



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA
INSTITUTO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AGRONOMIA**

BRENO CEZAR MARINHO JULIATTI

**ANÁLISE DE GENÓTIPOS DE SOJA QUANTO À RESISTÊNCIA AO NEMATOIDE
DO CISTO**

**UBERLÂNDIA/MG
2015**

BRENO CEZAR MARINHO JULIATTI

ANÁLISE DE GENÓTIPOS DE SOJA QUANTO À RESISTÊNCIA AO NEMATOIDE DO
CISTO

Dissertação apresentada à Universidade Federal de Uberlândia como parte das exigências do Programa de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área de concentração em Fitopatologia, para a obtenção do título de Mestre.

Orientador: Prof. Lísias Coelho, Ph.D.

Co-orientador: Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti

UBERLÂNDIA/MG
2015

BRENO CEZAR MARINHO JULIATTI

ANÁLISE DE GENÓTIPOS DE SOJA QUANTO À RESISTÊNCIA AO NEMATÓIDE DO
CISTO

Dissertação apresentada à Universidade Federal de
Uberlândia como parte das exigências do Programa
de Pós-graduação em Agronomia – Mestrado, área
de concentração em Fitopatologia, para a obtenção
do título de Mestre.

Aprovada em 20 de fevereiro de 2015.

BANCA EXAMINADORA:

Prof. Dr. Lísias Coelho, Ph.D. (ICIAG-UFU) – orientador

Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti (UFU) – co-orientador

Prof. Dr. Bruno Sérgio Vieira (UFU) – membro

Profa. Dra. Juliana Araújo Santos Martins (IFTM) – membro

UBERLÂNDIA/MG
2015

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Sistema de Bibliotecas da UFU, MG, Brasil.

-
- J94a
2015
- Juliatti, Breno Cezar Marinho, 1988-
Análise de genótipos de soja quanto à resistência ao nematoide do cisto / Breno Cezar Marinho Juliatti. - 2015.
56 f.
- Orientador: Lísias Coelho.
Coorientador: Fernando Cezar Juliatti.
Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Uberlândia, Programa de Pós-Graduação em Agronomia.
Inclui bibliografia.
1. Agronomia - Teses. 2. Soja - Doenças e pragas - Teses. 3. Nematóide de cisto da soja - Teses. 4. Soja - Inoculação - Teses. I. Coelho, Lísias. II. Juliatti, Fernando Cezar, 1957-. III. Universidade Federal de Uberlândia. Programa de Pós-Graduação em Agronomia. IV. Título.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço aos colegas de trabalho da Universidade Federal de Uberlândia (UFU) e alunos de mestrado – Igor Forigo Beloti, Ariel Santivanez Aguilar e Leonardo Humberto –, por me apoiarem no que diz respeito à instalação, condução dos ensaios e extração dos nematoides; aos discentes de graduação Rafael Finzi, Erickson Oliveira, Vinícius Vieira Guimaraes, Daniel Bortolin e Luís, que me auxiliaram nas análises estatísticas pelo Sisvar – (UFLA); ao aluno do curso de doutorado, João Eduardo; e, por fim, à bolsista de PNPd/CAPES, Adriana Figueiró, pelo suporte na inoculação e instalação do ensaio.

Agradeço também aos técnicos Aires Ney Gonçalves de Souza e Roberto Resende dos Santos, pelo apoio nas análises nematológicas, na avaliação e na coleta dos dados; à Profa. Dra. Maria Amélia dos Santos, pelo apoio durante o curso de mestrado e na instalação dos testes para a dissertação; à Profa. Dra. Ana Paula Oliveira, do Departamento de Genética da UFU, pela interpretação dos dados por meio do programa Genes – UFV; ao Prof. Dr. Fernando Cezar Juliatti, pela co-orientação no que tange às sementes dos genótipos testados, à estrutura, à descrição dos dados obtidos e às interpretações técnicas; e ao Prof. Ph.D. Lísias Coelho, por ter me orientado e dado suporte para a finalização deste trabalho.

Um especial agradecimento ao setor Phytosanitary and Lab Services do R&D da empresa Syngenta, de Uberlândia, por intermédio das pesquisadoras Raphaela Dell'Acqua e Fernanda Cristina Juliatti, pela suspensão do inóculo e pelas sementes dos padrões usados no ensaio.

Agradeço mais uma vez a todos pelo apoio neste trabalho. Sem ele, a realização da presente pesquisa não seria possível.

SUMÁRIO

RESUMO.....	i
ABSTRACT	ii
1 INTRODUÇÃO	3
2 REFERENCIAL TEÓRICO	5
2.1 Aspectos gerais da soja (<i>Glycine max</i> (L.) Merrill).....	5
2.2 História da soja no Brasil.....	6
2.3 Doenças na cultura.....	8
2.4 Nematoides e sua importância	8
2.5 Nematóide do cisto da soja (<i>H. glycines</i>)	9
2.5.1 Histórico e perdas	9
2.5.2 Biologia e ciclo	10
2.5.3 Raças.....	12
2.5.4 Sintomatologia e hospedeiros	15
2.6 Resistência genética.....	19
3 MATERIAL E MÉTODOS	25
3.1 Instalação e condução do experimento	25
3.2 Genótipos avaliados	25
3.3 Obtenção do inóculo e inoculação	29
3.4 Processamento das amostras e coleta de dados	30
3.5 Análises estatísticas e genéticas.....	31
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	33
4.1 Avaliação da resistência ao nematóide do cisto (<i>Heterodera glycines</i>)	33
4.2 Avaliação genética da resistência	38
5 CONCLUSÕES.....	44
6 REFERÊNCIAS	45

RESUMO

JULIATTI, BRENO CEZAR MARINHO. **Análise de genótipos de soja quanto à resistência ao nematoide do cisto.** 2015. 72p. Dissertação (Mestrado em Agronomia/Fitopatologia) – Universidade Federal de Uberlândia.¹

Os nematoides são muito abundantes, uma vez que representam 80% dos indivíduos do reino Animália. O nematoide do cisto da soja (NCS), *Heterodera glycines*, é um dos principais problemas para o cultivo da soja e está presente em cerca de dez estados. Algumas espécies ou cultivares de soja possuem a característica de resistência ou alteração das capacidades de sobrevivência e perpetuação de nematoides (índice de fêmeas – IF), cujo processo é ativado quando o nematoide inicia o processo de parasitismo; portanto, o desenvolvimento de novas cultivares resistentes é primordial para a preservação da capacidade produtiva. O objetivo deste trabalho foi identificar a reação de 101 genótipos de soja do programa de melhoramento do Laboratório de Germoplasma da Universidade Federal de Uberlândia (LAGER/UFU), no que tange à inoculação de quatro mil ovos da raça 3 do nematoide *H. glycines*. O experimento foi conduzido em casa de vegetação da UFU, onde sementes dos genótipos e mais dois padrões, sendo um de suscetibilidade (M-SOY 8866) e outro de resistência (BRSGO Raissa), foram semeados em copos plásticos de 500mL contendo mistura solarizada de solo e areia (1:2). Os testes em casa de vegetação seguiram o delineamento em blocos casualizados (DBC), com cinco repetições. As avaliações foram feitas 35 dias após a inoculação, com base no peso fresco e seco de raízes, volume de raízes, número de fêmeas (NF) e índice de fêmeas (IF). Os genótipos 46 (F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100) e 11 (Engopa 316 RR - Sel. 4) se apresentaram moderadamente resistentes; o genótipo 61 (F5:6 Caiapônia X Potenza), como moderadamente suscetível; e os demais, como suscetíveis. Entre os genótipos avaliados, o NF variou de 9,5 a 159,7, e o IF, de 17 a 214,8. O coeficiente de determinação genotípica (H^2) foi de 70,28 para NF e foi considerado alto, indicando variação genética nas linhagens avaliadas. As estimativas dos coeficientes de correlação genotípica (r_G), fenotípica (r_F) e ambiental (r_a) obtiveram valores de baixa magnitude ($< 0,70$). Os dados de peso fresco, peso seco e volume de raiz não apresentaram efeito significativo. A partir da análise da correlação simples de Pearson, houve significância e efeito positivo entre as variáveis peso seco (g) e volume de raiz (cm^3), sem nenhuma relação com a resistência ao nematoide do cisto (NF e IF), dentre as linhagens avaliadas.

Palavras-chave: Número de fêmeas, índice de fêmeas, inoculação, resistência genética, *Heterodera glycines*, *Glycine max*.

¹ Comitê Orientador: Professor Lísias Coelho – UFU (Orientador) e Professor Fernando Cezar Juliatti – UFU.

ABSTRACT

JULIATTI, BRENO CEZAR MARINHO. **Soybean genotype analysis for cyst nematode resistance**. 2015. 72p. Dissertation (Master Program Agronomy / Phytopathology) – Federal University of Uberlândia.²

The nematodes are very abundant, as they represent 80% of individuals in the kingdom Animalia. The soybean cyst nematode (SCN), *Heterodera glycines*, is a great problem for soybean cultivation and it is present in about ten states of Brazil. Some species or soybean cultivars have the characteristic of resistance or alteration in survival skills and perpetuation of nematodes (female index – FI), which process is activated when the nematode parasitism process starts; so the development of new resistant cultivars is primordial to the preservation of plant productivity. The objective of this study was to identify the reaction of 101 genotypes of soybeans in the Germplasm Laboratory of Federal University of Uberlândia (LAGER/UFU) improvement program, with inoculation of 4,000 *H. glycines* race 3 eggs. The experiment was conducted in a greenhouse room of UFU, where seeds of the genotypes and two standards, one susceptible (M-SOY 8866) and the other resistant (BRSGO Raissa) were sown in plastic cups of 500mL containing solarized mixture of soil and sand (1: 2). The tests followed a randomized block design (RBD), with five replications. Evaluations were made 35 days after inoculation on the basis of fresh and dry weight of roots, root volume, number of females (NF) and females index (FI). Genotypes 46 (F5: 6 BRSGO Caiapônia X 100 IAC) and 11 (Engopa 316 RR - Sel 4) performed moderate resistance; the genotype 61 (F5: 6 Caiapônia X Potenza) had moderate susceptibility; and the rest of the genotypes presented as susceptible. In the genotypes, NF ranged from 9.5 to 159.7 and FI ranged from 17 to 214.8. The coefficient of genotypic determination (H^2) was 70.28 for NF and was considered high, indicating genetic variation in the genotypes tested. Estimates of genotypic correlation coefficients (r_G), phenotypic (r_f) and environmental (r_a) had a lower magnitude values (<0.70). The fresh root weight data, dry root weight and root volume showed no significant effect. The analysis of the simple Pearson correlation was significant and positive between the variables dry weight (g) and root volume (cm^3), with no relation to resistance of the cyst nematode (NF and FI), among the lines evaluated.

Keywords: Number of females, female's index, inoculation, genetic resistance, *Heterodera glycines*, *Glycine max*.

² Guidance Committee: Professor Lísias Coelho – UFU (Advisor) and Professor Fernando Cezar Juliatti – UFU.

1 INTRODUÇÃO

A soja é, no Brasil, um dos principais itens da produção agrícola. São esperados, para a safra 2014/2015, 95,5 milhões de toneladas, número menor que o da projeção americana, de 108,02 milhões. Nosso país está em segundo lugar no ranking mundial de produção dessa cultura, sendo que Mato Grosso é o maior produtor entre os estados, com 29% (USDA, 2015).

Segundo Juliatti et al. (2005), em meio aos principais fatores que limitam o rendimento, a lucratividade e o sucesso da produção de soja estão as enfermidades durante o ciclo da cultura. Mundialmente, são listadas mais de 100 doenças na cultura da soja (SINCLAIR; BACKMAN, 1989), das quais aproximadamente 50 já foram identificadas no Brasil.

Com o aumento e a expansão das áreas produtivas de um único cultivo, a importância das doenças aumenta, elevando anualmente o risco de impactos econômicos consideráveis, juntamente com a flutuação das condições climáticas. Estima-se que as perdas anuais de produção por doenças serão de 15 a 20%, entretanto algumas doenças podem ocasionar perdas próximas a 100% (EMBRAPA, 2007; JULIATTI et al., 2005).

No mundo, dentre os 50 gêneros de fitonematoides da cultura da soja, os causadores de maiores danos são *Meloidogyne javanica* (Treub) Chitwood, *Meloidogyne incognita* (Kofoid e White) Chitwood, *Heterodera glycines* (Ichinohe), *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) Filipjev e Sch. e *Rotylenchulus reniformis* (Linford e Oliveira) (FERRAZ, 2001). Dias et al. (2007) discutiram a importância dessas espécies para o país, considerando a presença endêmica em diversas regiões produtoras (*M. javanica* e *M. incognita*), a elevada variabilidade genética (*H. glycines*) e o risco potencial de dano, a partir do incremento da área cultivada com espécies suscetíveis (*P. brachyurus* e *R. reniformis*).

O nematoide do cisto da soja – NCS (*H. glycines*) foi detectado no Brasil pela primeira vez na região dos Cerrados em 1991/1992 (LIMA et al., 1992; LORDELLO et al., 1992; MONTEIRO; MORAIS, 1992). De acordo com a Embrapa (2008), ele está presente em 10 estados (MG, MT, MS, GO, SP, PR, RS, BA, TO e MA), e estima-se que a área afetada seja superior a dois milhões de hectares. Perdas de rendimento de 30 a 75% são comumente observadas em áreas infestadas por esse nematoide, o que às vezes pode ocasionar a perda total da produção da lavoura (AGRIOS, 1988). Convém salientar que, durante a safra de 1999/2000, o nematoide do cisto da soja foi responsável por um dano estimado de US\$ 133,2 milhões (YORINORI, 2000).

De fato, o controle químico tem se mostrado economicamente inviável, em virtude do alto custo dos nematicidas, de sua eficiência nem sempre satisfatória e do baixo valor da cultura (RIGGS, 1992). O uso de cultivares resistentes é uma medida essencial para o controle do nematoide do cisto da soja. Vale ressaltar que o mecanismo de resistência apresentado pelas cultivares de soja é do tipo “reação de hipersensibilidade”, em que os tecidos afetados morrem e o nematoide não consegue completar seu desenvolvimento (SCHMITT; NOEL, 1984).

Com base em um levantamento preliminar realizado em áreas infestadas com NCS para avaliar a resistência das plantas, Mendes e Machado (1992) afirmaram que as principais cultivares de soja recomendadas para o Brasil à época foram suscetíveis. Por esse motivo, a estratégia mais utilizada em programas de melhoramento para a incorporação de resistência ao NCS tem sido a seleção de genótipos a partir de populações originadas de hibridações entre genótipos adaptados e cultivares norte-americanas resistentes. À medida que cultivares resistentes foram disponibilizadas no país, elas passaram a substituir, com vantagens, as fontes de resistência norte-americanas (DIAS et al., 2009).

O objetivo deste trabalho é avaliar genótipos de soja do programa de fontes de germoplasma desenvolvido pelo Laboratório de Micologia e Proteção de Plantas da Universidade Federal de Uberlândia (LAMIP/UFU) – *Campus* Umuarama e pelo Laboratório de Germoplasma da UFU – *Campus* do Glória, quanto à resposta de resistência à infecção pelo nematoide do cisto da soja.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Aspectos gerais da soja (*Glycine max* (L.) Merrill)

A soja pertence à família Fabaceae (leguminosa), assim como o feijão, a lentilha e a ervilha. É empregada na alimentação, sobretudo na indústria de óleos comestíveis, por ser considerada uma fonte de proteína completa, isto é, contém quantidades significativas da maioria dos aminoácidos essenciais que devem ser providos ao corpo humano a partir de fontes externas, em virtude de sua inabilidade para sintetizá-los (AZEVEDO et al., 2010).

Possui como característica morfológica marcante a presença de nódulos radiculares, capazes de realizar a fixação biológica do nitrogênio (FBN) a partir da interação simbiótica com espécies de bactérias fixadoras de nitrogênio do gênero *Bradyrhizobium*. A planta varia em crescimento e hábito, bem como em relação à altura – entre 0,2 e 2 m. Suas vagens, caules e folhas são cobertas com pelos castanhos ou de cor cinza, e as folhas são trifoliadas, com 3-4 folíolos por folha, que possuem de 6 a 15 cm de comprimento e de 2 a 7 cm de largura. As folhas caem antes que as sementes estejam maduras, marcando o final da fase reprodutiva e do seu ciclo. Enquanto isso, as flores são autóгамas, estão dispostas na axila da folha e podem ser de cor branca, rosa ou roxo. Os frutos são vagens pilosas que crescem em grupos de três a cinco – cada uma pode atingir de 3 a 8 cm de comprimento, geralmente compostas de duas a quatro (raramente mais) sementes, medindo de 5 a 11 mm de diâmetro.

As sementes podem ser de vários tamanhos e cores, incluindo preto, marrom, azul, amarelo, verde e rajado. O tegumento do grão maduro é duro, resistente à água, e protege o cotilédone e o hipocótilo (ou “germe”) contra danos. Se o revestimento de semente estiver rachado, geralmente a semente não germina – vale destacar que o hilo pode variar em relação às cores, incluindo preto, marrom, lustre, cinza e amarelo. Notavelmente, as sementes de soja contêm níveis bastante elevados de proteína, e, mesmo submetidas à dessecação, têm grande capacidade de sobrevivência e reativação após a absorção de água.

Nesse contexto, a soja de cinco milênios atrás difere muito da que conhecemos hoje: eram plantas rasteiras que se desenvolviam ao longo de rios e lagos – uma espécie de soja selvagem. O processo de “domesticação” dessa cultura ocorreu no século XI a. C., a partir de cruzamentos naturais feitos por cientistas chineses (ZHENG-YI; RAVEN, 2004). A espécie *Glycine max* tem como ancestral, provavelmente, a espécie *Glycine soja*: Ambas são tetraploides, porém a soja cultivada tem sido considerada um tetraploide estável com genomas

diploidizados (GURLEY et al., 1979; LEE; VERMA, 1984; VERNETTI, 1983; SKORUPSKA et al., 1989).

O centro de origem dessa cultura fica na região da Manchúria, onde se cultivava trigo de inverno na época das grandes dinastias chinesas. No Ocidente, o grão surge no final do século XV e início do século XVI, época das chamadas grandes navegações europeias. O cultivo comercial começa nos primeiros anos do século XX nos Estados Unidos, e, na segunda década do século XX, o teor de óleo e proteína do grão passam a chamar a atenção das indústrias mundiais. Após o final da Primeira Guerra Mundial, em 1919, o grão de soja se torna um item de comércio exterior importante – em 1921, é fundada a American Soybean Association (ASA), vista como um marco da consolidação da cadeia produtiva da soja em esfera mundial (APROSOJA, 2014).

Atualmente, os maiores produtores de soja do mundo, segundo dados de 2010, são os Estados Unidos (35%), seguidos por Brasil (27%), Argentina (19%), China (6%) e Índia (4%). A produção mundial de soja em 2014 foi de 312,8 milhões de toneladas (WSB, 2014).

2.2 História da soja no Brasil

A soja foi introduzida na América Latina em algum momento entre 1565 e 1815, por meio da “Chinatown” que existia em Acapulco à época. A mais antiga referência conhecida no Brasil é de 1882, quando o professor Gustavo Dutra, da Escola de Agronomia da Bahia, escreveu um artigo de quatro páginas sobre “Soja” no Jornal do Produtor. A soja foi introduzida no país naquele ano e, em 1892, estava sendo propagada como uma colheita de forragem. Com a ajuda dos imigrantes japoneses que estavam chegando ao Brasil desde 1908, houve a introdução e expansão do cultivo em diferentes regiões brasileiras (SHURTLEFF; AOYAGI, 2004).

Em 1900 e 1901, o Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), em São Paulo, promoveu a primeira distribuição de sementes de soja para produtores paulistas e, nesse período, têm-se registro do primeiro cultivo de soja no Rio Grande do Sul (RS), onde a cultura encontrou efetivas condições para se desenvolver e expandir, dadas as semelhanças climáticas do ecossistema de origem (sul dos Estados Unidos) dos materiais genéticos existentes com as condições climáticas predominantes no extremo sul do Brasil. Com o estabelecimento do programa oficial de incentivo à triticultura nacional, em meados dos anos 1950, a cultura da soja foi igualmente incentivada por ser, do ponto de vista técnico

(leguminosa sucedendo gramínea) e econômico (melhor aproveitamento da terra, de máquinas/implementos, da infraestrutura e da mão de obra), a melhor alternativa de verão para suceder o trigo cultivado no inverno. Todavia, a primeira grande expansão da soja no Brasil ocorreu na década de 1970, com um aumento 25,9% na produção – de 1,3 para 8,8 milhões de hectares plantados (DIAS et al., 2007).

O sucesso de soja nos Estados Unidos, juntamente com a ascensão do setor avícola no sul daquele país, suscitou o interesse de estudos no Brasil para o desenvolvimento de uma soja que poderia ser cultivada em latitudes mais baixas. Pesquisadores desenvolveram rapidamente variedades adaptadas de ciclo mais longo e climas mais quentes, concentrando-se sobre o papel do fotoperíodo noturno no crescimento e desenvolvimento dos grãos de soja. As novas variedades se tornaram a abertura para os brasileiros: para isso, os pesquisadores tomaram a tecnologia de baixa latitude e desenvolveram um germoplasma que poderia ser implantado nos três estados do Sul do Brasil – Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná –, regiões com clima semelhante ao sul dos EUA (SCHNEPF; DOHLMAN; BOLLING, 2001).

Na década de 1980, a Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) tinha avançado na busca do fotoperíodo adequado, adaptando com sucesso a soja em latitudes ainda mais baixas. O desenvolvimento de tal tecnologia abriu as regiões Oeste e Norte do país, que se situam entre 15° de latitude sul e 5° de latitude norte, para a produção de soja. Dessa forma, a região que demonstrou maior potencial foi o Cerrado, que engloba mais de 200 milhões hectares de floresta baixa, fácil de exploração e com patamares de chuvas previsíveis. O desenvolvimento de variedades de menor latitude começa a história real do complexo de soja brasileiro (THE ECONOMIST, 2005).

Cumprе ressaltar que, em 2014, o país teve uma produção de 90.025,1 mil toneladas, o que correspondeu a 26,8% da produção do mundo. Na safra 2012/2013, a produção foi 82 milhões de toneladas, superada apenas pela americana, de 90 milhões. Os maiores produtores brasileiros são Mato Grosso, Paraná Rio Grande do Sul – respectivamente, eles obtiveram produções, em 2013/2014, de 25, 15 e 12 milhões de toneladas (CONAB, 2014).

Nesse contexto, as exportações brasileiras do complexo da soja (grão, farelo e óleo), evoluíram de US\$ 4,2 bilhões em 2000 para US\$ 17,2 bilhões em 2009, o que assinala o principal incremento de um produto nas exportações agrícolas do período (OMC, 2010). Mesmo assim, a agricultura do Cerrado apresenta grandes desafios. A infraestrutura é subdesenvolvida, os mercados estão distantes, os solos são relativamente pobres e existem

preocupações ambientais, mas, com o contínuo uso da tecnologia correta e do manejo adequado, esta irá continuar como uma importante vitrine da soja mundial.

2.3 Doenças na cultura

Wrather et al. (2001) estimaram uma perda de 15 milhões de toneladas na produção, devido às doenças nos dez principais países produtores de soja no mundo, o que gerou um prejuízo econômico estimado em US\$ 3,31 bilhões.

Mesmo tendo uma produtividade por área elevada, perdas de produção no cultivo da soja ocorrem, principalmente, devido ao ataque de patógenos de etiologia variada. No Brasil, ocorrem 45 doenças, das quais 28 são ocasionadas por fungos; oito, por vírus; bactérias e nematoides somam três doenças cada; e há mais três doenças de etiologia desconhecida (ALMEIDA et al., 1997; YORINORI, 1997; EMBRAPA, 2011).

No caso da soja, as perdas anuais de produção por doenças são estimadas em cerca de 20%, mas algumas podem ocasionar prejuízos de quase 100% (EMBRAPA, 2007). Há relatos de produtores sobre a redução de aproximadamente 30% na produtividade da soja em áreas com altas populações do nematoide das lesões (DIAS et al., 2010) e de até 100% com a ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizi*) (EMBRAPA, 2004), o que favoreceu a criação de um vazio sanitário durante a entressafra da cultura, para a redução desta última doença.

A expansão da cultura permitiu, por exemplo, o cultivo da soja em áreas irrigadas na região do Cerrado, nas estações de outono/inverno para a produção de sementes. Nesse entremeio, a proximidade de regiões de grande cultivo com extensas áreas de soja no Mato Grosso e no Paraná favoreceram a sobrevivência e dispersão dos fungos causadores da antracnose (*Colletotrichum truncatum*), da ferrugem (*Phakopsora pachyrhizi*), do cancro da haste (*Diaporthe phaseolorum* f. sp. *meridionalis*), do mofo branco ou podridão-branca da haste (*Sclerotinia sclerotiorum*), da podridão-vermelha da raiz (*Fusarium solani* f. sp. *glycines*), do míldio da soja (*Peronospora manshurica*), dos nematoides de galhas (*Meloidogyne* spp.) e do cisto (*Heterodera glycines*) (EMBRAPA, 2011).

2.4 Nematoides e sua importância

Os nematoides constituem um filo de animais de forma cilíndrica e alongada que antigamente eram classificados, juntamente com outros grupos, no filo dos nematelmintos,

hoje obsoleto. Todos os nematódeos são dioicos, ou seja, têm sexos separados – machos e fêmeas distintos. Em alguns casos, existe nítido dimorfismo sexual (BRITO, 2005).

Os nematoides fitoparasíticos podem ser ecto ou endoparasitas; todos têm estiletes, mas, enquanto alguns se mantêm no solo, com apenas o estilete no tecido vegetal, outros enterram a cabeça na planta, e há aqueles que entram na planta por inteiro, o que geralmente provoca um inchaço ou uma galha – eles possuem uma reserva lipídica em seu corpo que os permite não se alimentarem até que encontrem um hospedeiro, e podem perder a capacidade parasitária, caso gastem de 50 a 60% desta reserva corporal. Os juvenis buscam seu hospedeiro guiado pelos exsudatos que as plantas liberam, direcionando-os. Em geral, os nematoides só parasitam raízes novas, pois é sabido que o estilete é utilizado para perfurar, e não penetrar a planta (CHITWOOD, 1999).

Entre as principais ordens fitonematoides estão a Dorylaimoidea, com o principal representante do gênero *Xiphinema* que transmite viroses; a ordem Rhabditoidea, com o *Ditylenchus* (nematóide do bulbo); e, por fim, os gêneros de importância no Brasil e dos grandes cultivos: *Heterodera*, conhecido como nematóide do cisto; *Pratylenchus*, nematóide da lesão radicular; e *Meloidogyne*, nematóide das galhas.

2.5 Nematóide do cisto da soja (*H. glycines*)

2.5.1 Histórico e perdas

O nematóide do cisto foi observado pela primeira vez no Japão, em 1915, onde foi nomeado de “nanico amarelo” (DHINGRA et al., 2009), sendo também denominado como “nanismo amarelo da soja” (BALDWIN; MUNDO-OCAMPO, 1991).

Em 1954, foi detectado nos Estados Unidos da América e, em 1983, na Colômbia (GOLDEN; MEDINA, 1983). O primeiro relato brasileiro dessa espécie ocorreu nos estados de Mato Grosso, Minas Gerais, Goiás e Mato Grosso do Sul, na safra 1991/1992 (MENDES; DICKSON, 1993). Posteriormente, *H. glycines* foi relatado em São Paulo (NOEL et al., 1994), no Rio Grande do Sul e no Paraná (CARVALHO, 1999).

Em condições de alto índice populacional, o nematóide *H. glycines*, quando associado ao excesso de calagem (como no Cerrado brasileiro), causa perdas de até 100%. No entanto, os níveis de danos ocasionados são variáveis, em função de diversos fatores como a fertilidade e o manejo do solo, o grau de suscetibilidade das cultivares, o tempo de presença

do nematoide na área e a adoção de práticas culturais de controle – rotação de culturas com espécies não hospedeiras e uso de cultivares resistentes, por exemplo (DIAS et al., 2009).

As perdas causadas por *H. glycines* nos dez principais países produtores foram superiores às ocasionadas pelas demais doenças que afetaram a cultura na safra de 1994 (WRATHER et al., 1997). De 2003 a 2005, a diminuição de produtividade acarretada por esse nematoide nos Estados Unidos foram, respectivamente, 2,9, 3,47 e 1,93 milhões de toneladas do grão, o que evidencia a severidade da doença (WRATHER; KOENNING, 2006).

2.5.2 Biologia e ciclo

Heterodera glycines é um endoparasito obrigatório e sedentário pertencente à ordem Tylenchida, da família Heteroderidae (WRATHER et al., 1984), que se reproduz por fecundação cruzada e estabelece com a planta uma relação de endoparasita sedentário. Tem o ciclo de vida concluído de três a quatro semanas, dependendo da temperatura durante o período do ciclo da soja. Sua atividade é maior quando as temperaturas ambientais estão entre 15 e 30 °C (YOUNG, 1992). A temperatura ideal pode variar de 20 a 30 °C – para a penetração radicular é de 28 °C; para eclosão, 24 °C (EMBRAPA, 2007; DHINGRA et al., 2009). Quando submetido à temperatura abaixo de 10 °C ou acima de 34 °C, seu desenvolvimento é paralisado (MOORE, 1984). Pelo fato de *H. glycines* possuir reprodução anfimítica (dimorfismo sexual e reprodução cruzada), em decorrência é gerada uma grande variabilidade genética, termo que fica evidenciado como raça fisiológica.

Os juvenis que recentemente eclodem escapam dos cistos através de área translúcida ao redor da vulva, chamada “fenestra”, onde a camada de tecido é mais fina e pode ser rompida (FERRAZ; MONTEIRO, 1995). Dessa forma, os juvenis recém-eclodidos (J2) são atraídos às raízes dos hospedeiros por quimiotaxismo, utilizando um apurado sistema sensorial que detecta os exsudados radiculares das plantas hospedeiras (FRAGOSO et al., 2007). Eles são a forma infectiva do nematoide e não se alimentam até o estabelecimento do parasitismo, retirando suas reservas energéticas de corpúsculos de lipídios armazenados na porção posterior de seu corpo (ABAD et al., 2003) – tal reserva é suficiente para a manutenção do juvenil por aproximadamente duas semanas (FRAGOSO et al., 2007).

A penetração do juvenil de *H. glycines* ocorre na base da coifa, onde há a presença de tecido meristemático. Após a migração intracelular no tecido, facilitada pela ação de celulase, pectinases e proteases (HUSSEY et al., 2002) e expansinas vegetais (GAL et al., 2006), os

nematoides atingem o parênquima vascular, onde induzem a formação do sítio de alimentação ou sincício, dado que esta será sua única fonte de nutrientes durante o parasitismo. Nesse caso, o sincício é o somatório de células vegetais modificadas que funcionam como drenos de nutrientes do eixo vascular para o nematoide. Tal sítio de alimentação é formado a partir da fusão citoplasmática de células adjacentes (FRAGOSO et al., 2007).

Como a maioria das espécies fitoparasitas, *H. glycines* sofre quatro ecdises até atingir o estágio adulto, sendo a primeira de J1 para J2, ainda no interior do ovo. Uma vez no interior da raiz, ocorrem mais duas ecdises até o estágio J4 (último estágio imaturo) – a quarta ecdise culmina com a formação do estágio adulto (FERRAZ; MONTEIRO, 2005). Os machos, típicos do grupo, são formados em condições de estresse e sofrem reversão sexual, tornando-se vermiformes. Essa complexa metamorfose habilita os machos a saírem das raízes parasitadas e fecundarem fêmeas maduras, as quais expõem a parte posterior do corpo para fora da raiz (CARES; BALDWIN, 1995).

Após 15 a 20 dias de infecção, os machos abandonam a raiz e fertilizam a fêmea, que chega a produzir de 200 a 500 ovos, sendo estes liberados no meio (próximo de 1/3 do total) – o restante (demais 2/3) fica retido no interior do cisto, com vistas a perpetuar a espécie (WRATHER et al., 1984). Após a morte da fêmea, sua cutícula é alterada quimicamente, adquirindo coloração marrom e ganhando rigidez para a proteção dos ovos contra danos mecânicos e perda de umidade e predação, numa estrutura denominada cisto, de acordo com Matsuo (2009 apud TRIANTAPHYLLOU; IRSCHMANN, 1962, p. 18). O cisto pode sobreviver no solo, na ausência de planta hospedeira, por mais de oito anos, sendo este fator uma das principais dificuldades para eliminá-lo das áreas onde ocorre (KONDO; ISHIBASHI, 1975).

A Embrapa (2007) reportou que geralmente ocorre mais de um ciclo de infecção em um único cultivo de soja, se o suprimento de umidade for adequado e as temperaturas não forem extremas. Os fatores para essa variação do ciclo são diversos: ao considerar a temperatura do solo na faixa de 23 a 25 °C, o ciclo desse nematoide dura em torno de 21 a 24 dias; dessa forma, é possível a obtenção de quatro a cinco gerações em um único ciclo da cultura (LAURITIS et al., 1983; YOUNG, 1992). Nas condições brasileiras, Cunha et al. (2008) observaram que *H. glycines* possui um ciclo de 29 dias, ou seja, três gerações durante o cultivo da soja.

2.5.3 Raças

O termo raça foi proposto para diferenciar os isolados do patógeno, conforme as habilidades em se reproduzir sobre uma série de genótipos de soja, de uma mesma espécie hospedeira (DIAS et al., 2005). Em 1962, Ross verificou a existência de variabilidade fisiológica entre populações de *H. glycines*, ao passo que Golden et al. (1970) propuseram um esquema de caracterização de raças com base em quatro plantas de soja diferenciadoras (Pickett 71, Pekin, PI 88788 e PI 90763) e um padrão de suscetibilidade (Lee) com a identificação de quatro raças de *H. glycines*. Diante disso, Riggs e Schmitt (1988) propuseram um modelo mais completo, envolvendo a identificação de 16 raças de *H. glycines*, baseando-se nas mesmas plantas hospedeiro-diferenciadoras propostas por Golden et al. (1970) e em um índice de fêmeas (IF) (Tabela 1).

A inclusão da cultivar Hartwig é mais recente e foi adotada como diferenciadora para facilitar a identificação de novas populações de nematoides resistentes, visto que, quando a resistência dessa cultivar for vencida, o número da raça deverá vir acompanhado de um sinal positivo (+), segundo o modelo proposto por Dias et al. (1998). As raças 4⁺ e 14⁺ diferiram das raças 4 e 14 clássicas, respectivamente, por apresentarem habilidade em parasitar a cultivar Hartwig. Em virtude das constantes variações encontradas na determinação de raças fisiológicas de *H. glycines* relativas às diferentes condições, estudos objetivando a padronização dos métodos experimentais foram propostos para contornar o problema (RIGGS; SCHMITT, 1991; WANG et al., 1998).

TABELA 1. Esquema de identificação de NCS

RAÇA	PI – 88788	PI - 90763	PEKING	PICKETT	LEE
1	+	-	-	-	+
2	+	-	+	+	+
3	-	-	-	-	+
4	+	+	+	+	+
5	+	-	-	+	+
6	-	-	-	+	+
7	+	+	-	-	+
8	-	+	-	-	+
9	-	-	+	+	+
10	-	+	-	+	+

11	+	-	+	-	+
12	-	+	+	-	+
13	-	-	+	-	+
14	-	+	+	+	+
15	+	+	-	+	+
16	+	+	+	-	+

* (+) Suscetível (IF \geq 10%); (-) Resistente (IF $<$ 10%).

Fonte: Riggs; Schmitt (1988).

Niblack et al. (2002) relataram que o esquema de raças proposto por Golden et al. (1970) e Riggs e Schmitt (1988) não é mais adequado à diferenciação de raças de *H. glycines*, em razão da grande variabilidade genética desenvolvida ao longo dos anos por esse nematoide. Tais autores propuseram um novo esquema de classificação para raças de *H. glycines*, com base em linhas indicadoras utilizadas como HG-Type (H = *Heterodera*; G = *glycines*) de populações geneticamente distintas. Nesse esquema foram mantidos os genótipos PI 548402 (Peking), PI 88788 e PI 90763, acrescidos de PI 437654, PI 209332, PI 89772 e PI 548316 (Tabela 2).

TABELA 2. Esquema de identificação de NCS por HG-Type

Número	Linhagem Indicadora	IF Reação
1	Peking	-
2	PI 88788	+
3	PI 90763	-
4	PI 437654	-
5	PI 209332	+
6	PI 89772	-
7	PI 548316	+

Exemplo: HG Type 2.5.7

¹ O índice de fêmeas (IF) é calculado com: (número de fêmeas da linhagem indicadora) / (número de fêmeas em lee74) *100. Caso esse número for menor que 10, a resposta da linhagem é “-”; se for \geq 10, será “+”; se o índice não for \geq 10 em nenhuma indicadora, a população é descrita com HG TYPE 0.

Fonte: Niblack et al. (2002)

No Brasil, Rocha et al. (2004) testaram o efeito da época de avaliação na determinação de raça e tipo HG incompleto para *H. glycines*, concluindo que diferentes épocas de avaliação (35 e 42 dias) proporcionaram variadas identificações de raça e tipo HG. Em função disso, as avaliações devem ser padronizadas, evitando-se erros de interpretação.

Apesar de ter sido registrada a presença de *H. glycines* pela primeira vez na safra 1991/1992 (LIMA et al., 1992; LORDELLO et al., 1992; MONTEIRO; MORAES, 1992), já foram encontradas 11 raças segundo o modelo proposto por Riggs e Schmitt (1, 2, 3, 4, 4+, 5, 6, 9, 10, 14, 14+) (EMBRAPA, 2007). A distribuição de raças do NCS nos estados brasileiros é a seguinte: Mato Grosso (raças 1, 2, 3, 4, 4+, 5, 6, 9, 10, 14, 14+), Mato Grosso do Sul e Goiás (raças 3, 4, 5, 6, 9, 10 e 14), Minas Gerais e Rio Grande do Sul (raças 3 e 6), Paraná, São Paulo e Bahia (raça 3), Tocantins (raça 1) e Maranhão (raça 9) (DIAS et al., 2005). Quanto às localidades, a Embrapa (2009) forneceu o seguinte padrão de distribuição, observado na Tabela 3, conforme a classificação de Golden et al. (1970) e Riggs e Smith (1988):

TABELA 3. Distribuição das raças de *H. glycines* no Brasil

Município	Estado	Raças	Município	Estado	Raças
	BA	3 e 14	Tangará da Serra	MT	1, 3, 4
Barreiras	BA	14	Tapurah	MT	3, 5, 6, e 9
Formosa do Rio P.	BA	3		MS	1, 3, 4, 5, 6, 9, 10 e 14
Luís E. Magalhães	BA	3	Água Clara	MS	3 e 9
	GO	3, 4, 5, 6, 9, 10 e 14	Alcinópolis	MS	14
Campo A. de Goiás	GO	14	Camapuã	MS	6
Catalão	GO	3	Chapadão do Sul	MS	4, 5, 6 e 14
Chapadão do Céu	GO	3, 4, 5, 6, 9 e 14	Costa Rica	MS	6, 10 e 14
Gameleira de Goiás	GO	3	Sonora	MS	1, 3 e 9
Ipameri	GO	3 e 6	São G. do Oeste	MS	14
Luziânia	GO	3		MG	3, 4, 6 e 10
Jataí	GO	4, 6, 9 e 14	Araguari	MG	3
Mineiros	GO	3, 6 e 14	Coromandel	MG	3
Rio Verde	GO	3 e 10	Indianópolis	MG	3
Perolândia	GO	14	Iraí de Minas	MG	3
Serranópolis	GO	14	João Pinheiro	MG	3
	MA	4, 5, 6, 9	Monte Carmelo	MG	3
Alto Parnaíba	MA	4 e 5	Nova Ponte	MG	3

TABELA 3,
Cont.

Município	Estado	Raças	Município	Estado	Raças
Alto Garças	MT	3 e 14	Presidente Olegário	MG	3 e 4
Alto Taquari	MT	3, 4, 10, 14	Romaria	MG	3
Campo Verde	MT	1, 2, 3 e 5	Santa Juliana	MG	3
Campos de Júlio	MT	5, 6 e 9	Uberaba	MG	3 e 6
Campo N. do Parecis	MT	3 e 9	Uberlândia	MG	3
Deciolândia	MT	3		PR	3
Diamantino	MT	3	Bela Vista do Paraíso	PR	3
Don Aquino	MT	2, 3 e 5	Congonhinhas	PR	3
Guiratinga	MT	3 e 14	M. Candido Rondon	PR	3
Itiquira	MT	3	Sertaneja	PR	3
Jaciara	MT	2 e 5	Tupãssi	PR	3
Juscimeira	MT	2 e 3		SP	3
Lucas do R. Verde	MT	3, 4, 6 e 9	Assis	SP	3
Nova Mutum	MT	3	Cândido Mota	SP	3
Nova Ubiratã	MT	3	Florínea	SP	3
Nova Xavantina	MT	2,5 e 6	Tarumã	SP	3
Primavera do Leste	MT	1, 2, 3 e 5		RS	3,5, e 6
Santo Antônio do L.	MT	3	Cruzeiro do Sul	RS	3 e 6
Pedra Preta	MT	2	Coimbra	RS	3
Primavera do Leste	MT	1, 2, 3, 4, 5	São Miguel das M.	RS	3
Santo A. do Leste	MT	3	Santo Ângelo	RS	5
Sapezal	MT	3, 5 e 6		TO	1
Sorriso	MT	1, 2, 3, 4+, 5,6, 14 e 14+	Dianópolis	TO	1

Fonte: Embrapa, 2009.

2.5.4 Sintomatologia e hospedeiros

Os sintomas do nematoide aparecem em reboleiras concêntricas, isto é, a periferia com plantas que possuem menores tamanhos. Da maneira que se caminha a parte central, as

plantas passam a ser mais débeis, sendo possível verificar plantas mortas no centro. Esse nematoide promove alterações morfológicas nas raízes parasitadas, em que se reduz a translocação de água e nutrientes, levando à formação de sintomas reflexos na parte aérea como nanismo, deficiência mineral, folha carijó, amarelecimento de folhas, queda precoce de vagens e pobre enchimento de grãos (DA SILVA et al., 2006).

Nesses termos, os sintomas diretos causados por *H. glycines* podem ser observados pelo aumento da proliferação de raízes secundárias e ausência ou redução da nodulação por bactérias simbióticas (TODD; PEARSON, 1988). Em locais onde a população do patógeno é muito alta, também pode ocorrer morte prematura de plantas (BRITO et al., 1999).

A disseminação do NCS se dá, principalmente, pelo transporte de solo infestado. Isso pode ocorrer por meio dos equipamentos agrícolas, das sementes mal beneficiadas que contenham partículas de solo, pelo vento, pela água e até por pássaros que, ao coletar alimentos do solo, podem ingerir juntos os cistos.

Nesse contexto, o Cerrado brasileiro sofre a ação de fortes ventos e redemoinhos coincidentes com a época de preparo do solo. Tais observações reforçam a hipótese de disseminação pelo vento dos cistos de *H. glycines* a curtas e longas distâncias. Dessa forma, para proteger o solo da ação do vento, o plantio direto poderia atuar como uma importante prática cultural, reduzindo a disseminação do NCS (ANDRADE; ASMUS, 1997). Outro fator que tem sido considerado é a concentração do inóculo inicial presente na área: altas densidades de inóculo têm provocado, inclusive, mudanças no fator de reprodução do nematoide, reduzindo-o (ASMUS; FERRAZ, 2002).

De fato, a gama de espécies hospedeiras do NCS é limitada, destacando-se a soja, o feijão, a ervilha e o tremoço. A maioria dos hospedeiros de *H. glycines* pertence à família Fabaceae, embora se distribuam em outras famílias botânicas (MOORE et al., 1984; BALDWIN; MUNDO-OCAMPO, 1991; RIGGS, 1992).

Além dessas plantas cultivadas, ervas daninhas e plantas ornamentais podem ser hospedeiras do NCS. A maioria das espécies cultivadas – milho, sorgo, arroz, algodão, girassol, mamona, cana de açúcar, trigo –, assim como as demais gramíneas, são resistentes (DIAS et al., 1995).

2.5.5 Manejo e controle do NCS

Em razão das diversas características inerentes aos nematoides, o controle é muito complexo; logo, após a infestação da área, a erradicação dessa praga é praticamente impossível (FERRAZ et al., 2010). A prevenção constitui o princípio mais importante e a melhor defesa para o controle de nematoides, impedindo a disseminação do patógeno de uma área para outra. Em áreas infestadas, o manejo geral baseia-se em exclusão (evitar a infestação em áreas isentas por espécies ou novas raças), genética (usar cultivares resistentes), cultura (fazer a rotação de culturas com materiais resistentes ou tolerantes) e química (usar nematicidas – atualmente, diz respeito ao controle biológico ou produtos condicionantes de solo) (RIBEIRO et al., 2010).

De acordo com Ribeiro et al. (2011), o solo é um importante dispersor de nematoides, por protegê-los da dessecação e ser o hábitat da maioria deles. Equipamentos agrícolas como arados, grades e até mesmo colhedoras podem transportar o nematoide em rodas, discos e outros componentes.

Ainda segundo os autores supracitados, em áreas naturalmente infestadas, durante o plantio e o cultivo, os pneus de maquinários podem transportar até 1.200 nematoides por 200 cm³ de solo aderido. Por isso, recomenda-se que as áreas infestadas sejam sempre as últimas a serem trabalhadas e que, após cada operação agrícola, as máquinas e os equipamentos sejam devidamente lavados. O material propagativo livre de nematoides sempre deve ser utilizado antes do plantio, a fim de se evitarem perdas.

Para a manifestação de qualquer doença de plantas, a presença do patógeno, o ambiente favorável e a suscetibilidade do hospedeiro são primordiais (FERRAZ et al., 2010). Outros fatores que interferem são a umidade do solo e a aeração. Em solos muito úmidos há a diminuição do oxigênio, afetando a eclosão. Vale ressaltar que os exsudados radiculares são os principais fatores químicos que afetam a eclosão (YOUNG, 1992).

Já a rotação de culturas com gramíneas como milho, sorgo, arroz, trigo, aveia, cana e pastagens em geral é altamente recomendável no controle do NCS – além delas, culturas como algodão, girassol e amendoim são indicadas (YORINORI, 2000). Diante disso, a adoção do sistema de rotação, na maioria das vezes, esbarra na viabilidade econômica das culturas em determinadas regiões. A rotação de verão com espécies não hospedeiras reduz a população desse nematoide a níveis toleráveis, mesmo para cultivares suscetíveis de soja (EMBRAPA, 2006).

Nesse contexto, o uso de plantas de ação antagonista e não hospedeira do *H. glycines* é uma interessante estratégia. Algumas plantas antagonistas que servem como adubos verdes são: guandu (*Cajanus cajan*), mucuna-preta, mucuna anã, *Crotalaria spectabilis*, *Crotalaria juncea*, *Crotalaria striata* e *Crotalaria paulina*.

Outros métodos alternativos de controle têm sido propostos, como a incorporação de matéria orgânica ao solo, pelo de o processo de decomposição liberar diversos compostos químicos, muitos deles com efeito nematicida. Há diversas fontes de matéria orgânica que possuem efeito nematicida comprovado, a exemplo dos resíduos do tratamento de esgoto, restos vegetais, serragens e esterco de origem animal (AKTHAR; MAHMOOD, 1993; KAPLAN; NOE, 1993; D'ADDABBO, 1995).

Níveis de matéria orgânica, saturação por bases (para a região de Cerrados) entre 50 e 60%, adubação equilibrada, suplementação de micronutrientes e ausência de camadas compactadas favorecem o desenvolvimento da planta e permitem maior resistência ao ataque do nematoide. Apesar disso, as áreas com pH alto do solo condicionam dois fatores desfavoráveis à soja cultivada – a redução na população de fungos antagonistas do nematoide do cisto e na taxa de controle natural, bem como a imobilização de alguns micronutrientes no solo –, diminuindo a tolerância das plantas ao ataque dos patógenos.

Como controle biológico, a principal fonte utilizada é o ataque de fungos de solo, já que estes parasitam cistos, ovos e juvenis. Há, inclusive, algumas espécies de fungos que parasitam ovos e cistos de *H. glycines*, tais como *Fusarium oxysporum*, *Acremonium strictum*, *Fusarium solani* e *Stagonospora heteroderae* (MORGAN-JONES; RODRIGUES-KABANA, 1981a; MORGAN-JONES et al., 1981b).

Existem vários nematicidas de natureza sistêmica dos grupos químicos carbamatos e organofosforados disponíveis no mercado para o tratamento de sementes que foram desenvolvidos e registrados, contribuindo para o controle de nematoides, especialmente quando associados a outras práticas de manejo (RIBEIRO et al., 2011). O controle químico de nematicidas na cultura da soja é uma ferramenta eficaz e possível, mas tem suas limitações e não substitui estratégias de manejo como rotação de culturas, pousio, plantas antagonistas e cultivares resistentes (FERREIRA, 2010).

O tratamento de sementes com nematicidas pode manter a sanidade do sistema radicular da soja na fase inicial do cultivo, período em que as raízes se encontram mais sensíveis ao ataque dos nematoides. Ele reduz a ação de nematoides, por efeito repelente e/ou redução da população, em razão da morte desses microrganismos. Para a cultura da soja, os

principais produtos usados são à base de abamectina e de imidacloprido + tiodicarbe, com efeito residual em torno de 20 a 25 dias. A redução populacional é primordial, sobretudo quando a área apresenta altos níveis populacionais do nematoide e se planeja a combinação do tratamento de sementes com nematicida e a resistência genética da variedade da soja (FMC, 2014).

2.6 Resistência genética

Roberts (2002) afirma que a resistência genética de plantas é um dos métodos mais eficientes e econômicos para evitar as perdas pelos nematoides. Uma planta é considerada resistente quando uma série de atributos que ela possui atua em detrimento do parasita, inviabilizando, por exemplo, a penetração, seu desenvolvimento e a infecção no interior dos tecidos, ou até mesmo impedindo que ele se reproduza.

Tolerância é a capacidade da planta em se desenvolver satisfatoriamente, apesar da infestação do nematoide (ALVES, 2008). Porém, o cultivo de uma mesma cultivar resistente em grandes extensões pode provocar a pressão de seleção, uma vez que o NCS apresenta grande variabilidade genética, favorecendo o surgimento de novas raças (EMBRAPA, 2006). Isso ocorre devido a uma mudança da frequência gênica da população de nematoides, isto é, do padrão de raça, com o aumento da quebra de resistência (RIGGS; SCHMITT, 1992). A obtenção de genótipos resistentes ao NCS não poderia, em hipótese alguma, ignorar essa característica, sob o risco de perda do programa de melhoramento.

A estratégia mais utilizada para a incorporação de resistência genética em soja tem sido feita a partir da seleção de plantas obtidas do cruzamento de genótipos adaptadas (Tabela 4) com cultivares ou genótipos exóticos como *Peking* progenitora de: Sharkey, Forrest, Centennial, Padre, Stonewall, Kilby, Custer, Gordon, Thjomas etc.; PI 88788 progenitora de: bedford, Leflore, Linford, Fayestte, Epps, Nathan, Avery etc.; PI 90763 progenitora de Cordell; e PI 437654 (Hartwig) (EMBRAPA, 2006).

TABELA 4. Relação de estudos conduzidos para elucidar a variedade de genes com diferentes fontes de resistência ao nematoide do cisto (*H. glycines*)

Fontes de resistência	Raças	Genes envolvidos	Referências
'Peking'	1	3 recessivos	Caldwell et al. (1960)
'Peking'	3	3 recessivos e 1 dominante	Matson, Williams (1965)
PI 88788	3	1 recessivo e 2 dominantes	Rao-Arelli et al. (1992)
PI 90763 e 'Peking'	3	1 dominante e 2 recessivos	Rao-Arelli et al. (1992)
PIs 89772 e 209332	3	1 dominante e 2 recessivos	Rao-Arelli (1994)
PI 438489B	3	2 recessivos	Rao-Arelli (1994)
PI 438489B	1, 3 e 5	2 dominantes e 1 recessivo	Yue et al. (2000)
PI 438489B	2	1 dominante e 3 recessivos	Yue et al. (2000)
PI 438489B	14	3 recessivos	Yue et al. (2000)
PI 88788	4	2 dominantes e 1 recessivo	Thomas et al. (1975)
PI 90763	X (2)	1 recessivo	Hancock et al. (1987)
BR90-4722	3	1 dominante e 2 recessivos	DiMauro et al. (1999)
PI 424595	5	3 recessivos	Anand (1994)
PI 90763	5	1 dominante e 2 recessivos	Anand (1994)
PI 424595	5	1 dominante e 1 recessivo	Anand (1994)
PIs 399061, 424595 e 438342	5	3 ou mais	Young; Killen (1994)
PI 437654	5	2 dominantes e 2 recessivos	Myers; Anand (1991)
PI 437654	5	2 dominantes e 1 recessivo	Myers; Anand (1991)
'Peking'	1, 3 e 5	1 dominante e 2 recessivos	Qiu et al. (1997)

Fonte: Embrapa, 2008; Dias, 2009.

O mecanismo de resistência da soja ao nematoide dos cistos é do tipo “reação de hipersensibilidade”, em que os tecidos afetados morrem e o nematoide não consegue completar seu desenvolvimento. A penetração dos juvenis ocorre de maneira semelhante em plantas resistentes e suscetíveis, mas, nas resistentes, os tecidos do sincício (célula multinucleada de transferência da qual a fêmea se alimenta) se necrosam e entram em colapso, resultando na morte dos nematoides antes que atinjam a fase adulta (SCHMITT; NOEL, 1984).

A resistência de plantas aos nematoides pode ser avaliada com base na capacidade ou na taxa de reprodução dos parasitas nas plantas testadas. Em geral, a resistência ao nematoide do cisto da soja é definida de acordo com o número de fêmeas adultas que se desenvolvem nas raízes das plantas testadas, no que diz respeito a uma variedade suscetível padrão (Lee 74), em casa de vegetação. Quando o índice de fêmea é inferior a 10% em relação à variedade suscetível padrão, a cultivar de soja é considerada resistente; em contrapartida, se o índice de

fêmea for superior a 10% e inferior a 30%, a cultivar é considerada moderadamente resistente; e, se for superior a 30%, suscetível (SCHMITT; SHANNON, 1992).

No Brasil, a maioria das cultivares comerciais de soja apresenta resistência apenas à raça 3 de *H. glycines* (EMBRAPA, 2007). Atualmente, cerca de 40 cultivares (Tabela 5) resistentes ao NCS estão indicadas para o cultivo em diferentes regiões do Brasil (EMBRAPA, 2014). Um exemplo de cultivar resistente à maioria das raças de *H. glycines*, com exceção das raças 4⁺ e 9⁺, porém não adaptada para as regiões de cultivo de soja do Brasil, é a Hartwig (DIAS et al., 1998).

A resistência da soja ao NCS é resultado de três genes homozigotos recessivos (rhg1rhg1, rhg2rhg2 e rhg3rhg3), algo descrito por Dias et al., 1998 (apud CALDWELL et al., 1960). Posteriormente, Matson e Williams (1965) identificaram o gene rhg4/rhg4 localizado muito próximo ao gene I/i. As primeiras cultivares lançadas no mundo com resistência ao NCS foram Pickett (BRIM; ROSS, 1966), Custer (LUEDDERS et al., 1968) e Dyer (HARTWIG; EPPS, 1968).

No Brasil, a primeira lançada foi a MG/BR-Renascença na safra 1997/1998, com resistência à raça 3 (SILVA, 1998). Silva et al. (1999) avaliaram a reação dessa cultivar às raças 3, 4, 6 e 10 de *H. glycines* e observaram alta variação de resistência entre as repetições dentro de cada raça. Hoje, somente 10,2% das cultivares recomendadas para o Brasil são resistentes a pelo menos uma raça do nematoide dos cistos da soja.

TABELA 5. Principais cultivares comerciais de soja e comportamento em relação ao NCS em várias regiões do Brasil

Cultivar	Resistência a raças	Fonte de resistência	Recomendação
BRS231	1, 3 e MR 14	Peking (Sharkey) e PI 437654 (Hartwig)	SC, PR, SP
BRS 262	1,3	Peking (Sharkey) e PI 437654 (Hartwig)	SC, PR, SP
BRS263	1, 3 e MR 14	Peking (Sharkey, Ferrest e Lancer) PI 437654	BA
BRS295RR	1,3	Virgínia 572RR x BRSGO 231	MS, PR,SP,SC
BRS8460R R	1, 3	-	GO, DF
BRS Invernada	1, 3	Peking (Stonewall) PI 88788 e PI 209332	PR, SP
BRS Jiripoca	1,3 e MR14	Peking (Sharkey) e PI 437654 (Hartwig)	MT, RO
BRSGO 7360	3	-	GO
BRSGO 7561RR	1,3	-	GO

TABELA 5, Cont.			
BRSGO 8660RR	3	-	GO
BRSGO 8661RR	1,2,3,14	-	GO, MT, TO
BRSGO 8860RR	3 e MR14	-	GO, TO
BRSGO Araçu	1,3	Peking (Sharkey) e BR90 - 4690	BA, GO, DF, MT
BRSGO Chapadões	1, 2, 3, 4, 5, 14	PI 437654 (Hartwig)	DF, GO, MG, MT, TO
BRSGO Edéia	3	Peking (Thomas)	MG, DF, MT, GO
BRSGO Iara	3	Peking (Sharkey) e BR904630	DF, GO, MG
BRSGO Ipameri	3, 14	PI 88788 e Peking (Lefrore)	BA, DF, GO, MG, MT, TO
BRSGO Raíssa	3	Peking (Sharkey) e Br95-22965	GO, MG, MS , BA e DF
BRSMG 810C	1,3		DF, GO, MG
BRSMG 811CRR	3		DF, GO, MG
BRSMT Pintado	1,3 MR14	Peking (Sharkey) e PI 437654 (Hartwig)	MT, MS, MG e GO.
CD 217	3		DF, GO, MG, MS, MT, RS
FMT Tabarana	1,3	Peking (Centennial)	MT
FMT Tucunaré	1,3 MR14	Peking (Sharkey) e PI 437654 (Hartwig)	DF, GO, MG, MT
Foster (IAC)	3	Peking	-
M-SOY 8001	1,3	Peking (Coker 6738)	DF, GO, MG, MS, MT, SP
M-SOY 8200	3	Peking (Kilby)	DF, GO, MG, MS, MT, SP
M-SOY 8757	3	Peking (Coker 6738)	MG, BA, GO, TO, MT
NK7059RR- VMAX	3, 14	PI 88788	BA, DF, GO, MG, MS, MT, TO
NK7074RR	3	-	GO, MG, MS, MT, SP
NK4121139 -VMAX P98N82	3, 14	PI 88788	MS, PR, SP
	3	Peking	BA, DF, GO, MG, MS, MT, TO

TABELA 5, Cont.			
TMG113RR	1,3	Peking e PI 437654	MT
TMG115RR	1,3 MR14	Peking e PI 437654	MT
TMG117RR	3	-	MT
TMG121RR	1,3 MR14	Peking e PI 437654	MT, GO e MS
V-MAX	3, 14	PI 88788	MS, PR, SP, GO

*(MR): Moderadamente resistente.

**(-) Sem informação.

Fonte: Elaboração do autor.

Convém salientar que tais princípios estão de acordo com o mercado, o qual está interessado em materiais que possuem características de alta resistência aos nematoides e precocidade no ciclo.

Os processos em que raças de nematoides realizam o parasitismo de uma cultivar resistente se devem à razão da capacidade de inter cruzamentos entre nematoides de diferentes raças (SCHMITT; NOEL, 1984). Li et al. (2004), ao avaliarem o efeito do gene de resistência, *rhg1*, na penetração, no desenvolvimento e na reprodução de *H. glycines*, raça 3, observaram que a presença desse gene não impede a penetração do nematoide, e sim afeta o desenvolvimento das fêmeas – no entanto, alguns indivíduos são capazes de completar seu ciclo de vida até mesmo em um sistema radicular de soja com gene de resistência. Por causa disso, nem sempre o processo de formação do sincício é interrompido, sendo que o nematoide pode completar seu ciclo de vida e fêmeas adultas serem encontradas no sistema radicular de cultivares resistentes (YOUNG, 1992; LI et al., 2004).

Bruecker et al. (2005) observaram que existe uma diferença funcional nos alelos ligados ao *rhg1*, visto que eles estão conectados aos genes de resistência da PI 437654 e conferem maior resistência em relação aos ligados a PI 88788. Com isso, em áreas com altas concentrações populacionais, cultivares derivadas da PI 88788 têm maior desenvolvimento de fêmeas em seus sistemas radiculares, em função da menor estabilidade da resistência. Também houve a constatação dessa diferença entre cultivares de soja resistentes; com isso, recomendou-se que, para um melhor manejo populacional, fosse empregada mais de uma fonte de resistência ao *H. glycines* no desenvolvimento de cultivares comerciais (ANAND; BRAR, 1983; ARÁUJO, 2013)

A existência da heterogeneidade das populações de nematoides utilizadas nas análises de herança e o emprego da metodologia proposta por Golden et al. (1970) para a classificação das cultivares em resistentes ou suscetíveis pode ser uma das explicações que indica a

provável existência de mais genes para resistência ao NCS do que aqueles que já foram identificados (LUEDDERS, 1989).

Segundo o autor, plantas com valores de índice de fêmeas entre 10 e 30% podem conter alguns genes de efeito menores que, em função da metodologia, deixam de ser detectados. Atualmente, existem cerca de 50 cultivares resistentes/tolerantes ao nematoide do cisto para o mercado brasileiro de soja.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Instalação e condução do experimento

O trabalho foi conduzido entre os dias 15 de setembro de 2014 e 30 de outubro de 2014, em casa de vegetação do Instituto de Ciências Agrárias (ICIAG) no *Campus* Umuarama da UFU, de coordenadas geográficas 18° 53' 4.967" S e 48° 15' 36.788" W. Durante o período experimental, foram tomadas as temperaturas diárias mínimas e máximas.

O delineamento adotado se refere a blocos ao acaso (DBC) contendo cinco blocos distribuídos em uma bancada. Para a obtenção das plantas, foi realizada a semeadura direta de cinco sementes por copo de plástico de 500 cm³ contendo 450 cm³ de substrato (mistura de solo e areia na proporção de 1:2). Cada copo foi semeado com um genótipo/variedade diferente e devidamente identificado com plaquetas de plástico.

Uma semana após a emergência das plântulas foi feito um desbaste ou transplantio, conforme a necessidade, até a obtenção de uma planta por recipiente. A irrigação foi diária, e, 15 dias após a inoculação, foram aplicados 50mL de solução nutritiva ao solo em cada copo. Cada 1L de água para formação da solução nutritiva continha 1mL de EDTA férrico, 1mL de KH₂PO₄, 5mL de KNO₃, 5mL de Ca(NO₃).2H₂O, 2mL de MgSO₄.7H₂O e 1mL de micronutrientes (Bo, Zn, Cu, Mn e Mo).

3.2 Genótipos avaliados

O material genético foi constituído de genótipos promissores (Tabela 6) que apresentaram caracteres desejáveis em ensaios de resistência à ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizi*), no programa de melhoramento do LAGER/ICIAG/UFU), sediado na Fazenda do Glória, mais duas variedades do mercado que são consideradas padrões de resistência e suscetibilidade ao NCS – respectivamente, BRSGO Raissa e MSOY-8866. Dos 101 genótipos promissores, o genótipo/variedade IAC100 é o parental utilizado em diversos cruzamentos para a obtenção dos genótipos LAGER/ICIAG/UFU. Este foi introduzido por pesquisadores americanos nos Estados Unidos para servir como paternal e fonte de resistência ao complexo de insetos mastigadores e sugadores da soja (MCPHERSON, 2007).

As sementes da geração F5:6 foram retiradas de vagens dos respectivos genótipos, durante a safra 2013/2014, em campo experimental localizado na Fazenda do Glória – UFU

(semeadura em 28 de dezembro de 2012 e colheita em 30 de abril de 2013). Durante o ensaio foi realizada uma caracterização para cada linhagem, em função da resposta de resistência à ferrugem da soja, além da classificação em função do seu grau de maturação relativa (grupos de maturação precoce 6 e 7).

Com a realização da trilha e debulha manual, com a concomitante limpeza dos resíduos, as sementes foram condicionadas em sacos de papel devidamente identificados e numerados. O armazenamento ocorreu em câmara fria até a semeadura.

TABELA 6. Caracterização dos genótipos (LAGER - UFU), usados no experimento na avaliação da reação de resistência ao nematoide do cisto (*Heterodera glycines*).

Genótipo	Cruzamento que deu origem ou Linhagem comercial	Geração
1	BRSGO Raissa – Testemunha resistente *	Variedade
2	MSOY 8866 – Testemunha suscetível**	Variedade
3	BRSGO Luziânia RR – Sel.1 ***	Variedade
4	BRSGO Luziânia RR – Sel. 2 ***	Variedade
5	BRSGO Luziânia RR - Sel. 3 ***	Variedade
6	BRSGO Luziânia RR - Sel. 4 ***	Variedade
7	BRSGO Luziânia RR - Sel. 5 ***	Variedade
8	BRSGO Luziânia RR - Sel. 6 ***	Variedade
9	Engopa 316 RR - Sel. 1 ***	Variedade
10	Engopa 316 RR - Sel. 3 ***	Variedade
11	Engopa 316 RR - Sel. 4 ***	Variedade
12	BRSGO Caiapônia ***	Variedade
13	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
14	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 02(N40, D20)	Linhagem Lager/UFU
15	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N 20, D05)	Linhagem Lager/UFU
16	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 05 (N 30, D10)	Linhagem Lager/UFU
17	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 05 (N 30, D10)	Linhagem Lager/UFU
18	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N25, D10)	Linhagem Lager/UFU
19	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N25, D10)	Linhagem Lager/UFU
20	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
21	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
22	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
23	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 2 (N40, D20)	Linhagem Lager/UFU
24	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 2 (N40, D20)	Linhagem Lager/UFU
25	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
26	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU

27	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
TABELA 6, Cont.		
28	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
29	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	Linhagem Lager/UFU
30	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	Linhagem Lager/UFU
31	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	Linhagem Lager/UFU
32	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	Linhagem Lager/UFU
33	F5:6BRSGO Santa Cruz X Potenza, PL 11 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
34	F5:6BRSGO Santa Cruz X Potenza, PL 11 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
35	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 116	Linhagem Lager/UFU
36	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 116	Linhagem Lager/UFU
37	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100 PL, 01 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
38	F5:6BRSGO Santa Cruz X IAC100 PL, 08 (N15, D10)	Linhagem Lager/UFU
39	F5:6BRSGO Santa Cruz X IAC100 PL, 08 (N15, D10)	Linhagem Lager/UFU
40	F5:6 Luziânia X Impacta PL, 46 (N20, D 10)	Linhagem Lager/UFU
41	F5:6 Luziânia X Impacta PL, 46 (N20, D 10)	Linhagem Lager/UFU
42	F5:6 Luziânia X Impact PL, 46 (N20, D 10)	Linhagem Lager/UFU
43	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 116 (N40, D20)	Linhagem Lager/UFU
44	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 01 (N10, D0) –Bulk	Linhagem Lager/UFU
45	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 01 (N10, D0) – Bulk	Linhagem Lager/UFU
46	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU
47	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
48	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
49	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
50	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
51	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL04 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
52	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
53	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	Linhagem Lager/UFU
54	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
55	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	Linhagem

56	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	Lager/UFU Linhagem Lager/UFU
TABELA 6, Cont.		
57	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
58	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
59	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 23 (N15, D05)	Linhagem Lager/UFU
60	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
61	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
62	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
63	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	Linhagem Lager/UFU
64	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
65	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
66	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 62 (N25, D10)	Linhagem Lager/UFU
67	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
68	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
69	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
70	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	Linhagem Lager/UFU
71	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 14 (N40, D20)	Linhagem Lager/UFU
72	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 62 (N25, D10)	Linhagem Lager/UFU
73	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	Linhagem Lager/UFU
74	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	Linhagem Lager/UFU
75	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	Linhagem Lager/UFU
76	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	Linhagem Lager/UFU
77	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
78	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
79	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
80	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	Linhagem Lager/UFU
81	F5:6 Luziânia X Impacta, PL 25 (N80, D40)	Linhagem Lager/UFU
82	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	Linhagem Lager/UFU
83	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	Linhagem Lager/UFU

84	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	Linhagem Lager/UFU
TABELA 6, Cont.		
85	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 3, (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
86	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
87	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
88	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
89	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
90	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 1	Linhagem Lager/UFU
91	F5:6 Caiapônia X IAC10, PL147 (N10, D00)	Linhagem Lager/UFU
92	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
93	F4 (RC4.12 X MSOY 9350), PL 4 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
94	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	Linhagem Lager/UFU
95	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
96	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
97	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
98	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 73	Linhagem Lager/UFU
99	F5:6 Luziânia X Impacta, PL 25 (N35, D15)	Linhagem Lager/UFU
100	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 76 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
101	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	Linhagem Lager/UFU
102	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 76 (N20, D05)	Linhagem Lager/UFU
103	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL36 (N30, D10)	Linhagem Lager/UFU

* Testemunha resistente segundo.

** Testemunha suscetível segundo.

*** Seleções realizadas em área infestada com nematoide do cisto, raça 3, sem infestação com a espécie ou as plantas assintomáticas nos estados de Minas Gerais e Goiás.

3.3 Obtenção do inóculo e inoculação

A suspensão com ovos de *Heterodera glycines* raça 3 para inoculação foi obtida por intermédio do setor de laboratórios da empresa Syngenta em Uberlândia/MG. As amostras foram obtidas a partir da coleta em solo de canteiro exclusivo para multiplicação dos cistos do NCS raça 3. Uma alíquota de 300 cm³ desse solo foi colocada em recipiente contendo 2L de água, e os torrões foram desmanchados.

A suspensão, após a homogeneização, foi vertida passando pelas peneiras sobrepostas de 20 e 100 mesh. Recolheu-se o resíduo na peneira de 100 mesh com o auxílio de jatos de água de uma pisseta, para um copo de Becker de 50mL. Essa suspensão foi vertida para um funil contendo papel de filtro dobrado na forma cônica.

Após a passagem de todo o líquido, o papel de filtro foi retirado do funil e aberto para a retirada dos cistos viáveis. Estes, por sua vez, foram separados e colocados em uma peneira de 200 mesh para serem esmagados. Conforme ocorria o esmagamento, jatos de água foram aplicados para que os ovos liberados dos cistos passassem para a peneira de 500 mesh que estava sobreposta a outra de 200 mesh.

Depois do esmagamento, o resíduo da peneira de 500 mesh foi recolhido para um copo de Becker de 50mL. A suspensão de ovos foi calibrada com o auxílio da câmara de contagem de Peter para 400 ovos/mL. A inoculação ocorreu sete dias após a emergência das plântulas, onde foram abertos três orifícios com 2 cm de profundidade distanciados a 2 cm da haste da plântula. Nesses três orifícios, distribuíram-se 10mL de suspensão de inóculo calibrada com o auxílio de uma pipeta, constituindo a população inicial de quatro mil ovos por copo.

3.4 Processamento das amostras e coleta de dados

A avaliação das amostras ocorreu 35 dias após a inoculação. A parte aérea das plantas suscetíveis apresentou sintomas da infecção pelo nematoide do cisto, e, após a análise, foram descartadas conjuntamente com as demais plantas, além de o sistema radicular ser separado do solo.

Nesse sentido, as raízes foram pesadas para a obtenção do peso fresco (PFRaiz) e, na sequência, passadas entre os dedos da mão, em água corrente, para que as fêmeas soltassem da raiz e caíssem passando através da peneira de 20 mesh, que estava sobreposta a uma peneira de 100 mesh.

Então, o resíduo foi recolhido com o auxílio de jatos de água de uma pisseta para um copo de plástico, que foi identificado correspondendo aos respectivos bloco e linhagem do copo amostrado. Para assegurar que não houve perda de fêmeas para o solo no momento de separação das raízes e para verificar se as primeiras fêmeas formadas já teriam morrido e se tornaram cistos, uma alíquota de 150 cm³ de solo de cada copo foi processada pela técnica descrita para obtenção do inóculo; e o resíduo coletado em um copo plástico denominado com seu respectivo genótipo e bloco, assim como a amostra de raiz.

Em seguida, foram estimadas estas variáveis:

- **Número de fêmeas (NF):** Após a extração, as fêmeas de solo e raiz foram contadas sob o microscópio estereoscópico (20X), com o auxílio de uma placa de contagem de plástico de fundo quadriculado. O número total foi obtido pela somatória $NF_{\text{solo}} + NF_{\text{raiz}} = NF_{\text{total}}$ do genótipo (ANDRADE et al., 1995).
- **Índice de fêmeas (IF):** Foi avaliado o comportamento dos genótipos, com base no índice de fêmeas (IF) calculado pela fórmula proposta por Anand et al. (1988).

$$IF (\%) = \left[\frac{\text{N. médio de fêmeas na linhagem de soja}}{\text{N. médio de fêmeas na cultivar de soja MSOY-8866}} \right] \times 100$$

A cultivar MSOY-8866 foi usada como padrão suscetível à infecção pela raça 3 do nematoide do cisto. Para IF <10%, genótipo resistente (R); 10 a 25%, moderadamente resistente (MR); 26 a 50% moderadamente suscetível (MS) e acima de 50%, foram considerados suscetíveis (S).

- **Peso fresco de raiz (PFRaiz):** Foi realizada logo após a separação do solo e antes da remoção das fêmeas, com uso de balança de precisão, em que as raízes foram depositadas em recipiente adequado para a pesagem correta.
- **Peso seco de raiz (PSeco):** As raízes, após a remoção das fêmeas, foram acondicionadas em saco de papel e secas em estufa com circulação forçada de ar na temperatura de $60\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 3\text{ }^{\circ}\text{C}$ por 72 horas. A mensuração foi realizada em balança de precisão com até quatro casas decimais.
- **Volume de raiz (VRaiz):** A determinação do volume foi realizada colocando-se as raízes em proveta graduada, contendo um volume conhecido de água. Pela diferença, obteve-se a resposta direta do volume de raízes pela equivalência de unidades ($1\text{ mL} = 1\text{ cm}^3$), segundo a metodologia descrita por Basso (1999).

3.5 Análises estatísticas e genéticas

Os dados obtidos foram submetidos aos procedimentos de análise estatística do programa SISVAR (FERREIRA, 2000) e, em seguida, verificou-se a homogeneidade de variância e normalidade dos erros por meio do Assistat (SILVA; AZEVEDO, 2009).

As médias foram comparadas pelo teste de Scott-Knott, a 5% de probabilidade. Foi também utilizado o programa de análises estatísticas Genes – Programa Computacional em Genética e Estatística (CRUZ, 2001), para obter as correlações genética, fenotípica e ambiental, correlações simples de Pearson (1917) entre as variáveis e o coeficiente de determinação que quantifica a magnitude da variância genética (efeito fixo) na população avaliada.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Avaliação da resistência ao nematoide do cisto (*Heterodera glycines*)

A Tabela 7 apresenta os resultados médios do número de fêmeas (NF) e índice de fêmeas (IF) para a avaliação realizada após 35 dias da inoculação (d.a.i.). Também são apresentadas as reações de resistência ao *Heterodera glycines* raça 3, sob as condições de casa de vegetação e temperatura variando de 25 a 45° C. Nota-se que, apesar da grande variação da amplitude térmica, a irrigação repetida duas vezes por dia nos vasos contendo os genótipos avaliados permitiu reprodução adequada da espécie e variabilidade entre os dados médios.

Os dados foram submetidos à análise de normalidade e homogeneidade por meio do programa Assistat (SILVA; AZEVEDO, 2009). Não foram usados dados transformados do caractere número de fêmea, ao utilizar o programa estatístico Sisvar, pois, mesmo após transformações, manteve-se o comportamento significativo para homogeneidade (Kolmogorov-Smirnova = 0,047) e normalidade ($F = 1,798$). De acordo com Schmitt e Shannon (1992), o índice de fêmeas (IF) é calculado pela razão percentual entre o número de fêmeas na linhagem e na cultivar suscetível, para obter as reações de resposta ao nematoide.

TABELA 7. Reação de resistência baseada no número de fêmeas (NF) e índice de fêmeas (IF) do nematoide do cisto (*Heterodera glycines*), em genótipos de soja do programa de melhoramento do LAGER/UFU.

Genótipo	Cruzamentos	NF	IF (Reação)
1	BRSGO Raissa – Testemunha resistente *	9,5 c	17 (MR)
2	MSOY 8866 – Testemunha suscetível**	56 c	100 (S)
3	BRSGO Luziânia RR – Sel. 1 ***	92,6 c	165,5 (S)
4	BRSGO Luziânia RR – Sel. 2 ***	116,7 c	208,5 (S)
5	BRSGO Luziânia RR - Sel. 3 ***	85,3 c	152,4 (S)
6	BRSGO Luziânia RR - Sel. 4 ***	78,1 c	139,5 (S)
7	BRSGO Luziânia RR - Sel. 5 ***	85 c	151,8 (S)
8	BRSGO Luziânia RR - Sel. 6 ***	56,7 c	101,3 (S)
9	Engopa 316 RR - Sel. 1 ***	62,7 c	112 (S)
10	Engopa 316 RR - Sel. 3 ***	82,1 c	146,5 (S)
11	Engopa 316 RR - Sel. 4 ***	11 c	19,7 (MR)
12	BRSGO Caiapônia ***	98,3 c	175,5 (S)
13	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	88,5 c	158 (S)
14	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 02(N40, D20)	135 c	241 (S)
15	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N 20, D05)	74,7 c	133,5 (S)
16	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 05 (N 30, D10)	94,5 c	168,8 (S)
17	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 05 (N 30, D10)	93,5 c	167 (S)
18	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N25, D10)	93,6 c	167,2 (S)
19	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N25, D10)	101,4 c	181,1 (S)

20	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	57,1 c	101,9 (S)
Tabela 7, Cont.			
21	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	47,3 b	84,4 (S)
22	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N30, D10)	78 c	139,3 (S)
23	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 2 (N40, D20)	64,2 c	114,6 (S)
24	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 2 (N40, D20)	47,3 b	84,5 (S)
25	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	44,5 b	79,4 (S)
26	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	73,2 c	130,7 (S)
27	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	68,1 c	121,6 (S)
28	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 87 (N10, D0)	47,7 b	85,3 (S)
29	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	46,7 b	83,4 (S)
30	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	58,4 c	104,3 (S)
31	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	25,2 b	45 (MS)
32	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10)	105 c	187,5 (S)
33	F5:6BRSGO Santa Cruz X Potenza, PL 11 (N20, D05)	66,6 c	118,9 (S)
34	F5:6BRSGO Santa Cruz X Potenza, PL 11 (N20, D05)	46,7 b	83,4 (S)
35	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 116	73 c	130,5 (S)
36	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 116	88,1 c	157,3 (S)
37	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100 PL, 01 (N30, D10)	80,5 c	143,8 (S)
38	F5:6BRSGO Santa Cruz X IAC100 PL, 08 (N15, D10)	90,8 c	162,2 (S)
39	F5:6BRSGO Santa Cruz X IAC100 PL, 08 (N15, D10)	104,5 c	186,7 (S)
40	F5:6 Luziânia X Impacta PL, 46 (N20, D 10)	66 c	117,9 (S)
41	F5:6 Luziânia X Impacta PL, 46 (N20, D 10)	35,7 b	63,8 (S)
42	F5:6 Luziânia X Impacta PL, 46 (N20, D 10)	60,8 c	108,6 (S)
43	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 116 (N40, D20)	33,5 b	59,9 (S)
44	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 01 (N10, D0) –Bulk F5	64,9 c	115,9 (S)
45	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 01 (N10, D0) – Bulk F5	33,9 b	60,6 (S)
46	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N30, D10)	10,5 c	18,7 (MR)
47	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N10, D0)	51,4 b	91,7 (S)
48	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	124,1 c	221,6 (S)
49	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	83,1 c	148,4 (S)
50	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 01 (N70, D40)	101,1 c	180,6 (S)
51	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL04 (N10, D0)	47,2 b	84,2 (S)
52	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	46,5 b	83,1 (S)
53	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	81,7 c	145,8 (S)
54	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 01 (N10, D0)	37,1 b	66,3 (S)
55	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	89 c	159 (S)
56	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	54,4 c	97,1 (S)
57	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N50, D05) -Bulk F5	159,7 c	285,2 (S)
58	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL14 (N70, D40)	48,3 b	86,3 (S)
59	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 23 (N15, D05)	67,6 c	120,7 (S)
60	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	72,1 c	128,7 (S)
61	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	24,5 b	43,7 (MS)
62	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	52,9 c	94,4 (S)
63	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N10, D0)	55,2 c	98,6 (S)
64	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 03 (N70, D40)	59,5 c	106,2 (S)
65	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 04 (N50, D05)	100,4 c	179,3 (S)
66	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 62 (N25, D10)	91,2 c	162,9 (S)
67	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	59,1 c	105,5 (S)
68	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	70,8 c	126,5 (S)
69	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	83,2 c	148,6 (S)
70	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 07 (N50, D05)	90,7 c	161,9 (S)
71	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 14 (N40, D20)	71,9 c	128,5 (S)
72	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza PL, 62 (N25, D10)	77,4 c	138,2 (S)
73	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	86,4 c	154,4 (S)
74	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	86,8 c	155,1 (S)
75	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	50,8 b	90,7 (S)
76	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 20 (N25, D05)	61,5 c	109,8 (S)
77	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	42,6 b	76,1 (S)

78	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	68,2 c	121,9 (S)
Tabela 7, Cont.			
79	F5:6BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	37,3 b	66,6 (S)
80	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	68,3 c	122 (S)
81	F5:6 Luziânia X Impacta, PL 25 (N80, D40)	38,2 b	68,3 (S)
82	F5:6 Luziânia X Impacta PL 25, PL 01 (N80, D40)	32,6 b	58,2 (S)
83	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	62,4 c	111,4 (S)
84	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	78,8 c	140,7 (S)
85	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 3, (N70, D40)	109,9 c	196,3 (S)
86	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	45,2 b	80,8 (S)
87	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	57,2 c	102,2 (S)
88	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	56,9 c	101,7 (S)
89	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	56,4 c	100,8 (S)
90	F5:6 Caiapônia X Potenza, PL 1	120,2 c	214,8 (S)
91	F5:6 Caiapônia X IAC10, PL147 (N10, D00)	59,6 c	106,4 (S)
92	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	73,5 c	131,3 (S)
93	F4 (RC4.12 X MSOY 9350), PL 4 (N20, D05)	56,1 c	100,1 (S)
94	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL 14 (N70, D40)	44,2 b	79 (S)
95	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	45,5 b	81,3 (S)
96	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	69,6 c	124,3 (S)
97	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 34 (N20, D05)	107,1 c	191,2 (S)
98	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 73	66,8 c	119,3 (S)
99	F5:6 Luziânia X Impacta, PL 25 (N35, D15)	50,5 b	90,3 (S)
100	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 76 (N20, D05)	68,2 c	121,9 (S)
101	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 32 (N10, D00)	57,3 c	102,3 (S)
102	F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 76 (N20, D05)	35,4 b	63,2 (S)
103	F5:6 Caiapônia X IAC100, PL36 (N30, D10)	62,9 c	112,4 (S)
F = 1,798		K-S = 0,045	
CV (%) = 14.24			

* IF <10%, genótipo resistente (R); IF 10 a 25%, moderadamente resistente (MR); IF 26 a 50%, moderadamente suscetível (MS); IF 51-100%, suscetível (S); IF acima de 100%, altamente suscetível (AS).

** Médias originais.

*** Médias seguidas de letras iguais, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

**** Valores de F e K-S em negrito significam variâncias homogêneas e resíduos com distribuição normal pelos testes de Levene's e Kolmogorov-Smirnov, respectivamente, ambos a 0,05 de significância.

Fonte: Elaboração do autor.

Houve diferença significativa entre os genótipos ($p < 0,05$), visto que obtiveram diferentes valores de número de fêmeas (NF). Com relação ao índice de fêmeas (IF), observa-se a formação de três grupos heterogêneos de genótipos, um grupo suscetível (S), moderadamente suscetível (MS) e moderadamente resistente (MR) ao nematoide do cisto.

A partir de uma amostra de solo com alta população do nematoide do cisto, Silva et al. (1999) determinaram uma média de 223,2 no índice de fêmeas na cultivar Lee 68; 175,4 na Coker 6804; e 195,6 na Hartz 6385. Tal resultado dá suporte à situação de aparecimento de um índice de fêmeas elevado em genótipos suscetíveis no experimento, como o apresentado pelo genótipo 57 (F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 01 (N50, D05) Bulk F5 -este obteve elevado índice de fêmeas (285,2) assim como outros genótipos suscetíveis, indicando a segregação genética na obtenção da população inicial na geração F2.

Nesse experimento, dois genótipos apresentaram, de acordo com o índice de fêmeas, moderada resistência à raça 3 de *Heterodera glycines*: o genótipo 46 (Cruzamento - F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100) e o 11 (Engopa 316 RR - Sel. 4). Outros dois obtiveram moderada suscetibilidade: o genótipo 61 (F5:6 Caiapônia X Potenza) e o 31 (F5:6BRSGO Luziânia X Potenza, PL 02 (N20, D10), e os demais se apresentaram como suscetíveis, por apresentarem alta multiplicação do nematoide.

A maioria das linhagens avaliadas chegou a apresentar valores acima de 100% no índice de fêmeas (IF), em relação ao padrão de suscetibilidade MSOY-8866. Nota-se que as médias para o número de fêmeas (NF) variaram entre 9,5 e 159,7 (somatório médio do número médio de solo + raízes) e, para o índice de fêmeas (IF), os valores médios encontrados variaram entre 17 a 285,2. Rocha et al. (2008) avaliaram a resistência de 18 genótipos de soja em área infestada, sendo que apenas duas cultivares (A7002 e BRSGO Favorita RR) se comportaram como resistentes a *P. brachyurus*. Alves (2008) conduziu dois experimentos em casa de vegetação, avaliando a reação de *P. brachyurus* em 39 genótipos de soja – apenas uma cultivar (M-SOY 8757) se mostrou como resistente.

Tais resultados demonstram a grande variabilidade, apesar de o procedimento de inoculação, substrato e tratos durante o ensaio ser uniformemente empregado a todos os genótipos do ensaio para a reação ao nematoide do cisto – a resposta foi variável dentre os genótipos do programa de melhoramento do LAGER/UFU.

Como genótipos promissores para resistência ao *Heterodera glycines*, apresentaram resistência moderada (MR) o genótipo BRSGO Raissa (testemunha resistente) – NF 9,5 e IF 17 e o genótipo 46 ou a linhagem F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N30, D10). Este último também obteve resistência parcial à ferrugem da soja (*Phakopsora pachyrhizi*) em trabalho de campo na geração na F4:5, em que foi avaliada a resistência parcial de genótipos de soja ao fungo e encontradas diferenças significativas entre os genótipos quanto ao número médio de pústulas e severidade, aos 12 dias após a inoculação (MARTINS; JULIATTI, 2012).

A variedade Engopa 316 RR - Sel. 4 (Genótipo 11) apresentou resistência ou tolerância em campo, em área infestada com nematoide do cisto sob inoculação natural (área contaminada), tendo também confirmado resistência na inoculação em casa de vegetação (NF 11 e IF 19,7). Como esse material é descrito por possuir característica suscetível ao nematoide raça 1, pode ser inferida uma possível mistura de sementes, durante a multiplicação do genótipo, que possivelmente não eram derivadas de uma linha pura.

Em relação ao genótipo 46 (linhagem F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N30, D10), provavelmente a sua resistência foi originária do parental IAC100, que apresenta em sua genealogia o cruzamento das cultivares americanas BRAGG x PI 229358 (ROSSETTO et al., 1989; VEIGA et al., 1999).

IAC100 foi criada com seleções realizadas na geração F3:4: além de possuir boa produtividade, apresenta ciclo precoce de 111 dias em média – é importante salientar que o genótipo IAC100 possui resistência a insetos sugadores (GILMAN et al., 1982; JONES; SULLIVAN, 1979).

Os autores reportaram que algumas introduções de planta que deram origem a esse genótipo demonstravam resistência à picada no ato de alimentação dos insetos; posteriormente foi confirmada a resistência de IAC100 sob ocorrência natural de infestações do complexo de percevejos da soja (*Piozodorus guildinii*, *Euschistus spp* e *Nezara viridula* (ROSSETTO, 1989; CARRO-PANIZZI; KITAMURA, 1995).

Essa cultivar possui duas introduções americanas as PI 229358 e PI 274454 em sua genealogia (CARRO-PANIZZI; KITAMURA, 1995), as quais possuem resistência comprovada ao complexo de percevejos presentes na América do Sul (PANIZZI et al., 2000) e no sul dos Estados Unidos (MCPHERSON; MCPHERSON, 2000). Possivelmente, pode-se inferir que existem no *background* do genótipo IAC100 alguns alelos para resistência ao nematoide do cisto que, durante a seleção no programa de melhoramento LAGER/UFU e com os avanços das gerações, permitiram a manifestação do seu efeito gênico para a resistência em algumas linhagens selecionadas – essa hipótese deve ser mais estudada para se entender as relações genéticas quantitativas, os genes que são relacionados a essa fonte de resistência e de que forma são repassadas entre as gerações posteriores.

O fato de haver um baixo número de genótipos resistentes do parental em IAC100 para o nematoide do cisto pode ser explicado pela natureza da herança de resistência ao NCS (quantitativa e complexa), envolvendo de três a quatro genes principais e vários genes menores (FERREIRA, 2007).

Juliatti et al. (2005), ao utilizarem a cultivar UFUS Impacta, proveniente de cruzamentos entre as cultivares Cristalina RCH e IAC100, constaram resistência parcial à *Phakopsora pachyrhizi*. Enquanto isso, Martins et al. (2007), ao avaliarem a severidade da ferrugem em casa de vegetação com diferentes genótipos, verificaram que o genótipo IAC100 obteve maior resistência. Silva et al. (2007), ao trabalharem em condições de campo, determinaram que a cultivar UFUS-Impacta também apresentou os menores valores de área

abaixo da curva de progresso de doença (AACPD) entre os genótipos avaliados para resistência à ferrugem da soja. Os parentais que deram origem aos genótipos neste trabalho, em sua maioria, se comportaram como suscetíveis ao NCS.

Convém salientar que o programa de melhoramento de soja LAGER/UFU inicialmente focou na resistência a ferrugem asiática e essa característica foi buscada nos parentais das linhagens desenvolvidas (geração F5:6), portanto o trabalho teve como função realizar o *screening* e o estudo inicial para respostas de resistência a patógenos de interesse a cultura da soja.

4.2 Avaliação genética da resistência

Em relação à Tabela 8, nota-se que nenhum dos genótipos resistentes para reação ao nematoide do cisto apresentou melhores médias na avaliação de volume de raiz (cm³), peso fresco e peso seco de raiz (g) – o peso fresco não acusou efeito significativo das médias (g) (p>0,05). Os dados experimentais podem inferir uma relação negativa entre a resistência genética ao nematoide do cisto e o desenvolvimento ou crescimento radicular.

TABELA 8. Valores de volume de raiz (cm³), peso fresco de raiz (g) e peso seco (g), em função do genótipo testado.

Genótipo	Peso seco de raiz (g)	Volume de raiz (cm ³)	Peso fresco de raiz (g)
1	0,18 b	1,70 b	2,21 ^{ns}
2	0,26 b	1,88 b	2,54
3	0,21 b	1,81 b	2,55
4	0,28 b	2,31 a	4,25
5	0,22 b	1,82 b	2,80
6	0,27 b	2,02 b	4,09
7	0,27 b	2,29 a	4,80
8	0,18 b	1,78 b	4,53
9	0,34 a	2,60 a	6,25
10	0,47 a	2,83 a	4,36
11	0,21 b	1,81 b	2,34
12	0,26 b	2,24 a	4,55
13	0,40 a	2,50 a	4,30
14	0,27 b	2,07 b	5,51
15	0,28 b	2,31 a	5,79
16	0,26 b	1,95 b	3,87
17	0,27 b	1,93 b	4,36
18	0,31 a	2,25 a	4,59
19	0,34 a	2,44 a	6,43
20	0,28 b	1,97 b	2,90
21	0,23 b	1,85 b	3,95
22	0,24 b	1,94 b	2,66
23	0,16 b	1,74 b	2,55

TABELA 7,
Cont.

24	0,18 b	1,47 b	4,56
25	0,22 b	1,71 b	3,85
26	0,24 b	1,87 b	3,19
27	0,28 b	2,06 b	3,91
28	0,24 b	1,91 b	3,94
29	0,18 b	1,82 b	2,90
30	0,30 b	2,17 a	3,38
31	0,12 b	1,54 b	1,53
32	0,22 b	1,83 b	2,81
33	0,21 b	1,77 b	3,89
34	0,32 a	2,15 a	7,91
35	0,20 b	1,75 b	3,59
36	0,22 b	1,91 b	4,20
37	0,27 b	2,31 a	4,82
38	0,40 a	2,48 a	5,12
39	0,26 b	2,10 b	4,10
40	0,34 a	2,62 a	6,44
41	0,25 b	1,92 b	4,80
42	0,32 a	2,34 a	5,55
43	0,23 b	2,09 b	4,27
44	0,31 a	2,28 a	3,99
45	0,18 b	1,91 b	2,46
46	0,24 b	2,05 b	3,67
47	0,32 a	2,17 a	4,95
48	0,48 a	2,74 a	4,22
49	0,36 a	2,51 a	5,56
50	0,46 a	2,67 a	3,05
51	0,27 b	2,00 b	4,44
52	0,32 a	2,09 b	5,55
53	0,22 b	1,81 b	3,71
54	0,26 b	1,97 b	4,46
55	0,22 b	2,00 b	2,29
56	0,29 b	1,78 b	6,19
57	0,28 b	2,02 b	3,33
58	0,27 b	2,31 a	6,20
59	0,33 a	1,98 b	5,21
60	0,43 a	2,38 a	6,55
61	0,26 b	1,93 b	3,77
62	0,21 b	1,97 b	3,31
63	0,32 a	2,21 a	3,46
64	0,32 a	2,00 b	4,87
65	0,25 b	2,15 a	5,50
66	0,27 b	2,19 a	4,08
67	0,21 b	2,00 b	5,43
68	0,24 b	1,67 b	3,49
69	0,28 b	2,52 a	5,26
70	0,36 a	2,27 a	5,45
71	0,19 b	1,80 b	3,83
72	0,18 b	1,76 b	3,82
73	0,27 b	2,10 b	4,66
74	0,25 b	2,09 b	4,43
75	0,28 b	1,93 b	4,25
76	0,17 b	1,99 b	3,91
77	0,27 b	2,23 a	3,84
78	0,25 b	2,06 b	3,15
79	0,36 a	2,63 a	4,86
80	0,33 a	2,53 a	7,36
81	0,26 b	2,23 a	3,76

TABELA 7,
Cont.

82	0,27 b	2,02 b	4,34
83	0,24 b	1,97 b	4,16
84	0,25 b	2,36 a	4,10
85	0,51 a	2,37 a	4,41
86	0,20 b	1,94 b	3,29
87	0,30 a	2,03 b	5,06
88	0,31 a	2,04 b	3,51
89	0,32 a	2,25 a	5,32
90	0,38 a	2,82 a	5,66
91	0,26 b	1,91 b	3,59
92	0,27 b	2,07 b	3,79
93	0,34 a	2,06 b	4,72
94	0,22 b	1,95 b	3,83
95	0,20 b	2,24 a	4,29
96	0,40 a	1,95 b	4,41
97	0,34 a	2,54 a	4,20
98	0,25 b	2,28 a	2,85
99	0,44 a	2,85 a	5,09
100	0,42 a	2,82 a	4,24
101	0,24 b	2,22 a	4,41
102	0,25 b	1,86 b	2,93
103	0,13 b	1,63 b	2,65
F	1,214	1,737	0,035
K-S	0,021	1,384	0,018
CV (%)	21.24	30.98	27.85

* ns = valores não tiveram diferença significativa no teste Scott-Knott a 5% ($p < 0,05$).

** Médias originais apresentadas, mas os valores foram transformados, sendo peso fresco (\sqrt{x}), peso seco (\sqrt{x}) e volume de raiz ($\log(x+1)$), respectivamente.

*** Médias seguidas de letras iguais, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott a 5% de probabilidade.

**** Valores de F e K-S, em negrito, significam variâncias homogêneas e resíduos com distribuição normal pelos testes de Levene's e Kolmogorov-Smirnov, respectivamente, ambos a 0,05 de significância.

Fonte: Elaboração do autor.

Na análise da variância genética, fenotípica e ambiental para as linhagens utilizando número de fêmeas (NF), volume de raiz (VRaiz), peso fresco de raiz (PFRaiz) e peso seco de raiz (Pseco), foram obtidos os coeficientes de determinação (H^2) (Tabela 9). Essas estimativas evidenciaram que as diferenças observadas em cada caractere (variável) foram predominantemente de natureza genética: um valor alto de 70,28 de coeficiente de determinação genotípica, como no caso de número de fêmeas (NF), indica a existência de grande variação genética para o caractere estudado.

Matsuo (2009) obteve resultado semelhante com relação ao coeficiente de determinação genotípica (93,63). Ele descreve, em seu referencial teórico, que os coeficientes abaixo de 0,7 ou 70% podem não influenciar na herdabilidade dos caracteres de resistência no experimento, em que as variações podem ter como fonte tanto pelo fator genético como pelo ambiental; portanto, valores nesse patamar são considerados de baixa magnitude e abertos a várias interpretações para se explicar os resultados, o que indica maior confiabilidade e

possibilidade de êxito nos métodos mais simples de melhoramento, buscando ganho de seleção (NASCIMENTO FILHO et al., 1994; ARAGÃO et al., 2001; MATSUO, 2009).

Os coeficientes das demais variáveis– 17,12 (PFRaiz), 50,69 (Pseco) e 45,07 (VRaiz) –foram considerados de baixa magnitude, quando se busca utilizar tais caracteres para dar continuidade ao programa de seleção genética. Essas variáveis ou caracteres podem estar relacionadas à influência ambiental, na caracterização para resistência ao nematoide do cisto da soja, tornando-se elementos de diretrizes duvidosos, caso haja interesse em seguir a seleção de progênies visando à resistência genética em função desses fatores.

TABELA 9. Coeficiente de determinação genotípica H^2 de diferentes caracteres avaliados em genótipos de soja inoculados artificialmente com *Heterodera glycines*.

Caracteres	H^2
Número de fêmeas (NF)	70,28
Peso fresco de raiz (PFRaiz)	17,12
Peso seco de raiz (Pseco)	50,69
Volume da raiz (VRaiz)	45,07

Fonte: Elaboração do autor.

Nas estimativas dos coeficientes de correlação fenotípica (r_f) (Tabela 10), apesar de obterem significância ($p < 0,05$), os valores foram de baixa magnitude ($< 0,70$). Não houve correlação entre os dados de NF x PFRaiz, NF x VRaiz, NF x PSec e PFRaiz X VRaiz, e sim entre PFRaiz x PSec e VRaiz x PSec, sendo que o coeficiente de correlação genotípico (r_g) foi maior que o fenotípico para ambas as situações. Isso evidencia a forte relação genética entre os dois fatores nas duas correlações estudadas, mas sem aplicação à seleção para resistência ao *Heterodera glycines*.

Como esses caracteres não tiveram correlação com o número de fêmeas (NF), que é a principal variável ou caractere para avaliar a resistência genética para NCS, eles não devem ser usados como parâmetros para seleção futura. Segundo Cruz et al. (2004) e Matsuo (2009), em pares de variáveis cujo coeficiente de correlação genética seja favorável, é possível obter ganhos para um deles por meio da seleção indireta no outro, devido ao efeito pleiotrópico dos genes.

TABELA 10. Correlações fenotípicas (r_f), genotípicas (r_g) e ambientais (r_a) entre quatro caracteres ou variáveis (número de fêmeas – NF, peso fresco de raiz – PFRaiz, peso seco de raiz – PSec e volume de raiz – VRaiz) obtidos para os 103 genótipos.

Caracteres	r_f	r_g	r_a
NF x PFRaiz	0,16 ^{ns}	0,45	0,01
NF x VRaiz	0,23*	0,52	-0,06
NF x PSec	0,36**	0,56	0,06
PFRaiz x VRaiz	0,15 ^{ns}	0,00	0,06
PFRaiz x PSec	0,52**	0,85	0,41
VRaiz x PSec	0,48**	0,74	0,38

ns. Não significativo

**, *. Significativo a 1 e 5% de probabilidade, pelo teste t, respectivamente.

Fonte: Elaboração do autor.

Com relação à análise da correlação simples de Pearson entre as variáveis analisadas (Tabela 11), obteve-se ou houve associação positiva e significativa entre as variáveis ou caracteres peso seco e volume de raiz, mas reforçando os resultados anteriores e retomando sua baixa importância para ganhos no processo de seleção genética em virtude da resistência ao nematoide do cisto.

Yamashita et al. (1999), ao avaliarem genótipos de soja para resistência à *Meloidogyne javanica*, descobriram que o genótipo Sel. Stewart obteve fator de reprodução (FR) de 48,5 e peso fresco radicular de 18,14 g, enquanto o genótipo Kitamusume conseguiu FR de 47,8 e peso fresco de 5,23 g. Isso demonstra que a relação de peso de raiz e fator de reprodução é inerente do genótipo, ao passo que sua reação é específica ao nematoide estudado.

TABELA 11. Coeficientes de correlação de Pearson entre as variáveis em estudo.

Caracteres	ρ
NF x PFRaiz	0,1272 ^{ns}
NF x VRaiz	0,339**
NF x PSec	0,355**
PFRaiz x VRaiz	0,476**
PFRaiz x PSec	0,4781**
VRaiz x PSec	0,7523**

**, *. Significativo a 1 e 5% de probabilidade, pelo teste t.

Fonte: Elaboração do autor.

Os programas de melhoramento de soja precisam produzir novas cultivares com resistência oriunda de outras fontes; logo, trabalhos nessa área são de extrema importância para o futuro dos programas de resistência ao NCS.

Destarte, sabe-se que a raça 3 do NCS está disseminada em todas as regiões produtoras de soja do Brasil. Os dados obtidos neste trabalho necessitam de confirmação em novos ensaios ou testes de genótipos de soja resistentes à raça 3 e outras de *H. glycines*, em função da elevada variabilidade desses índices (NIBLACK et al., 2006).

5 CONCLUSÕES

1 - Existem genes de interesse no germoplasma brasileiro, como a cultivar IAC100, para serem estudados quanto à resistência ao nematoide do cisto;

2 - A linhagem 46 (F5:6 BRSGO Caiapônia X IAC100, PL 36 (N30, D10)), oriunda do programa de melhoramento genético do Laboratório de Germoplasma da UFU (LAGER/UFU), apresenta moderada resistência ao nematoide do cisto raça 3;

3 - O número de fêmeas (NF) e o índice de fêmeas (IF) são caracteres mais confiáveis para a caracterização da resistência genética ao NCS, com H^2 (coeficiente de determinação genotípica) com valor de 70,28.

6 REFERÊNCIAS

- ABAD, P.; FAVERY, B.; ROSSO, M. N.; CASTAGNONE-SERENO, P. Root-knot nematode parasitism and host response: molecular basis of a sophisticated interaction. **Molecular Plant Pathology**, London, v. 4, n. 4, p. 217-224, 2003.
- AGRIOS, G. N. **Plant Pathology**. San Diego: Academic Press, 1988.
- AKTHAR, M.; MAHMOOD, I. Effect of *Mononchus aquaticus* and organic amendments on chili. **Nematologia Mediterrânea**, v. 21, n. 2, p. 251-252, 1993.
- ALMEIDA, A. M. R. et al. Doenças da soja (*Glycine max* L.). In: KIMATI, H. et al. **Manual de fitopatologia (doenças das plantas cultivadas)**. São Paulo: Ed. Agronômica Ceres, 1997.
- ALVES, T. C. U. **Reação de cultivares de soja aos nematoides das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus***. 2008. 36 p. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical) – Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá, 2008.
- ANAND, S. C.; BRAR, G. S. Response of soybean lines to differentially selected cultures of soybean cyst nematode. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 15, n. 1, p. 120-123, 1983.
- ANAND, S. C.; GALLO, K. M.; BARKER, I. A.; HARTWIG, E. E. Soybean plant introductions with resistance to races 4 or 5 of soybean cyst nematode. **Crop Science**, Madison, v. 28, p. 563-564, 1988.
- ANAND, S. C. Genetic diversity for resistance to *Heterodera glycines* race 5 in soybean. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 26, p. 76-79, 1994.
- ANDRADE, P. J. M.; ASMUS, G. L. Disseminação do nematoide do cisto da soja (*Heterodera glycines*) pelo vento durante o preparo do solo. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 21, n. 1, p. 98-100, 1997.
- ANDRADE, P. J. M.; ASMUS, G. L.; SILVA, J. F. V. Um novo sistema para detecção e contagem dos cistos de *Heterodera glycines* recuperados de amostras de solo. **Fitopatologia Brasileira**, Brasília, v. 20 (supl.), p. 358, 1995.
- APROSOJA. **A história da soja**. 2014. Disponível em: <<http://www.aprosoja.com.br/sobre-a-soja/a-historia-da-soja/>>. Acesso em: 10 dez. 2014.
- ARAGÃO, W. M.; BOAVENTURA, R. F.; ARAGÃO, R. R. B.; BARROS, K. B. R. Variabilidade e correlações entre caracteres morfológicos reprodutivos em cultivares de coqueiro-anão (*Cocos nucifera* L., var. nana). **Agrotropica**, [s.l.], v. 13, n. 1, p. 27-32, 2001.
- ARAÚJO, F. G. **Aspectos da biologia e manejo do nematoide do cisto da soja**. 90 p. 2013. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2013.
- ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. B. Effect of population of *Heterodera glycines* race 3 on leaf area, photosynthesis and yield of soybean. **Fitopatologia Brasileira**, [s.l.], v. 27, n. 3, p. 273-278, 2002.

AZEVEDO, E. Riscos e controvérsias na construção social do conceito de alimento saudável: o caso da soja. **Revista Saúde Pública**, [s.l.], v. 4, n. 45, p. 781-788, 2010.

BALDWIN, J. G.; MUNDO-OCAMPO, M. Heteroderinae, cyst and non-cist-forming nematodes. In: NICKLE, W. R. **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991.

BASSO, S. M. S. **Caracterização morfológica e fixação biológica de nitrogênio de espécies de Adesmia DC. e Lótus L.** 268 p. 1999. Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1999.

BORÉM, A.; MIRANDA, G. V. **Melhoramento de plantas**. 4. ed. Viçosa: UFV, 2005.

BRIM, C. A.; ROSS, J. P. Registration of Pickett soybeans. **Crop Science**, Madison, v. 6, p. 305, 1966.

BRITO, C. H. de; SEDIYAMA, T.; POZZA, E. A.; DIAS, W. P. Níveis de inóculo e época para avaliações de *H. glycines* (Ichinohe) em soja. **Ciência e Agrotecnologia**, [s.l.], v. 23, n. 4, p. 836-840, 1999.

BRITO, G. G. *Xiphinema americanum* (Cobb, 1913) (Dorylaimida: Longidoridae): espécie-praga quarentenária para o Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, n. 1, p. 12, 2005.

BRUECKER, E.; NIBLACK, T.; KOPISCH-OBUCH, F.; DIERS, B. The effect of rhg1 on reproduction of *Heterodera glycines* in the field and greenhouse and associated effects on agronomic traits. **Crop Science**, Madison, v. 45, p. 1721-1727, 2005.

CALDWELL, B. E.; BRIM, C. A.; ROSS, J. R. Inheritance of resistance of soybeans to the cyst nematode, *Heterodera glycines*. **Agronomy Journal**, [s.l.], v. 52, n. 11, p. 635-636, 1960.

CARES, J. E.; BALDWIN, J. G. Nematoides formadores dos cistos do gênero *Heterodera*. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, [s.l.], v. 3, p. 29-84, 1995.

CARRO-PANIZZI, M. C.; KITAMURA, K. Isoflavone content in Brazilian soybean cultivars. **Breeding Science**, v. 45, p. 295-300, 1995.

CARVALHO, V. P. **Identificação de marcadores moleculares para a resistência ao nematoide do cisto da soja [*Heterodera glycines* (Ichinohe)]**. 1999. Dissertação (Doutorado) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 1999.

CHITWOOD, B. G. The English word “nema” revised. **Systematic Zoology in Nematology**, [s.l.], v. 4, n. 45, p. 1619, 1999.

CONAB. Companhia Nacional do Abastecimento. **Acompanhamento da safra brasileira: safra 2013/2014. Décimo primeiro levantamento, agosto de 2014.** Disponível em: <http://www.conab.gov.br/conabweb/download/safra/estudo_safra.pdf>. Acesso em: 6 nov. 2014.

- CUNHA, R. P.; MAIA, G. L.; RODACKI, M. E. P.; SILVA, G. S.; MEYER, M. C. Ciclo devida de *Heterodera glycines* raça 9 em soja no estado do Maranhão. **Summa Phytopathol**, Botucatu, v. 34, n. 3, p. 262-264, 2008.
- CRUZ, C. D. Programa **GENES**: Versão Windows; Aplicativo Computacional em Genética e Estatística. Viçosa: UFV, 2001. 648p
- CRUZ, C. D.; REGAZZI, A. J.; CARNEIRO, P. C. S. **Modelos biométricos aplicados ao melhoramento genético**. 3. ed. Viçosa: Editora da UFV, 2004. v. 1. 480p.
- DA SILVA, J. A. L.; NETO, L. M. O.; CARVALHO, E. M. S. **Levantamento da ocorrência do nematoide do cisto da soja (*Heterodera glycines*) em áreas de cultivo de soja (*Glycine max*) no cerrado do Piauí** – comunicado técnico n. 6. Teresina: UFPI, 2006.
- D’ADDABBO, T. The nematicidal effect of organic amendments: a review of the literature, 1982-1994. **Nematologia Mediterrânea**, [s.l.], n. 23, p. 299-305, 1995.
- DIAS, W. P.; SILVA, J. F. V.; KIIHL, R. A. S.; HIROMOTO, D. M.; ABDELNOOR, R. V. Quebra da resistência da cv. Hartwig por população de campo do nematoide de cisto da soja (*Heterodera glycines*). **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 33, p. 971-973, 1998.
- DIAS, W. P.; FERRAZ, S.; SILVA, A. A.; LIMA, R. D.; VALLE L. A. C. Hospedabilidade de algumas ervas daninhas ao nematoide do cisto da soja. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 19, p. 9-14, 1995.
- DIAS, W. P.; CAMPOS, V. P.; ARIAS, C. A. A.; KIIHL, R. A. S.; TOLEDO, J. F. F. Genetic control in soybean of resistance to soybean cyst nematode race 4⁺. **Euphytica**, [s.l.], v. 145, p. 321-329, 2005.
- DIAS, W. P.; SILVA, J. F. V.; GARCIA, A.; CARNEIRO, G. E. S. Nematoides de importância para a soja no Brasil. In: **Boletim de Pesquisa de Soja 2007**. Rondonópolis: Fundação MT, 2007.
- DIAS, W. P.; SILVA, J. F. V.; CARNEIRO, G. E. S.; GARCIA, A.; ARIAS, C. A. A. Nematoides do cisto da soja: biologia e manejo pelo uso da resistência genética. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 33, p. 1-16, 2009.
- DI MAURO, A.O.; OLIVEIRA, A. L.; DI MAURO, S. M. Z. Genetics of resistance to soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe (race 3), in a Brazilian soybean population. **Genetic Molecular Biology**, [s.l.], v. 22, p. 1415-1422, 1999.
- DHINGRA, O. D.; MENDONÇA, H. L.; MACEDO, D. M. Doenças e seu controle. In: SEDIYAMA, T. (Ed.). **Tecnologias de produção e usos da soja**. Londrina: Mecnas, 2009.
- ECONOMIST. **Brazil and China falling out of love**, 2005. Disponível em: <<http://www.economist.com>>. Acesso em: 10 jan. 2014.
- EMBRAPA. **Tecnologias de produção de soja**: região central do Brasil – 2004. Disponível em: <<http://www.cnpso.embrapa.br/producaosoja/SojanoBrasil.html>>. Acesso em: 5 jan. 2015.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja. Tecnologia de produção de soja no Paraná – 2007. **Sistema de Produção**, Londrina, n. 10, 2006.

EMBRAPA. Centro Nacional de Pesquisa de Soja. Tecnologia de produção de soja na região central do Brasil – 2007, **Sistema de Produção**, Londrina, n. 11, 2006.

EMBRAPA CERRADOS. **Novas cultivares de soja resistentes ao nematoide de cisto**. Planaltina, 2006. (Folder)

EMBRAPA. **Tecnologias de produção de soja**: região central do Brasil – 2007. Londrina: Embrapa Soja; Embrapa Cerrados; Embrapa Agropecuária Oeste, 2007.

EMBRAPA. **Cultivares 2011**. Disponível em: <<http://www.cnpso.embrapa.br/download/cultivares2010/LIVRETO1.pdf>>. Acesso em: 8 jan. 2015.

EMBRAPA. **Tecnologias de produção de soja**: região central do Brasil – 2012 e 2013. **Sistema de Produção**, Londrina, n. 15, p. 1-261, 2011.

EMBRAPA. **Tecnologias de produção de soja**: região central do Brasil – 2014. Londrina: Embrapa Soja; Embrapa Cerrados; Embrapa Agropecuária Oeste, 2014.

FRAGOSO, R. R.; LOURENÇO, I. T.; VIANA, A. A. B.; SOUZA, D. S. L.; ANDRADE, R. U.; MEHTA, A.; BRASILEIRO, A. C. M.; PINTO, E. R. C.; LIMA, L. M.; ROCHA, T. L.; SA, M. F. G. **Interação molecular planta-nematoide**. Planaltina: Embrapa Cerrados, 2007.

FERRAZ, L. C. B. As meloidoginoses da soja: passado, presente e futuro. In: SILVA, J. F. V. **Relações parasito-hospedeiro nas meloidoginoses da soja**. Londrina: Embrapa Soja; Sociedade Brasileira de Nematologia, 2001.

FERRAZ, L. C. C. B.; MONTEIRO, A. R. Nematoides. In: BERGAMIN FILHO, A.; KIMATI, H.; AMORIM, L. **Manual de Fitopatologia**. 3. ed. São Paulo, Agronômica Ceres, 2005. v. 1.

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

FERREIRA, A. D. **Reação de genótipos de soja e milho ao nematoides das lesões radiculares *Pratylenchus brachyurus***. 2010. 59 p. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Universidade Federal do Goiás, Goiânia, 2010.

FERREIRA, D. F. Análises estatísticas por meio do Sisvar para Windows versão 4.0. In: REUNIÃO ANUAL DA REGIÃO BRASILEIRA DA SOCIEDADE INTERNACIONAL DE BIOMETRIA, 45., 2000, São Carlos. **Anais...** São Carlos: UFSCar, 2000.

FERREIRA, N. P. **Reação de genótipos de soja do programa de melhoramento da Universidade Federal de Uberlândia ao fitonematoide *Heterodera glycines* raça 3**. 2007. 33 p. Dissertação (Mestrado em Fitopatologia) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2007.

FMC. **Minúsculos e desafiadores**, 2014. Disponível em:
<<http://www.nematoides.com.br/blog>>. Acesso em: 20 jan. 2015.

GAL, T. Z.; AUSSENBERG, E. R.; BURDMAN, S.; KAPULNIK, Y.; KOLTAI, H.
Expression of a plant expansion is involved in the establishment of root knot nematode parasitism in tomato. **Planta**, Berlin, v. 224, n. 1, p. 155-162, 2006.

GILMAN, D. F.; MCPHERSON, R. M.; NEWSOM, L. D.; HERZOG, D. C.; WILLIAMS, C.
Resistance in soybeans to the southern green stink bug. **Crop Science**, Madison, v. 22, n. 3, p. 573-576, 1982.

GOLDEN, A.M.; EPPS, J. M.; RIGGS, R. D.; DUCLOS, L. A.; FOX, J. M.; BERNARD, R. L.
Terminology an identity of infraspecific forms of the soybean cyst nematode (*Heterodera glycines*). **Plant Disease Reporter**, [s.l.], v. 54, p. 544-546, 1970.

GOLDEN, A. M.; MEDINA, M. R. A. *Heterodera glycines* en soya y frijol en el Valledel Cauca, Colombia. **Nematrópica**, [s.l.], v. 13, p. 229-237, 1983.

GURLEY, T. Sequence organization of the soybean genome. **Biochemical Biophysics**, Acta, v. 561, p. 167-183, 1979.

HANCOCK, J. A.; HANCOCK, F. G.; CAVINESS, C. E.; RIGGS, R. D. Genetics of resistance in soybean to “race x” of soybean cyst nematode. **Crop Science**, Madison, v. 27, p. 704-707, 1987.

HARTWIG, E. E.; EPPS, J. M. Dyer soybeans. **Crop Science**, Madison, v. 8, p. 402, 1972.

HUNT, D. J.; LUC, M.; MANZANILLA-LÓPES, R. H. Identification, morphology and biology of plant parasitic nematodes. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Eds.) **Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture**. United Kingdom: Biddles Ltd, King’s Lynn (CABI Publishing), 2005.

HUSSEY, R.; DAVIS, E.; BAUM, T. Secrets in secretions: genes that control nematode parasitism of plants. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, Piracicaba, v. 14, n. 3, p. 183-194, 2002.

JONES, W. A.; SULLIVAN, M. J. Soybean resistance to the southern green stink bug, *Nezara viridula*. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 72, n. 4, p. 628-632, 1979.

JULIATTI, F. C.; POLIZEL, A. C.; BALARDIN, R. S.; VALE, F. X. R. Ferrugem da soja: epidemiologia e manejo para uma doença reemergente. **Revisão Anual de Patologia de Plantas**, [s.l.], v. 13, p. 351-395, 2005.

KAPLAN, M.; J. P. NOE. Effect of chicken-excrement amendments on *Meloidogyne arenaria*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 25, n. 1, p. 71-77, 1993.

KONDO, E.; ISHIBASHI, N. Ultrastructural changes associates with the tanning process in the cyst wall of the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines* Ichinohe. **Applied Entomology Zoological**, [s.l.], v. 10, p. 247-253, 1975.

LAURITIS, J. A.; REBOIS, R. V.; GRANEY, I. S. Development of *Heterodera glycines* Ichinohe on soybean *Glycine max.* (L.) Merr., under gnotobiotic conditions. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 15, n. 2, p. 272-281, 1983.

LEE, J. S.; VERMA D. P. S. Structure and chromosomal arrangement of leghemoglobin genes in kidney bean suggest divergence in soybean leghemoglobin gene loci following tetraploidization. **Emboldic Journal**, [s.l.], v. 3, p. 2745-2752, 1984.

LI, Y.; CHEN, S.; YOUNG, N. D. Effect of the *rgl1* gene on penetration, development and reproduction of *Heterodera glycines* race 3. **Nematology**, Leiden, v. 6, n. 5, p. 729-736, 2004.

LIMA, R. D.; FERRAZ, S.; SANTOS, J. M. Ocorrência de *Heterodera* sp., em soja no Triângulo Mineiro. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 16, n. 1/2, p. 101, 1992 (Resumos).

LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A.; QUAGGIO, J. A. Ocorrência do nematoide do cisto da soja (*Heterodera glycines*) no Brasil. **Revista de Agricultura**, [s.l.], v. 67, n. 3, p. 223-225, 1992.

LORDELLO, A. I. L.; LORDELLO, R. R. A.; QUAGGIO, J. A. Ocorrência do nematoide do cisto da soja (*Heterodera glycines*) no Brasil. **Revista de Agricultura**, v. 67, n. 3, p. 223-225, 1992.

LUEDDERS, V. D.; WILLIAMS, L. F.; MATSON, A. Registration of cluster soybeans. **Crop Science**, Madison, v. 8, p. 402, 1968.

LUEDDERS, V. D.; ANAND, S. C. Attempt to selected cyst nematode population on soybean plant introduction 437654. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 21, p. 264-267, 1989.

MAHALANOBIS, P. C. On the generalized distance in statistics. NATIONAL INSTITUTE OF SCIENCES OF INDIA, 2., 1936, Mumbai. **Proceedings...** Mumbai, 1936.

MARTINS, J. A. S.; JULIATTI, F. C. Controle genético da resistência parcial à ferrugem asiática da soja *Acta scientiarum*. **Acta Science Agronomy**, Maringá, v. 36, n. 1, p. 12, 2012.

MATSON, A. L.; WILLIAMS, L. F. Evidence of a fourth gene for resistance to the soybeans cyst nematode. **Crop Science**, Madison, v. 5, n. 5, p. 477, 1965.

MATSUO, E. **Estratégia para análise do comportamento de genótipos de soja ao nematoide dos cistos (*Heterodera glycines*)**. 2009. 104 p. Dissertação (Mestrado em Genética e Melhoramento) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2009.

MCPHERSON, R. M.; BUSS, G. R.; ROBERTS, P. M. Assessing stink bug resistance in soybean lines containing genes from germplasm IAC100. **Journal of Economic Entomology**, College Park, v. 100, n. 4, p. 1456-1463, 2007.

MCPHERSON, J. E.; MCPHERSON, R. M. Stink bugs of economic importance in America and north of Mexico. **CRC**, Boca Ratón, Cross Ref., p. 25, 2000.

MENDES, M. L.; MACHADO, C. C. **Levantamento preliminar da ocorrência do nematoide do cisto da soja (*Heterodera glycines* Ichinohe), no Brasil**. Londrina: Embrapa; CNPSo, 1992.

MENDES, M. L.; DICKSON, D. W. Detection of *Heterodera glycines* on soybean in Brazil. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 77, n. 5, p. 499-500, 1993.

MEYER, S. L. F.; HUETTEL, R. N.; SAYRE, R. M. Isolation of fungi from *Heterodera glycines* and in vitro bioassays for antagonism to eggs. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 22, p. 532-537, 1990.

MONTEIRO, A. R.; MORAES, S. R. A. C. Ocorrência do nematoide do cisto da soja, *Heterodera glycines* Ichinohe, 1952, prejudicando a cultura no Mato Grosso do Sul. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 16, n. 1/2, p. 101, 1992. (Resumos)

MOORE, W. F.; BOST, S. C.; BREWER, F. L.; DUN, R. A.; ENDO, B. Y.; GRAU, C. R.; HARDMAN, L. L.; JACOBSEN, B. J.; LEFFEL, R.; NEWMAN, M. A.; NYVALL, R. F.; OVERSTREET, C.; PARKS, C. L. Soybean cyst nematode. **Soybean Industry Resource Committee**, Washington, 1984.

MORGAN-JONES, G.; RODRIGUES-KABANA, R. Fungi associated with eggs of *Heterodera glycines* in an Alabama soil. **Nematrópica**, [s.l.], v. 11, p. 69-74, 1981a.

MORGAN-JONES, G.; GINTIS, G. O.; RODRIGUES-KABANA, R.. Fungal colonization of *Heterodera glycines* cyst in Arkansas, Florida, Mississippi na Missouri soils, **Nematrópica**, [s.l.], v. 11, p. 155-164, 1981b.

MYERS, G. O.; ANAND, S. C. Inheritance of resistance and genetic relationships among soybean plant introductions to races of soybean cyst nematode. **Euphytica**, [s.l.], v. 55, p. 197-201, 1991.

NASCIMENTO FILHO, F. J.; GARCIA, T. B.; CRUZ, C. D. Estimativa de parâmetros genéticos em clones de guaranazeiro. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 29, n. 1, p. 91-96, 1994.

NIBLACK, T. L. P. R.; ARELLIYOUNG, L. D.; KILLEN, T. C. Genetic relationships among introductions for resistance to soybean cyst nematode race 5. **Crop Science**, Madison, v. 34, p. 936-939, 1994.

NIBLACK, T. L.; ARELLI, P. R.; OPPERMAN, C. H.; ORF, J. H.; SCHIMMITT, D. P.; SHENNON, J. G.; TYLKA, G. L. A revised classification scheme for genetically diverse populations of *Heterodera glycines*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 34, n. 4, p. 279-288, 2002.

NIBLACK, T. L.; LAMBERT, K. N.; TYLKA, G. L. A model plant pathogen from the kingdom Animalia: *Heterodera glycines*, the soybean cyst nematode. **Annual Review of Phytopathology**, [s.l.], v. 44, p. 283-303, 2006.

NOEL, G. R.; MENDES, M. L.; MACHADO, C. C. Distribution of *Heterodera glycines* races in Brazil. **Nematrópica**, [s.l.], v. 24, p. 63-68, 1994.

OMC. Organização Mundial do Comércio. **Previsões**. Disponível em: <<http://www.wto.org>>. Acesso em: 10 jan. 2015.

PANIZZI, A. R.; PARRA, J. R. P.; SANTOS, C. H.; CARVALHO, D. R. Rearing the southern green stink bug using an artificial dry diet and an artificial plant. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 35, p. 1709-1715, 2000.

QIU, B. X.; SLEPER, D. A.; RAO-ARELLI, A. P. Genetic and molecular characterization of resistance to *Heterodera glycines* race isolates 1, 3, and 5 in Peking. **Euphytica**, [s.l.], v. 96, p. 225-231, 1997.

RAO-ARELLI, A. P.; ANAND, S. C. Genetic relationships among soybean plant introduction for resistance to race 3 of soybean cyst nematode. **Crop Science**, Madison, v. 28, p. 650-652, 1988.

RAO-ARELLI, A. P.; ANAND, S. C.; WRATHER, J. A. Soybean resistance to soybean cyst nematode race 3 is conditioned by an additional dominant gene. **Crop Science**, Madison, v. 32, p. 862-864, 1992.

RAO-ARELLI, A. P. Inheritance of resistance to *Heterodera glycines* race 3 in soybean accessions. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 78, p. 898-900, 1994.

RIBEIRO, N. R. **Avaliação de espécies vegetais e cultivares de soja para a composição de esquemas de rotação ou sucessão de culturas para o manejo de *Pratylenchus brachyurus***. 2009. 85 p. Tese (Doutorado em Agronomia) – Universidade Estadual de Londrina, Londrina, 2009.

RIBEIRO, N. R.; DIAS, W. P.; SANTOS, J. M. Distribuição de fitonematoides em regiões produtoras de soja do estado de Mato Grosso. In: **Boletim de Pesquisa de Soja 2010**, Fundação Mato Grosso, p. 289-296, 2010.

RIBEIRO, N. R.; MIRANDA, D. M.; FAVORETO, L. Nematoides: um desafio constante. In: **Boletim de Pesquisa de Soja 2011**, Fundação Mato Grosso, p. 400-414, 2011.

RIGGS, R. D.; SCHMITT, D. P. Complete characterization of the race scheme for *Heterodera glycines*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 20, n. 3, p. 392-395, 1988.

RIGGS, R. D.; SCHMITT, D. P. Optimization of the *Heterodera glycines* race test procedure. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 23, p. 149-154, 1991.

RIGGS, R. D.; WRATHER, A. J. Biology and Management of the soybean cyst nematode. **The American Phytopathological Society**, [s.l.], p. 15-23, 1992.

RIGGS, R. D. Host range. In: RIGGS, R. D.; WRATHER, J. A. (Eds.). **Biology and management of the soybean cyst nematode**. Saint Paul: The American Phytopathological Society, 1992.

- RIGGS, R. D.; SCHMITT, D. P.; YUE, P.; SLEPER, D. A.; RAO-ARELLI, A. P. Genetic analysis of resistance to soybean cyst nematode in PI438489B. **Euphytica**, [s.l.], v. 116, p. 181-186, 2000.
- ROBERTS, P. A. **Concepts and consequences of resistance**. In: STARR, J. L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.) Plant resistance to parasitic nematodes. Wallingford: CAB International, p. 23-41, 2002.
- ROCHA, M. R.; ANDERSON, T.; WELACKY, T. Effect of harvest timing on *Heterodera glycines* race and HG type characterization. **Nematologia Brasileira**, v. 28, n. 2, p. 167-171, 2004.
- ROCHA, M. R.; ANDERSON, T. R.; WELACKY, T. W. Effect of inoculation temperatures and soybean genotype on root penetration and establishment of *Heterodera glycines*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 4, n. 4, p. 282-285, 2008.
- ROSS, J. P. Physiological strains of *Heterodera glycines*. **Plant Disease Reporter**, [s.l.], v. 46, p. 766-769, 1962.
- ROSSETTO, C. J.; TISSELLI FILHO, O.; CIONE, J.; GALLO, P. B.; RAZERA, L. F.; TEIXEIRA, J. P. F.; BORTOLETTO, N. **SOJA IAC-100**. Campinas: Instituto Agrônômico, 1989. (Folder)
- MARTINS, J. A. S.; JULIATTI, F. C.; SANTOS, V. A.; POLIZEL, A. C.; HAMAWAKI, O. T. Caracteres epidemiológicos e uso da análise de agrupamento para resistência parcial à ferrugem da soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 42, n. 3, p. 443-447, 2007.
- SCHMITT, D. P.; NOEL, G. R. Nematodes' parasites of soybean. In: NICKLE, W. R. (Ed.) **Plant and insect nematode**. New York: Marcel Dekker, 1984.
- SCHMITT, D. P.; SHANNON, G. Differentiating soybean responses to *Heterodera glycines* races. **Crop Science**, Madison, v. 32, p. 275-277, 1992.
- SCHNEPF, R. D.; DOHLMAN, E.; BOLLING, C. Agriculture in Brazil and Argentina, WRS-01-3. Washington: Economic Research Service, USDA, 2001.
- SILVA, F. A. S.; AZEVEDO, C. A. V. de. Principal components analysis in the software assistat-statistical assistance. In: WORLD CONGRESS ON COMPUTERS IN AGRICULTURE, 7., 2009, Reno. **Proceedings...** Reno, 2009. 1 CD-ROM.
- SILVA, J.A.L. **Identificação de raças fisiológicas de *Heterodera glycines* Ichinohe e avaliação da resistência de genótipos de soja [*Glycine max* (L.) Merrill]**. 1998. 58p. Tese (Doutorado em Fitotecnia) – Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 1998.
- SILVA, J. A. L.; SEDIYAMA, T.; CECON, P. R. Avaliação da resistência de 22 variedades e genótipos americanos e nacionais de soja à *Heterodera glycines*, raça 3. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 23, n. 2, p. 15-19, 1999.

SILVA, M. F.; SCHUSTER, I.; CERVIGNI, G. D. L.; SILVA, J. F. V.; DIAS, W. P.; FERREIRA, A.; BARROS, E. G.; MOREIRA, M. A. Inheritance of resistance to soybean cyst nematode races 3 and 14 in soybean RIL and F2 population. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, [s.l.], v. 42, n. 12, p. 1735-1740, 2007.

SILVA, V. A. S.; JULIATTI, F. C.; SILVA, L. A. S. Interação entre resistência genética parcial e fungicidas no controle da ferrugem asiática da soja. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 42, n. 9, p. 1261-1268, 2007.

SINCLAIR, J. B.; BACKMAN, P. A. **Compendium of soybean diseases**. 3. ed. Saint Paul: APS Press, 1989.

SHURTLEFF, W.; AOYAGI, A. History of fermented soymilk and its products: history of soybeans and soyfoods: 1100 B. C. to the 1980s. **Soyfoods Center**, Lafayette, [s.n.], p. 10, 2004.

SKORUPSKA, H.; ALBERTSEN, M. C.; LANGHOLZ, K. D.; PALMER, R. G. Detection of ribosomal-RNA genes in soybean, (*Glycine max* (L) Merr., by in situ hybridization. **Genome** 32:p. 1091-1095, 1989.

SOPHER, H. E.; YOUNG, A. W.; CAVE, B. M.; LEE, A.; PEARSON, K. On the distribution of the correlation coefficient in small samples – appendix II to the papers of “Student” and R. A. Fisher: a co-operative study. **Biometrika**, [s.l.], v. 11, p. 328-413, 1917.

THOMAS, J. D.; CAVINESS, C. E.; RIGGS, R. D.; HARTWIG, R. R. 1975. Inheritance of reaction to race 4 of soybean cyst nematode. **Crop Science**, Madison, v. 15, p. 208-210, 1975.

TODD, T. C.; PEARSON, C. A. S. Establishment of *Heterodera glycines* in three soil types. **Annual Applied Nematology**, [s.l.], v. 2, p. 57-60, 1988.

TRIANANTAPHYLLOU, A. C.; IRSCHMANN, H. Oogenesis and mode of reproduction in the soybean cyst nematode, *Heterodera glycines*. **Nematology**, [s.l.], v. 7, n. 1, p. 235-241, 1962.

TURNER, S. J.; ROWE, J. A. Cyst nematodes In: PERRY, R. N.; MOENS, M. (Eds.) **Plant Nematology**. United Kingdom: Biddles Ltd., King’s Lynn (CABI Publishing), 2006.

USDA. United States Department of Agriculture. **Overview**. 2015. Disponível em: <<http://www.ers.usda.gov/topics/crops/soybeans-oil-crops.html>>. Acesso em: 5 jan. 2015.

VERNETTI, F. J. **Soja planta, clima, pragas, moléstias e invasoras; genética e melhoramento**. Campinas: Fundação Cargill, 1983. v. I e II.

VEIGA, R. F. A.; ROSSETTO, C. J.; RAZERA, L. F.; GALLO, P. B.; BORTOLETTO, N. MEDINA, F. P.; TISSELLI FILHO, O.; CIONE, J. **Caracterização Morfológica e Agrônômica do Cultivar de Soja IAC 100**. Boletim Técnico, 177, Campinas: Instituto Agrônômico, 1999.

- YAMASHITA, O. M.; SILVA, J. F. V.; DIAS, W. P.; GOULART, A. M. C. Reação de genótipos de soja tipo alimento ao nematoide do cisto de soja, *Heterodera glycines* e ao nematoide de galha, *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, [s.l.], v. 23 n. 1, p.17-24, 1999.
- YORINORI, J. T. Soja [*Glycine max* (L.) Merrill] – Controle de doenças. In: VALE, F. X. R.; ZAMBOLIM, L. (Eds.). **Controle de doenças de plantas: grandes culturas**. Viçosa: Editora da UFV; Brasília: Ministério da Agricultura e do Abastecimento, 1997. v. 2.
- YORINORI, J. T. Controle integrado das principais doenças da soja. In: CÂMARA, G. M. S. (Ed.). **Soja: tecnologia da produção II**. Piracicaba: ESALQ/LPV, 2000.
- YOUNG, L. D. Changes in the reproduction of *Heterodera glycines* on different lines of *Glycine max*. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 16, n. 3, p. 304-309, 1984.
- YOUNG, L. D. Epiphytology and life cycle. In: RIGGS, R. D.; WRATHER, J. A. (Eds.) **Biology and management of the soybean cyst nematode**. Saint Paul: APS Press, 1992.
- YUE, P.; RAO-ARELLI, P. R.; SLEPER, D. A. Molecular characterization of resistance to *Heterodera glycines* in soybean PI 438489B. **Theoretical and Applied Genetics**, Berlin, v. 102, n. 6-7, p. 921-928, 2001.
- WANG, S.; RIGGS, R. D.; CRIPPEN, D. Soil infestation density the results of *Heterodera glycines* race tests. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 30, n. 4S, p. 553-562, 1998.
- WIKIPEDIA. **Nematoda**, 2014. Disponível em: <<http://pt.wikipedia.org/wiki/Nematoda>>. Acesso em: 25 dez. 2014.
- WSB. World Soybean Production. **Estimative**. 2014. Disponível em: <<http://www.wsp.com>>. Acesso em: 8 jan. 2015.
- WRATHER, J. A.; ANAND, S. C.; DROPKIN, V. H. Soybean cyst nematode control. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 68, n. 4, p. 829-833, 1984.
- WRATHER, J. A.; ANDERSON, T. R.; ARSYAD, D. M.; GAI, J.; PLOPER, L. D.; PORTA-PUGLIA, A.; RAM, H. H. Soybean disease loss estimates for the top 10 soybean producing countries in 1994. **Plant Disease**, Saint Paul, v. 81, n. 1, p. 107-110, 1997.
- WRATHER, J. A. et al. Soybean disease loss estimates for the top ten soybean producing countries in 1998. **Canadian Journal of Plant Pathology**, Ontario, v. 23, n. 2, p. 115-121, 2001.
- WRATHER, J. A.; KOENNING, S. R. Estimates of disease effects on soybean yields in the United States. **Journal of Nematology**, Hanover, v. 38, n. 2, p. 173-180, 2006.
- ZHENG-YI, Wu; RAVEN, P. H. et al. (Eds.). **Flora of China**. 1994. (English edition).