução do ensaio

O experimento foi composto por sete conjuntos de 75 vasos com capacidade de 1,5 L que foram preenchidos com uma mistura de solo+areia, na proporção de 1:2, fumigada previamente com brometo de metila. Os conjuntos foram montados nos inícios dos meses de março, abril, junho, julho, agosto, setembro e outubro de 2003. Cinco sementes de algodão da cultivar Deltapine Acala 90 foram semeadas em cada vaso. A cultivar Deltapine Acala 90 foi a escolhida para a realização do experimento por ser indicada para produtores de alto nível tecnológico e por apresenta maior produtividade. Após a emergência das plântulas, ocorreu o desbaste deixando apenas uma por vaso. Para a inoculação, foram abertos três orifícios com 2 cm de profundidade e distanciados a 2 cm da haste da plântula. Nestes três orifícios foram distribuídos 10 mL de suspensão calibrada de inóculo (1000 nematóides/vaso).

As plantas foram irrigadas diariamente e após a inoculação, quinzenalmente, foi aplicada solução nutritiva no solo de cada vaso.

3.3 - Avaliação da população do nematóide do solo do vaso e nas raízes do algodão

Após a inoculação, as avaliações iniciaram-se em períodos regulares de 6 em 6 dias totalizando 15 avaliações por cada bateria de teste.

3.3.1 - População do nematóide reniforme no solo

O volume total do vaso que possui capacidade para 1,5 L foi adicionado em um balde com capacidade de 10 L. Os torrões foram desmanchados para a liberação do nematóide. Após a homogeneização, a suspensão permaneceu em repouso por 15 s. Essa suspensão foi vertida em peneira de 20 mesh sobreposta a de 400 mesh. O resíduo retido na peneira de 20 mesh foi descartado e o da peneira de 400 mesh foi recolhido com o auxílio de uma pisseta com água para um copo de Becker. A suspensão resultante foi submetida à técnica da flutuação centrífuga em solução de sacarose, a mesma citada anteriormente na obtenção do inóculo. A suspensão final foi avaliada, determinando-se a população de ovos, juvenis e/ou adultos de *R. reniformis* no solo, com o auxílio da câmara de contagem de Peters ao microscópio óptico.

3.3.2 - População do nematóide reniforme na raiz

As raízes após o corte da parte aérea e da separação do solo, foram processadas pela técnica da coloração de nematóides em tecidos vegetais (BYRD Jr.; KIRKPATRICK; BARKER, 1983). As raízes foram fragmentadas em pedaços de 1 a 2 cm e transferidas para um copo de Becker contendo 50 mL de água onde foram adicionados 20 mL de água sanitária comercial (5,25% de NaOCl), o que resultou em uma concentração final de 1,5%

de NaOCl. Os segmentos de raízes permaneceram por 6 min nessa solução, promovendo-se um agitação manual por 10 s, a intervalos de 1 min. Posteriormente, as raízes foram lavadas em água corrente por 30 a 45 s e mantidas em repouso por 15 s, em água, para a remoção do resíduo do hipoclorito de sódio.

Em seguida, realizou-se a drenagem completa e adicionou-se 30 mL de água destilada acrescida de 1 mL da solução corante (3,35g de fucsina ácida + 25 mL de ácido acético glacial + 75 mL de água estilada). As raízes nesta solução foram aquecidas até o ponto de ebulição, deixando-as por 30 s em fervura, e logo em seguida o recipiente foi colocado no balcão para atingir a temperatura ambiente naturalmente. Posteriormente foi removida a solução corante que restou, e o material foi lavado em água corrente e colocado em 20 a 30 mL de glicerina acidificada com algumas gotas de HCl 5N. Os segmentos de raízes foram pressionados entre lâminas microscópicas que foram observadas no microscópio óptico. Os nematóides foram avaliados quanto ao número e às suas fases de desenvolvimento: fêmeas imaturas (formato cilíndrico) e fêmeas maduras (formato de rim).

3.4 - Temperaturas do ar e do solo e cálculo de graus-dia

Diariamente as temperaturas do ar e do solo no interior da casa de vegetação foram anotadas. Para a temperatura do ar foi usado um termômetro que registra temperaturas máximas e mínimas; e para temperatura do solo, um geotermômetro foi utilizado e o mesmo se encontrou instalado dentro de um dos vasos do experimento. O termômetro do ar foi instalado a 1,80 m de altura do piso em um suporte protegido por uma placa de isopor.

No período de 7:00 h às 8:30 h da manhã foram observadas as temperaturas máxima e a mínima do ar, e mínima para o solo. Já a temperatura máxima do solo foi observada no horário de 16:00 h às 17:30 h.

Para cada período da avaliação foram realizados cálculos de graus-dias (G.D.) diários, tanto para a temperatura do ar quanto para a do solo, utilizando-se a fórmula:

G.D. diário = $\{[(\text{Temperatura Máxima} + \text{Temperatura Mínima}) / 2] - 10\}$, onde 10 = temperatura base para o desenvolvimento normal dos nematóides.

3.5 – Análise estatística

A análise estatística foi a descritiva, calculando-se as médias dos dados com seus respectivos desvio-padrões (TRIOLA, 1999).

4 - RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os ciclos estudados envolveram diferentes estações do ano.

Na estação verão-outono (Tabela 1) verificou-se que fêmeas imaturas iniciaram o processo de penetração nas raízes do algodoeiro, 36 dias após a inoculação, época em que os graus-dia acumulados pela temperatura do solo e do ar eram de 453,45 e 698,90, respectivamente. Para o surgimento das fêmeas maduras, foram necessários mais 24 dias, ou seja, 60 dias após a inoculação. Nessa época, os graus-dia eram de 722,24 e 1137,90, respectivamente, para as temperaturas do solo e do ar.

Com a penetração das fêmeas imaturas, observa-se pela Figura 1 que há uma redução da população no solo, a partir desse momento. Essa redução acompanha o aumento de fêmeas imaturas e maduras observadas na raiz até o final do ensaio.

Tabela 1 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 11 de março a 10 de maio de 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	438,6 (55,57)	—	—	76,50	111,50
12	610,2 (134,59)	—	—	156,30	226,25
18	776,4 (177,14)	—	—	234,45	347,40
24	721,6 (211,48)	—	—	312,85	474,55
30	394,8 (173,71)	—	—	386,25	597,65
36	478,0 (200,14)	0,2 (0,44)	—	453,45	698,90
42	475,0 (126,89)	1,8 (1,64)	—	528,70	819,00
48	272,4 (118,08)	3,8 (2,77)	—	602,45	935,55
54	260,0 (136,58)	6,8 (4,20)	—	677,90	1055,15
60	201,2 (70,13)	10,0 (5,09)	0,2 (0,44)	722,24	1137,90

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

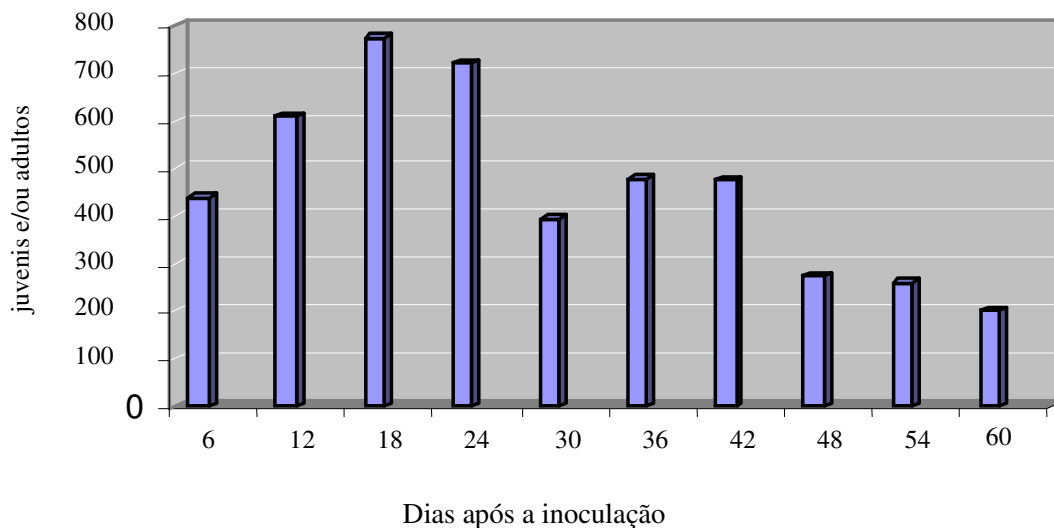


Figura 1- População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 60 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

A Tabela 2 mostra o período outono/inverno em que fêmeas imaturas penetraram após 30 dias da inoculação e após 24 dias foram observadas fêmeas maduras. O número de dias é bem similar ao do período verão/outono. No entanto, os graus-dia acumulados pela temperatura do solo foram diferentes, requerendo menores valores de acumuladas térmicas. No período outono/inverno, para fêmeas imaturas foram registrados 263,35 e 514,75 graus-dia no solo e no ar, respectivamente enquanto que as fêmeas maduras foram observadas com 447,40 e 928,10.

A população no solo (Figura 2) mostra-se constante após 12 dias da inoculação, quando houve uma redução populacional pela metade. Os valores constantes permanecem até antes da avaliação aos 90 dias, quando registra-se um aumento quase dobrado de população. Esses novos indivíduos são provenientes da descendência das fêmeas na raiz.

Tabela 2 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 05 de abril a 17 de agosto de 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	770,2 (126,23)	—	—	51,65	105,50
12	801,4 (163,83)	—	—	101,40	205,75
18	436,8 (108,44)	—	—	164,05	309,00
24	492,0 (265,46)	—	—	217,00	414,25
30	457,8 (209,18)	0,2 (0,44)	—	263,35	514,75
36	419,6 (228,11)	0,8 (1,30)	—	314,00	624,45
42	409,0 (104,10)	1,2 (1,30)	—	355,05	732,40
48	403,2 (121,23)	1,2 (1,30)	—	404,55	831,10
54	429,2 (175,79)	1,6 (1,81)	0,6 (0,89)	447,40	928,10
60	478,6 (108,23)	1,8 (2,48)	1,0 (1,22)	487,95	1031,80
66	517,6 (133,20)	1,4 (1,67)	0,2 (0,44)	526,00	1135,20
72	410,2 (73,10)	3,6 (2,60)	0,8 (1,79)	565,65	1238,85
78	366,8 (165,04)	5,2 (4,08)	2,0 (2,35)	605,35	1342,45
84	377,4 (82,37)	2,6 (2,40)	9,4 (2,70)	644,45	1445,55
90	705,2 (147,55)	2,0 (1,58)	6,6 (4,56)	698,65	1557,20

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

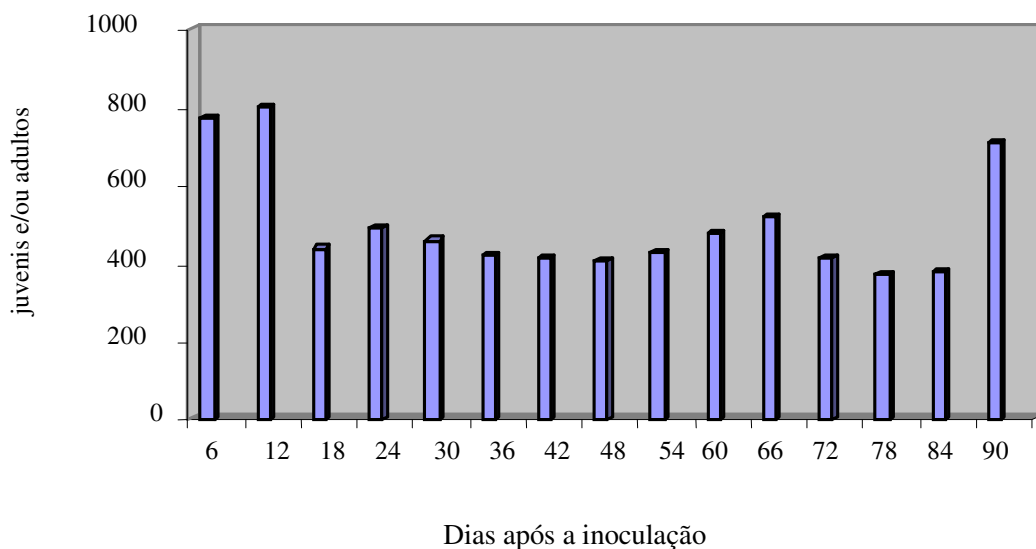


Figura 2 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

No inverno (Tabela 3), há um prolongamento do ciclo, pois fêmeas imaturas aparecem 60 dias após a inoculação enquanto que fêmeas maduras, após 18 dias, ou seja, 78 dias após a inoculação. Os graus-dia acumulados foram de 432,95 e 1039,25 para fêmeas imaturas. Os valores de graus-dia para surgimento de fêmeas maduras foram de 624,30 e 1358,85. Portanto, as acumuladas térmicas principalmente do ar foram maiores aos valores observados nas duas épocas anteriores.

A população no solo (Figura 3) mostra-se constante após 36 dias da inoculação. Em relação à população inicial, houve, uma redução de menos da metade a partir de 24 dias e volta a aumentar a partir de 36 dias.

Tabela 3 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 16 de junho a 14 de setembro de 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	473,4 (132,32)	—	—	49,20	105,00
12	434,0 (131,24)	—	—	93,40	217,05
18	425,0 (95,94)	—	—	139,95	315,75
24	192,4 (85,56)	—	—	185,50	412,10
30	127,0 (70,88)	—	—	225,95	513,75
36	293,2 (70,81)	—	—	266,10	620,05
42	313,0 (207,78)	—	—	305,10	724,25
48	303,4 (73,51)	—	—	343,65	826,20
54	294,4 (101,14)	—	—	383,85	929,10
60	267,2 (91,19)	0,2 (0,44)	—	432,95	1039,25
66	317,2 (128,08)	0,4 (0,54)	—	493,40	1147,20
72	307,6 (151,35)	0,6 (0,89)	—	561,35	1252,45
78	253,6 (63,22)	1,4 (1,14)	0,2 (0,45)	624,30	1358,85
84	332,0 (30,46)	1,2 (1,30)	0,8 (0,83)	692,95	1476,05
90	334,0 (40,44)	1,4 (0,89)	1,2 (1,30)	764,10	1599,80

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

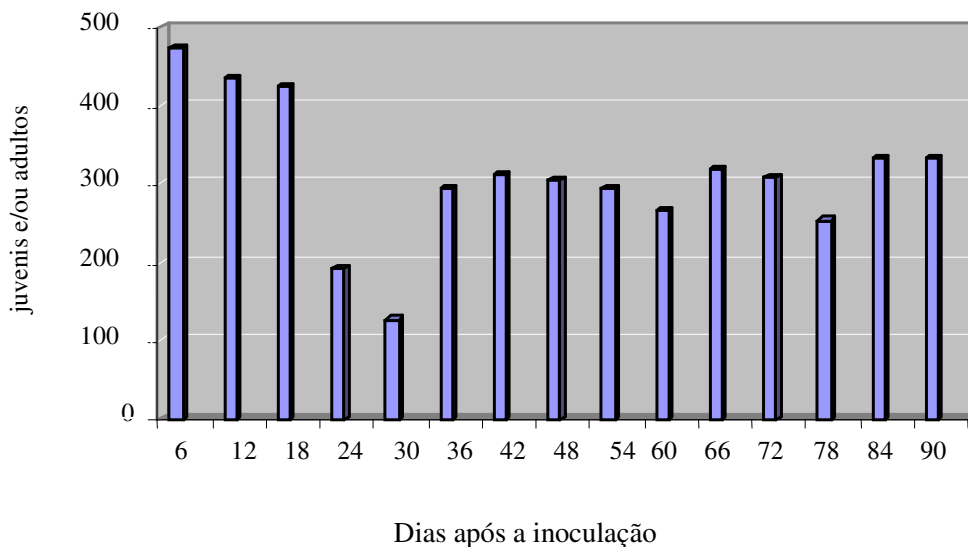


Figura 3 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

No inverno/primavera (Tabela 4), 30 dias após a inoculação, foi observada a penetração de fêmeas imaturas. Seis dias após essa penetração, ocorriam as fêmeas maduras. O comportamento das acumuladas térmicas foi similar ao período outono/inverno (Tabela 2) para a penetração do nematóide.

A redução progressiva da população no solo (Figura 4) segue o início da penetração de fêmeas imaturas no sistema radicular do algodoeiro até os 60 dias após a inoculação e a partir desta avaliação quando não são mais observados fêmeas maduras ocorre novamente um aumento populacional pelos descendentes formados.

Tabela 4 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 26 de julho a 23 de outubro de 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	367,2 (62,61)	—	—	39,35	102,95
12	338,0 (48,62)	—	—	80,75	206,65
18	303,0 (95,63)	—	—	121,45	313,55
24	252,8 (62,61)	—	—	179,20	424,70
30	245,6 (82,18)	0,6 (0,89)	—	250,40	527,55
36	249,2 (59,60)	1,6 (1,51)	0,8 (0,83)	311,50	635,65
42	212,0 (134,04)	2,6 (2,40)	2,2 (3,35)	379,45	764,40
48	212,0 (96,44)	2,4 (2,79)	3,6 (1,52)	450,20	890,05
54	221,8 (41,31)	0,4 (0,54)	3,8 (2,86)	522,40	1014,20
60	206,8 (38,09)	0,2 (0,44)	4,6 (2,40)	596,75	1145,07
66	377,8(125,48)	—	1,4 (1,40)	679,05	1280,57
72	446,6 (33,59)	—	—	751,45	1391,02
78	471,2 (83,55)	—	—	826,35	1517,07
84	373,8 (52,07)	—	—	904,35	1658,37
90	244,8 (59,37)	—	—	982,70	1803,37

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

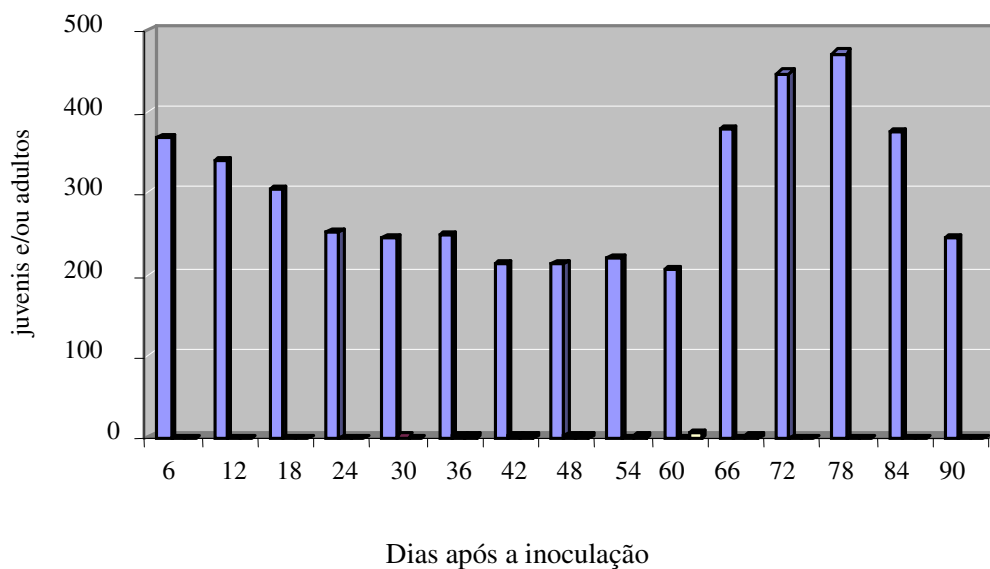


Figura 4 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

Na Tabela 5, também referente ao período inverno/primavera, a observação de fêmeas maduras aconteceu apenas 60 dias após a inoculação. As acumuladas térmicas foram de 706,00 e 1212,95, respectivamente, para temperaturas do solo e do ar. Tanto número de dias como acumuladas térmicas foram semelhantes ao do período verão/outono (Tabela 1).

O expressivo aumento populacional no solo (Figura 5) aos 90 dias após a inoculação ocorre quando fêmeas maduras não são mais observadas no sistema radicular do algodoeiro indicando a presença no solo dos descendentes formados.

Tabela 5 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 14 de agosto a 12 de novembro e 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	181,8 (100,22)	—	—	57,75	110,40
12	123,0 (111,53)	—	—	128,65	213,45
18	173,8 (122,43)	—	—	190,05	321,15
24	213,2 (64,00)	—	—	259,40	435,65
30	186,4 (69,61)	0,2 (0,44)	—	328,85	560,35
36	233,6 (22,68)	—	—	403,55	686,25
42	235,0 (68,56)	—	—	478,15	819,30
48	248,4 (76,60)	—	—	560,70	955,30
54	293,0 (75,42)	0,8 (0,83)	—	631,80	1080,05
60	284,8 (102,44)	1,4 (0,89)	1,2 (1,30)	706,00	1212,95
66	313,8 (68,72)	2,8 (2,38)	3,2 (1,92)	785,00	1355,05
72	318,8 (58,26)	2,4 (2,30)	4,4 (3,85)	862,35	1503,25
78	288,4 (46,31)	0,8 (0,83)	6,0 (3,67)	940,40	1652,65
84	325,0 (22,00)	0,2 (0,44)	0,6 (0,89)	1039,95	1789,70
90	440,8 (114,11)	—	—	1135,15	1911,45

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

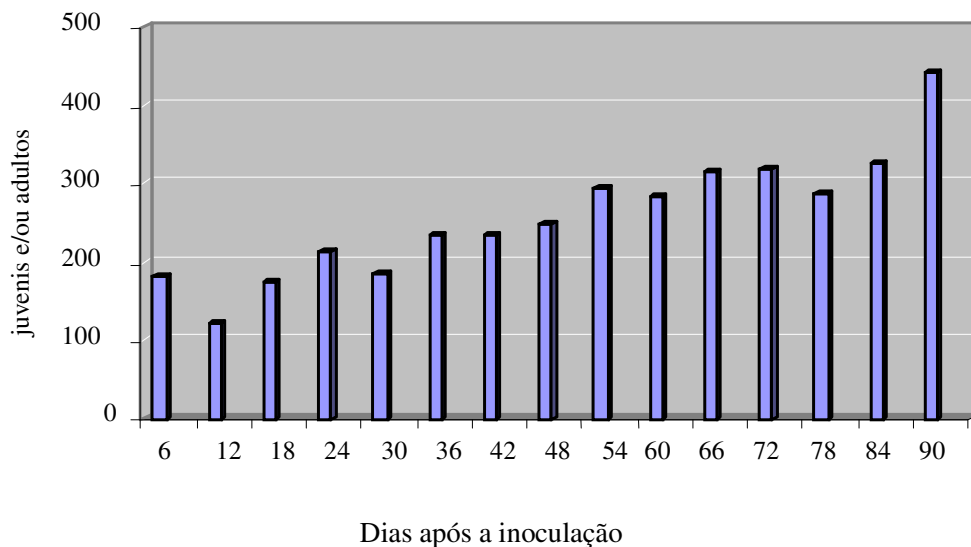


Figura 5 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

Quando o período estudado foi na primavera (Tabela 6), fêmeas imaturas aparecem 48 dias após a inoculação e imediatamente 6 dias após (54 dias) observam-se fêmeas maduras. As acumuladas térmicas para o surgimento de fêmeas maduras foram similares aos períodos verão/outono, inverno e inverno/primavera.

O pico populacional de juvenis e/ou adultos no solo (Figura 6) aos 78 dias após a inoculação ocorre logo após as fêmeas maduras não serem mais observadas.

Tabela 6 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 16 de setembro a 15 de dezembro e 2003. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	38,0 (23,39)	—	—	77,90	131,40
12	48,4 (52,19)	—	—	154,85	254,70
18	58,0 (61,67)	—	—	231,50	391,40
24	93,4 (77,94)	—	—	303,00	516,45
30	124,6 (75,68)	—	—	382,30	620,75
36	199,0 (92,95)	—	—	461,00	764,20
42	221,4 (81,77)	—	—	536,80	912,85
48	227,6 (13,74)	0,2 (0,44)	—	616,70	1056,20
54	230,6 (58,50)	2,6 (2,07)	1,2 (1,30)	708,10	1193,65
60	275,4 (76,84)	4,8 (2,77)	7,0 (3,16)	808,50	1337,35
66	310,0 (57,89)	7,4 (4,21)	10,0 (3,39)	913,70	1485,55
72	323,2 (25,87)	1,6 (0,89)	8,0 (3,74)	1014,70	1632,25
78	490,8 (98,86)	—	—	1087,30	1780,35
84	270,2 (65,15)	—	—	1171,45	1901,15
90	276,8 (40,75)	—	—	1260,50	2031,60

*Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

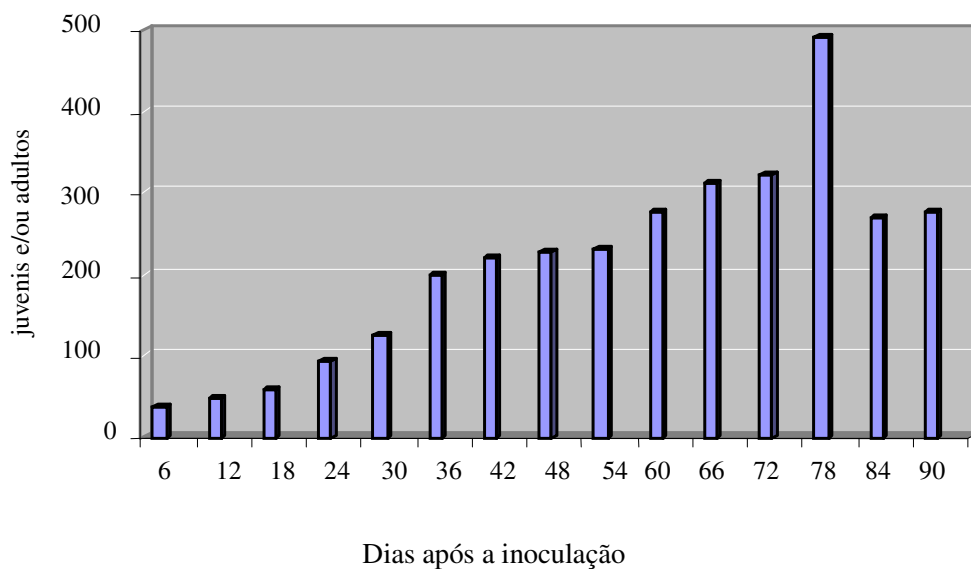


Figura 6 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

No verão (Tabela 7), aos 42 dias após a inoculação, fêmeas imaturas e maduras são observadas simultaneamente. Os valores de graus-dia são semelhantes aos períodos verão/outono, inverno, inverno/primavera e primavera (Tabelas 1, 3, 4 e 6).

Observa-se pela Figura 7 que embora a última fêmea observada foi aos 72 dias após a inoculação, apenas aos 90 dias observou-se aumento populacional no solo, com a presença de juvenis eclodidos no solo.

Tabela 7 - Número de juvenis e/ou adultos no solo e fêmeas imaturas e maduras nas raízes após a inoculação de *Rotylenchulus reniformis* na cultivar de algodoeiro Deltapine Acala 90 durante o período de 26 de outubro de 2003 a 24 de janeiro de 2004. UFU, Uberlândia.

D.A.I*	SOLO***	RAIZ***		ACUMULADAS TÉRMICAS (G.D.)**	
	juvenis e adultos	fêmeas imaturas	fêmeas maduras	solo	ar
6	443,6 (123,19)	—	—	78,65	147,95
12	439,6 (38,56)	—	—	166,90	283,25
18	394,8 (68,72)	—	—	264,20	426,65
24	348,2 (21,26)	—	—	368,05	573,35
30	344,0 (15,74)	—	—	476,30	722,30
36	273,6 (50,64)	—	—	552,00	869,00
42	381,0 (56,19)	0,4 (0,54)	0,2 (0,45)	632,25	1004,90
48	390,2 (82,82)	1,2 (1,30)	0,6 (0,89)	714,10	1117,90
54	460,2 (36,37)	3,0 (2,23)	1,6 (1,14)	820,30	1266,05
60	409,8 (24,14)	1,0 (0,70)	2,8 (2,77)	921,15	1414,20
66	306,8 (48,38)	0,4 (0,54)	2,6 (2,30)	998,30	1556,20
72	300,0 (87,30)	—	0,2 (0,45)	1077,10	1698,15
78	281,8 (92,16)	—	—	1177,65	1824,60
84	257,8 (74,96)	—	—	1268,60	1956,30
90	705,2 (147,55)	—	—	1382,40	2085,60

Dias após a inoculação

**G.D. (graus-dia) = $\{[(\text{Temperatura máxima} + \text{Temperatura mínima}) / 2] - 10\}$.

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

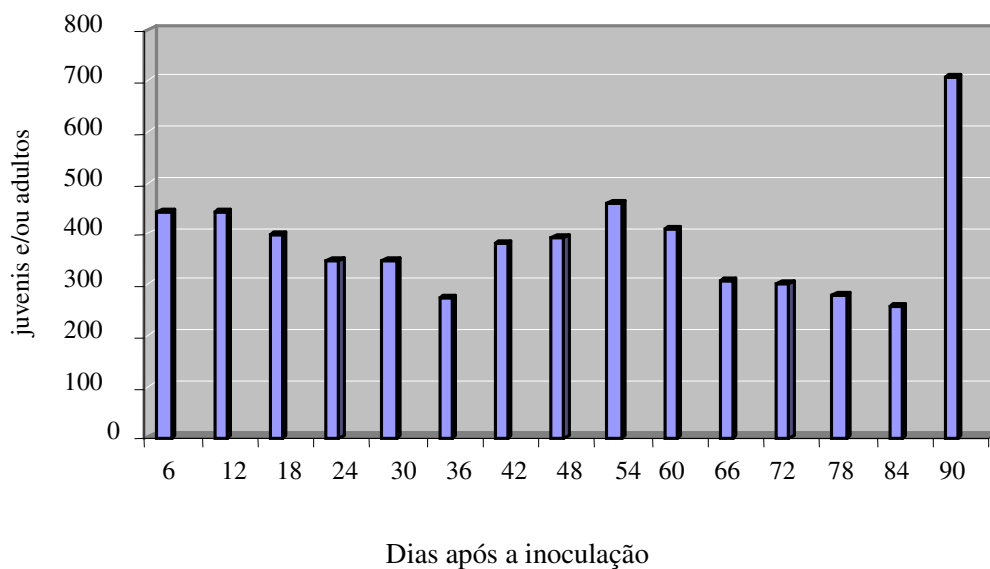


Figura 7 - População de *Rotylenchulus reniformis* no solo do vaso cultivado com algodoeiro Deltapine Acala 90, ao longo de 90 dias após a inoculação. UFU, Uberlândia, 2003.

5 - CONCLUSÕES

Pelos dados obtidos pode-se concluir que:

* o tempo médio para penetração de fêmeas imaturas nas raízes do algodoeiro foi de 42,85 dias enquanto que o tempo de formação de fêmeas maduras foi de 54,85 dias após a inoculação.

* nos períodos de temperaturas mais baixas há um maior intervalo entre o aparecimento de fêmeas imaturas e o de maduras de *R. reniformis*;

* a população de juvenis e/ou adultos no solo, ao longo dos 90 dias, apresentou maiores picos populacionais após o último período de observação de fêmeas maduras nas raízes.

6 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBAHÃO, J. T. M.; D`ARCE, M. A. B. R.; FONSECA, H. **Algodão: produção, pré-processamento e transformação industrial**. São Paulo: Secretaria da Indústria, Comércio, Ciência e Tecnologia, 1982. 96 p.

ALVES, F. R.; CAMPOS, V. P. Efeito do aquecimento do solo na resistência de plantas a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* raça 3. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v. 25, n. 2, p. 153-162, 2001.

ASSOCIAÇÃO MATO-GROSSENSE DE PRODUTORES DE ALGODÃO - AMPA. **Banco de dados e análises estatísticas da Associação Mato-Grossense de Produtores e Algodão**, 2004. Disponível em <http://www.mtcotton.org.br/estatisticas> .Acesso em: 20 fev. 2005.

BARBOSA, M. Z. Algodão. **Prognóstico agrícola**, São Paulo, v. 2, p. 151-156, 2004.

BARKER, K. R ; CAMPBELL, C. L. Sampling nematode populations. In: ZUCKERMAN, C.M.; ROHDE, R.A. **Plant parasitic nematodes**, New York: Academic Press, 1981. 508 p.

BARROS, M. A. L.; SANTOS, R. F. Perspectivas do algodão brasileiro no ano agrícola 1996/1997. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ALGODÃO, 1, Fortaleza. **Anais...** Campina Grande: EMBRAPA-CNPA, 1997. p. 110-112.

BYRD JR.; D. W.; KIRKPATRICK, T.; BARKER, K. R. An improved technique for clearing and staining plant tissues for detection of nematodes. **Journal of Nematology**, Lawrence, v. 5, n. 1, p. 142-143, 1983.

CARNEIRO, R. G. Quantitative method in nematode species identification of the genus *Rotylenchulus*. **Buletin Budidaya Pertanian**, Indonésia, v. 2, p. 1-10, 1990.

CARNEIRO, R. G. **Efeito de *Meloidogyne incognita* raça 3 e *Meloidogyne javanica* sobre absorção e translocação de nitrogênio, fósforo e cálcio e sobre a participação de carbono em cultivares de algodão**. 2000. 96 f. Tese (Doutorado em Agronomia (Fitopatologia) [Esalq]) – Universidade de São Paulo, Piracicaba, 2000.

CIA, E.; FUZZATTO, M. G.; KONDO, J. I. Desenvolvimento de resistência múltipla a doenças em linhagens avançadas de algodoeiro. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 4, p. 420-423, 2003.

COMPANHIA NACIONAL DE ABASTECIMENTO. **Previsão e acompanhamento da safra 2002/03**. Quinto levantamento, 2004. Disponível em <[http:// www.conab.gov.br](http://www.conab.gov.br)>. Acesso em: 03 jan. 2005.

CONSELHO NACIONAL DA INDÚSTRIA TÊXTIL. **Diretrizes e recomendação para formulação de uma política de incentivo à produção e à melhoria da qualidade do algodão brasileiro**. Rio de Janeiro: Senai/Centro de Tecnologia da Indústria Química e Têxtil, 1997. 45 p.

CORRÊA, J.C; SHARMA, R.D. Produtividade do algodoeiro herbáceo em plantio direto no Cerrado com rotação de culturas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 39, n. 1, p. 56-58, 2004.

CURI, S. M.; BONA, A. Ocorrência do nematóide reniforme em culturas de algodão e maracujá no Estado de São Paulo. **Biológico**, Campinas, v. 38, p. 127-128, 1972.

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

FERRAZ, L. C. C. B. Efeito de densidades populacionais iniciais de *Pratylenchus brachyurus* no crescimento do algodoeiro cv. Delta Opal. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 20, p. 22-31, 1986.

FERREIRA FILHO, J. B. S. Participantes dos agentes do agronegócio no financiamento global: financiamento e competitividade do algodão brasileiro. In: CONGRESSO INTERNACIONAL DO AGRONEGÓCIO DO ALGODÃO: V Seminário Estadual da Cultura do Algodão. **Anais...** Cuiabá-MT, 2000. p.115-117.

FORTUNER, R. A reappraisal of the Tylenchina (Nemata). 8. The family Hoplolaimidae Filip'ev, 1934. **Revue de Nématologie**, Paris, v. 10, p. 219-232, 1987.

GOOD, J. M. ; STEELE, A. E. Control of sting nematodes for two growing seasons by soil fumigation. **Plant Disease Reporter**, Beltsville, v. 42, p. 1364-1367, 1958.

HEALD, C. M ; ORR, C. C. Nematode parasites of cotton. In: NICKLE, W.R. **Plant and insect nematodes**. New York: Basel, 1984. p. 147-166.

INOMOTO, M. M. Ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no Estado do Mato Grosso. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 29, n. 3, p.337, 2004.

JATALA, P. Reniform and false root-knot nematodes, *Rotylenchulus* and *Nacobbus* spp. In: NICKLE, W.R. **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991. p. 509-528.

JENKINS, W. R. A rapid centrifugal flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, Beltsville, v. 48, p. 652, 1964.

LEHMANN, P. S.; INSERRA, R. N. Morphometric variation of *Rotylenchulus parvus* and *Rotylenchulus reniformis* populations in the southern United States. **Soil and Crop Science Society of Florida Proceedings**, Gainesville, v. 49, p. 220-226, 1990.

LIMA, R. D.; FERRAZ, S. Reprodução de *Heterodera glycines* em algumas plantas usadas em rotação e sucessão na cultura da soja. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 17. **Anais...** Jaboticabal, SP, 1993. p. 73.

LORDELLO, L. G. E. Perda causada por nematóides. **Revista de Agricultura**, Piracicaba, v. 51, p. 222, 1976.

LORDELLO, L. G. E. **Nematóides das plantas cultivadas**. 6ª ed. São Paulo: Nobel, 1981. 314 p.

LORDELLO, R. R. A.; SABINO, N. P. Influência de nematóides na qualidade da fibra do algodoeiro. In: REUNIÃO BRASILEIRA DE NEMATOLOGIA, 5., 1979, São Paulo, 1979. **Resumos...** São Paulo, 1979. p. 7.

MALERBO, D. T. S.; COUTO, R. H. N. A cultura do algodão e seus desafios. **Revista Brasileira de Apicultura**, São Paulo, n.38, p.24-26, 1990.

MCGAWLEY, E. C.; OVERSTREET, C. Reproduction and pathological variation in populations of *Rotylenchulus reniformis*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 27, p. 508, 1995.

MENDES, W. P. **Hospedabilidade e resistência de cultivares de algodoeiros aos nematóides das galhas *Meloidogyne incognita* (raças 1, 3 e 4) e *Meloidogyne javanica*.** 1998. 60 f. Dissertação (Tese de Mestrado) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1998.

NAKASONO, K. Studies on morphological and physio-ecological variation of the reniform nematode, *Rotylenchulus reniformis* Linford ; Oliveira, 1940 with an emphasis on differential geographical distribution of amphimictic and parthenogenetic populations in Japan. **Bulletin of the National Institute of Agricultural Sciences**, Ibaraki, v. 38, p. 63-67, 1983.

ORR, C. C.; ROBINSON, A. R.; HEALD, C. M.; VEECH, J. A.; CARTER, W. W. **Estimating cotton losses to nematodes.** In: BELT WIND COTTON PRODUCTION RESEARCH CONFERENCE, National Cotton Council of America, Las Vegas. Proceedings Beltwind Cotton Production Research Conference, 1982. p. 22.

PASSOS, S. M. G. **Algodão.** Campinas: Instituto Campineiro de Ensino Agrícola, 1977. 75 p.

RESENDE, L. M. A.; MOURA, P. A. M. Aspectos econômicos da cultura do algodoeiro.

Informe Agropecuário, Belo Horizonte, v. 15, n. 166, p. 5-12, 2004.

RUANO, O.; CARNEIRO, R. G.; BRITO, J. C.; SILVA, J. F. V. Nematóides na cultura do algodoeiro. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 16, n. 172, p.46-48, 1992.

SANCHEZ JUNIOR, J.L.B.; SOUZA, T.M. Frequência dos insetos na polinização e produção de algodão. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 26, n. 4, p. 461-465, 2004.

SASSER, J.N. Nematode diseases of cotton. In WEBSTER, J.M. **Economic Nematology**, London: Academic Press, 1972. p.268-84.

SILVA, J. F. V. E.; CARNEIRO, R. G. Levantamento de nematóides associados à cultura do algodão no Paraná. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v. 18, n. 2, p. 13, 1994.

SILVA, R. C.; SERRANO, A. C.; GOMES, D. C.; BORGES, B. B.; SOUZA, G. L.; ASMUS, G. L. Nematóides associados ao algodoeiro no estado de Minas Gerais. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, 24., 2003. Petrolina. **Anais...** Petrolina, 2003. p. 150.

TRIOLA, M.F. **Introdução à estatística**. 7 ed. Rio de Janeiro: LTC, 1999. 412 p.

VAN DEN BERG, E. Two new and one known species of the Tylenchoidea (Nemata) from Southern Africa. **Phytophylactica**, Pretoria, v. 22, p. 23-34, 1990.

THAMES, W. H.; HEALD, C. M. Chemical and cultural control of *Rotylenchulus reniformis* on cotton. **Plant Disease Reporter**, Beltsville, v. 58, p. 337-341, 1974.