



UNIVERSIDADE DE BRASÍLIA – UnB
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA – FAV
CURSO DE AGRONOMIA

DANILO FURTADO DOS SANTOS

REAÇÃO DE CULTIVARES DE SOJA A *Meloidogyne morocciensis*.

BRASÍLIA – DF

JULHO/2011



DANILO FURTADO DOS SANTOS

REAÇÃO DE CULTIVARES DE SOJA A *Meloidogyne morocciensis*.

Orientadores: Prof. Dr. Jean
Kleber de Abreu Mattos e Dra.
Regina Maria Dechechi Gomes
Carneiro

BRASÍLIA – DF
JULHO/2011



DANILO FURTADO DOS SANTOS

REAÇÃO DE CULTIVARES DE SOJA A *Meloidogyne morocciensis*.

Monografia apresentada à Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária da Universidade de Brasília – UnB, como parte das exigências do curso de Graduação em Agronomia, para a obtenção do título de Engenheiro Agrônomo.
Orientadores: Prof. Dr. Jean Kléber de Abreu Mattos e Dra. Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro

BANCA EXAMINADORA:

Jean Kleber de Abreu Mattos
CPF: 002.288.181.68
Doutor, Universidade de Brasília – UnB

Regina Maria Dechechi Gomes Carneiro
CPF: 438.348.099-34
Doutora, EMBRAPA-CENARGEN

Cleber Furlanetto
CPF: 098.071.858-90
Doutor, Universidade de Brasília – UnB

AGRADECIMENTOS

Primeiramente a Jeová, pela vida e o conhecimento de sua Palavra, a Bíblia.

Aos meus Pais, Adão e Italina, que me ensinaram os valores que hoje carrego. Muio obrigado por tudo que fizeram por mim! Por confiarem nas minhas escolhas e me apoiarem.

Às minhas irmãs, Aracely, Patrícia e Priscila que sempre estiveram ao meu lado e fazem parte da minha vida

Aos meus avós, Sudário e Anailda, José e Natalina. Se não fossem as férias nas suas fazendas, não sei se teria me interessado pelo campo e estaria me formando em Agronomia.

Aos meus orientadores, Prof. Jean Kléber e Dra. Regina Carneiro. Por todo o conhecimento que me transmitiram e me ajudaram a concluir essa etapa. Meus agradecimentos especiais a Dr. Regina Carneiro, que me ensinou muito além da nematologia adquirida na carreira acadêmica.

Aos meus colegas de faculdade que me apoiaram durante todo o curso e tornaram esse percurso alegre e recompensador: Luís, Alonso, Rafael Pequi, Teza, Ismael, Frango, Davisão, Naves, Kleiton, Palada, Cossul, Walter, Gorgen, Sharrine, Larissa, Jú e Annê.

A todos que participaram do laboratório de nematologia do Cenargen: Samara Costa, Fábio Souza, Mariana Guimarães, Vanessa Mattos, Andrea Costa, Joelma Gardênia, Marcilene Fernandes, Fabiane Castro, Marina Carneiro, Kércya, Edriana, Esdras, Paulo, Irene, Rita de Cássia.

Mari, obrigado por me ensinar as práticas no laboratório, desculpe quando te ligava para confirmar os passos da criopreservação! Valeu!

Samara e Fábio, fizemos um bom trio de avaliação no café! Nosso recorde de 22 plantas por dia ainda não foi quebrado!

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO.....	1
1. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
1.1 Origem da Soja.....	4
1.2 Soja no Brasil.....	5
1.3 Aspectos Botânicos.....	6
1.4 Utilização da soja.....	8
1.5 Exigências agronômicas.....	9
1.6 Pragas e Doenças da soja.....	12
1.7 Nematóides da soja.....	16
1.8 <i>Meloidogyne morocciensis</i>.....	20
MATERIAL E MÉTODOS.....	21
RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	23
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	28
BIBLIOGRAFIA.....	28
ANEXOS.....	38

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Sintomas de <i>Meloidogyne morocciensis</i> parasitando a soja no Rio Grande do Sul.....	38
Figura 2. Fenótipo de esterase (Est A3) de <i>Meloidogyne morocciensis</i> , parasita da soja no Rio Grande do Sul.....	38
Figura 3. Sementes de soja tratadas com Carbendazim + Thiram.....	39
Figura 4. Parte aérea de uma planta avaliada.....	40
Figura 5. Rizóbio, grande e claro, em raiz de soja.....	41

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Como a planta de soja se desenvolve.....7

Tabela 2. Valores médios de massa fresca radicular (MFR), índice de galhas (IG); ovos por grama de raiz e fator de reprodução (FR), de *Meloidogyne morocciensis* em cultivares de soja.....23

REAÇÃO DE CULTIVARES DE SOJA A *Meloidogyne morocciensis*.

RESUMO

A soja (*Glycine max* L. Merrill) é muito diferente dos ancestrais que lhe deram origem: espécies de plantas rasteiras que se desenvolviam na costa leste da Ásia, principalmente ao longo do Rio Amarelo, na China. Apesar de ser cultivada há cinco milênios no oriente, o ocidente só começou seu cultivo na segunda década do século vinte nos EUA. (Embrapa, 2004). O objetivo desse experimento foi avaliar cultivares de soja quanto ao parasitismo do nematóide *Meloidogyne morocciensis* Rammah & Hirschmann, 1990, detectado no Brasil em 2003. O experimento foi conduzido em casa de vegetação na Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. O delineamento usado foi o de blocos ao acaso, com 12 tratamentos e seis repetições, utilizando as seguintes cultivares: BRS 292 RR; BRS 291 RR; BRS 285; BRS Taura; PI 595099; PI 200528; PI 71597; CNS 4; CNS 1/57; Embrapa 20 (Doko RC); BRS Celeste; BRS MT Pintado. A população utilizada (Pop. 51.1) proveniente de Santa Rosa apresentou o fenótipo de EST/MDH: A3N1. A população foi mantida criopreservada. Para realizar o experimento, a população foi descongelada e inoculada em tomateiro para multiplicação do inóculo. As plantas foram inoculadas com 6.000 ovos/planta. A avaliação das plantas foi realizada dois meses após inoculação, sendo quantificados os números de galhas e o fator de reprodução (FR). Foi utilizado como critério de resistência $FR < 1,0$ e suscetibilidade $FR > 1,0$. Após a avaliação, observou-se que todas as cultivares foram consideradas suscetíveis segundo o padrão de Oostenbrink, 1966. Cultivares como BRS Taura, BRS MT pintado, BRS Celeste e Doko RC apresentaram um fator de reprodução (FR) excessivamente alto. As cultivares PI 200538; PI 595099; BRS 285 foram as que apresentaram o menor fator de reprodução. A realização desse trabalho permitiu esclarecer que as algumas das cultivares mais importantes de soja hoje presentes no Brasil não possuem resistência a *M. morocciensis* e que futuramente poderá causar grande dano econômico na cultura da soja.

Palavras chave: *Glycine max*, nematóide das galhas, resistência, suscetibilidade.

REACTION OF SOYBEAN CULTIVARS TO *Meloidogyne morocciensis*

ABSTRACT

Soybean (*Glycine max* L. Merrill) is very different from the ancestors that gave rise: species of creeping plants that grew on the east coast of Asia, especially along the Yellow River, China. Despite being cultivated for five millennia in the East, the West only began its cultivation in the second decade of the twentieth century in America (EMBRAPA, 2004). The aim of this study was to evaluate soybean cultivars on the parasitism of *Meloidogyne morocciensis* Rammah & Hirschmann, 1990, detected in Brazil in 2003. The experiment was conducted in a greenhouse at Embrapa Genetic Resources and Biotechnology. The trial was a randomized block with 12 treatments and six replicates, using the following cultivars BRS 292 RR, BRS 291 RR, BRS 285, BRS Taura, PI 595099, PI 200528, PI 71597; CNS 4, CNS 1 / 57; Embrapa 20 (Doko RC); BRS Celeste; BRS MT Pintado. The population used (Pop 51.1) from Santa Rosa presented the phenotype of EST / MDH: A3N1. The population was maintained cryopreserved. To perform the experiment, the sample was thawed and inoculated into tomato plants for multiplication of the inoculum. Plants were inoculated with 6,000 eggs per plant. The evaluation of the plants was performed two months after inoculation, and the number of galls and reproduction factor (RF) were quantified. It was used as a criterion of resistance $RF < 1.0$ and susceptibility $RF > 1.0$. After evaluation, it was observed that all cultivars were considered susceptible according to standard Oostenbrink, 1966. Cultivars such as Taura BRS, BRS MT Pintado, Embrapa 20 (Doko RC) and BRS Celeste had a reproduction factor (FR) too high. The cultivars PI 200538, PI 595099; BRS 285 presented the lowest reproduction rate. The completion of this work has clarified some of the most important soybean cultivars currently present in Brazil have no resistance to *M. morocciensis* that ultimately could cause great economic damage in soybean.

Key-words: *Glycine max*, root-knot nematode, *resistance*, *suitability*

INTRODUÇÃO

A cultura da soja (*Glycine max*) hoje conhecida em todo o mundo é uma cultura milenar. Muitos registros de plantas de soja encontram-se na literatura datando alguns milhares de anos. Acredita-se que *G. max* tenha derivado de *G. gracilis*, que por sua vez tenha como ancestral *G. soja* (Fukuda, 1973). Vavilov, 1951, localizou a soja nas regiões da China central e oriental como origem dessa planta cultivada, entretanto Hymowitz, 1970, sugere que a soja tenha aparecido no século XVII A.C. no nordeste da China (Bonetti, 1981).

Nos Estados Unidos da América (EUA) a primeira menção data de 1804, e nas décadas seguintes, a soja foi introduzida em jardins botânicos no Estado de Massachusetts e posteriormente passou a ser estudado pelas Estações Experimentais de Agricultura (Piper & Morse, 1923). Até então a principal utilização era como forrageira, mas em 1941 as áreas destinadas para o cultivo de grãos passou a ser a prioridade dos produtores (Probst & Judd, 1973).

A primeira notícia de soja no Brasil ocorreu num artigo publicado no Jornal do Agricultor por Gustavo D'utra, 1882, no estado da Bahia. O município de Santa Rosa foi um dos primeiros municípios do Rio Grande do Sul e do Brasil a relatar os plantios de soja, já no ano de 1921 na extinta Estação Experimental de Agricultura e Criação de Santa Rosa e, em 1923 pelo pastor norte-americano Alberto Lehenbauer (Medina, 1981).

Atualmente, a soja atingi números de grande importância. Segundo a United States Department of Agriculture (USDA) na safra 2009/2010 a produção mundial de soja alcançou 260 milhões de toneladas plantadas em 102 milhões de hectares, sendo os EUA o maior produtor mundial com 91,4 milhões de toneladas (35,15% da produção mundial) em quase 31 milhões de hectares. O Brasil ocupa o segundo lugar no ranking de produção com 68,7 milhões de toneladas (26,42% da produção mundial) em 23,6 milhões de hectares.

Segundo o décimo segundo levantamento da Conab a safra 2009/10 atingiu a marca de 68,69 milhões de toneladas. A região Centro-Oeste liderou o ranking com 46,0% da produção nacional, seguido pela região Sul (37,3%), região Nordeste (7,7%) e região Sudeste com 6,5% da produção brasileira (Conab, 2011).

Os principais produtos derivados da soja são o óleo e a farinha ou torta de soja. Após a extração do óleo, a farinha de soja deve passar por processos térmicos a fim de inativar os fatores antinutricionais presentes, visto que podem causar efeitos fisiológicos adversos ou

diminuir a biodisponibilidade de nutrientes (Silva, 2000). A farinha de soja é utilizada como ração para avicultura, suinocultura, bovinocultura, caprinocultura, ovinocultura e aqüicultura (Missão, 2006) Tem sido estudado a possibilidade de utilização do óleo de soja como combustível (IMCOPA, 2011)

Dentre as doenças que atacam a soja as que tem causado maiores prejuízos são as causadas por fungos. A ferrugem asiática (*Phakopsora pachyrhizi*) em condições ótimas pode causar prejuízos na ordem de 10 % a 90% e exigiu que o governo tomasse medidas de vazío sanitário para evitar a disseminação de uredósporos para o período da safra. Outros fungos são de grande importância como os causadores da antracnose (*Colletotrichum truncatum*), do cancro da haste (*Diaporthe phaseolorum* var. *meridionalis*), da podridão branca da haste (*Sclerotinia sclerotiorum*), da podridão vermelha da raiz (*Fusarium* spp.). Outros patógenos afetam a soja, como bactérias, vírus e nematóides. Dentre os principais nematoides que parasitam a soja, quatro gêneros se destacam: nematóide das Lesões radiculares (*Pratylenchus brachyurus* Godfrey, 1929 Filipjev & S. Stekhoven, 1941); nematóide reniforme (*Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940); nematóide do cisto da soja (*Heterodera glycines* Ichinohe, 1951) e nematóides de galhas (*Meloidogyne* sp. Goeldi, 1887) (Embrapa, 2003). O gênero *Meloidogyne* é o segundo que mais causa danos econômicos à sojicultura, sendo superado apenas pelo nematóide do cisto da soja (YORINORI, 2002).

Meloidogyne javanica (Treub) Chitwood, *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. arenaria* (Neal) Chitwood e *M. hapla* Chitwood são espécies comumente relacionadas com a infecção de plantas de soja (Silva, 1998; Ferraz, 2001). Sendo *M. javanica* e *M. incognita*, em ordem decrescente, as que mais limitam a produção dessa cultura no Brasil (Silva, 1998; Dias *et al.*, 2007 a e b).

Atualmente o controle de nematóides inclui medidas como prevenção, rotação de culturas e cultivares resistentes. Os nematicidas estão cada vez menos sendo utilizados, devido ao custo elevado e grande toxicidade. Para a rotação em áreas sujeitas a *M. javanica* sugere-se o milho resistente, amendoim, algodão, mamona e adubos verdes. Para áreas infestadas com *M. incognita* pode utilizar-se amendoim, milho resistente e adubos verdes como opção (Dias, 2011). A adubação verde com *Crotalaria spectabilis*, *C. rantiana*, *C. mucronata*, *C. paulinea*, mucuna preta, mucuna cinza ou nabo forrageiro contribui para a redução populacional de ambas, *M. javanica* e *M. incognita* (Embrapa, 2008). O método de controle mais econômico e de fácil assimilação pelos agricultores é o uso de cultivares

resistentes. Atualmente, várias cultivares de soja resistente ou moderadamente resistentes a *M. incognita* e/ou *M. javanica* estão disponíveis no Brasil. Quase todas são descendentes de uma única fonte de resistência, a cultivar norte-americana ‘Bragg’. (Embrapa d, 2008).

Em função da necessidade de se indicar cultivares de soja resistente aos nematóides de galhas, para utilização em áreas infestadas, trabalhos visando caracterizar as reações dos principais genótipos de soja comercializados no Brasil, tornaram-se freqüentes para *M. javanica*, *M. incognita* e *M. arenaria* (Dias *et al.*, 2000, 2007 a e b)

Nada se sabe sobre a reação de cultivares de soja a *M. morocciensis*, descrito inicialmente parasitando raízes de pêssego (*Prunus persica* L. Batsch) no Marrocos (Rammah & Hirschmann, 1990). *Meloidogyne morocciensis* Rammah & Hirschmann, 1990 (perfil de esterase Est A3) foi detectada no Brasil parasitando a cultura da soja (Castro *et al.*, 2003, Carneiro *et al.* 2008) (Fig. 1).

O objetivo deste trabalho foi avaliar, em casa de vegetação, a capacidade de alguns genótipos de soja comercializados no Brasil em multiplicar *M. morocciensis*, a partir de tais informações, indicar materiais resistentes para uso em áreas infestadas e/ou utilização em programas de melhoramento genético de soja.

Revisão de literatura

1.1 ORIGEM E DISSEMINAÇÃO DA SOJA

A cultura da soja (*Glycine max*) hoje conhecida em todo o mundo é uma cultura milenar. Muitos registros de plantas de soja encontram-se na literatura datando alguns milhares de anos. Acredita-se que *G. max* tenha derivado de *G. gracilis*, que por sua vez tenha como ancestral *G. soja* (Fukuda, 1973).

A origem das plantas de soja cultivadas atribui-se ao leste do continente asiático. Vavilov, 1951, localizou a soja nas regiões da China central e oriental como origem dessa planta cultivada, entretanto Hymowitz, 1970, sugere que a soja tenha aparecido no século XVII A.C. no nordeste da China (Bonetti, 1981).

A soja cresceu em importância na Dinastia Chou (1122-256 a.C.) e expandiu-se do centro para o sul da China, Coréia, Japão e sudeste da Ásia (Hymowitz, 1970). Durante milênios a soja se manteve restrita ao oriente e somente no final do século XV e início do século XVI chegou ao ocidente através de navios europeus. Até 1904 o Japão era o maior importador de soja no mundo. Entretanto a comercialização da soja como produto de exportação para o Ocidente ocorreu apenas no ano de 1907, quando um carregamento de 500 toneladas foram enviados de Hankow, China, para Liverpool, Inglaterra. No ano seguinte 9 mil toneladas foram enviados do Japão para Hull na Inglaterra (Gray, 1936). Essa comercialização foi possível quando a maior região produtora de soja, Manchúria, teve ligação com o mar através da Estrada de Ferro Newchwang (Bowdidge, 1935).

Quando a soja chegou a Europa a partir do Japão, foi descrita cientificamente por Linnaeus em 1753 na obra "*Species Plantarum*". A obra de Linnaeus incluía um total de oito espécies no gênero *Glycine*, sendo a soja cultivada classificada como *Phaseolus max* e *Dolichos soja*. Outros pesquisadores como Kaempher, Paul Hermann, Rumphius também tinham coletado exemplares de soja e designado nomes para a planta, mas somente em 1948 o artigo "The correct botanical name for the soybean" definiu o nome da soja como *Glycine max* (Piper & Morse, 1923).

Nos Estados Unidos da América (EUA) a primeira menção data de 1804, e nas décadas seguintes, a soja foi introduzida em jardins botânicos no Estado de Massachusetts. Com o passar dos anos, em 1890 vários experimentos com soja eram conduzidos nas Estações

Experimentais de Agricultura (Piper & Morse, 1923). Em 1910 a primeira importação de óleo de soja foi realizada entre os EUA e a região da Manchúria. Até o período de 1941 a soja era mais utilizada como forrageira, entretanto nesse ano a área cultivada para grão superou a destinada para forragicultura (Probst & Judd, 1973).

1.2 SOJA NO BRASIL

A primeira notícia de soja no Brasil ocorreu num artigo publicado no Jornal do Agricultor por Gustavo D'utra em 1882 no estado da Bahia. O texto menciona que a variedade de “ **sementes brancas, pretas e vermelhas de soja**” são distribuídas gratuitamente pelo Sr. Dias da Silva Júnior, além citar a pilosidade característica nos órgãos da planta e remeter a dúvida de ser uma variedade de *Soja hispida* (D'utra, 1882).

Apesar da Bahia ter sido o primeiro local de divulgação da soja, a região sul com certeza foi o onde se desenvolveu mais rapidamente. Os estados do Rio Grande do Sul, Paraná, Santa Catarina e São Paulo se destacaram na produção nacional de soja nas décadas de 30 até 90, uma prova disso foi a primeira exportação de soja, em 1938, quando 3.000 sacas de soja e 500 toneladas de milho foram enviadas a partir do Rio Grande do Sul para a Alemanha (Magalhães, 1981). A grande expansão da soja no Rio Grande do Sul muito esteve ligada as pesquisas e ao trabalho de extensão de várias instituições de assistência técnica. Vale destacar que a Secretaria de Agricultura do Rio Grande do Sul conduzia pesquisas com soja desde a década de 30 e que em 1960 lançou a variedade Pioneira, a primeira criada no estado. Ao decorrer dos anos várias parcerias e convênios foram estabelecidas entre a Secretaria de Agricultura e outras instituições, como a Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRS), Instituto Agrônomo de Campinas (IAC), Instituto Privado de Fomento à Soja (INSTISOJA), Instituto de Pesquisas Agronômicas (IPAGRO) entre outras. A partir de 1972 com a criação da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA) o desenvolvimento de pesquisas direcionadas através dos Centros Nacionais, apesar de um número limitado de culturas, aprimorou a produção nacional agropecuária, inclusive a soja através do Centro Nacional de Pesquisa da Soja (CNPES) sediado em Londrina-PR (Magalhães, 1981).

Atualmente a soja atingi números de grande importância. Segundo a United States Department of Agriculture (USDA) na safra 2009/2010 a produção mundial de soja alcançou

260 milhões de toneladas plantadas em 102 milhões de hectares, sendo os EUA o maior produtor mundial com 91,4 milhões de toneladas (35,15% da produção mundial) em quase 31 milhões de hectares. O Brasil ocupa o segundo lugar no ranking de produção com 68,7 milhões de toneladas (26,42% da produção mundial) em 23,6 milhões de hectares.

Até pouco tempo, a região Sul do Brasil comandava a produção de soja no país com exceção da safra 90/91, onde a região Centro-Oeste obteve uma safra um pouco maior, fato que não se observou na safra seguinte. Somente a partir da safra de 98/99 a região Centro-Oeste ultrapassou a região Sul definitivamente até o ano presente.

Segundo o décimo segundo levantamento da Conab a safra 2009/10 atingiu a marca de 68,69 milhões de toneladas. A região Centro-Oeste liderou o ranking da produção com 31,59 milhões de toneladas, correspondendo a 46,0%, com o Estado de Mato Grosso constituindo-se no maior produtor nacional com 18,77 milhões de toneladas. A região Sul, vem em seguida com 37,3% (25,64 milhões de toneladas), e o Estado do Paraná, o segundo maior produtor do País, com 14,08 milhões de toneladas. A região Nordeste, vem em terceiro lugar com uma produção de 5,31 milhões de toneladas e representando 7,7% do total nacional. A região Sudeste participou com uma produção de 4,46 milhões de toneladas, ou 6,5% da produção do País.”

1.3 ASPECTOS BOTÂNICOS

A cultura da soja (*Glycine max* (L) Merrill) que cultivamos comercialmente hoje, apresenta a seguinte classificação botânica: Reino *Plantae*, Divisão *Magnoliophyta*, Classe *Magnoliopsida*, Ordem *Fabales*, Família *Fabaceae*, subfamília das *Faboideae*, Gênero *Glycine* e Espécie *G. max*. (Wikipédia, 2010).

O desenvolvimento da planta de soja foi dividido por Richie, 1982, em estágio vegetativo e reprodutivo, e em cada estágio há divisões em fases, conforme a observância de características morfológicas (Tabela 1).

Tabela 1. Como a planta de soja se desenvolve.

Estádio	Descrição
Vegetativo	
VC	Da emergência a cotilédones abertos.
V1	Primeiro nó; folhas unifolioladas abertas.
V2	Segundo nó; primeiro trifólio aberto.
V3	Terceiro nó; segundo trifólio aberto.
Vn	Enésimo (último) nó com trifólio aberto, antes da floração.
Reprodutivo	
R1	Início da floração até 50% das plantas com uma flor.
R2	Floração plena. Maioria dos racemos com flores abertas.
R3	Final da floração. Vagens com até 1,5 cm de comprimento.
R4	Maioria das vagens no terço superior com 2-4 cm, sem grãos perceptíveis
R5.1	Grãos perceptíveis ao tato a 10% da granação
R5.2	Maioria das vagens com granação de 10%-25%
R5.3	Maioria das vagens entre 25% e 50% de granação.
R5.4	Maioria das vagens entre 50% e 75% de granação.
R5.5	Maioria das vagens entre 75% e 100% de granação
R6	Vagens com granação de 100% e folhas verdes.
R7.1	Início a 50% de amarelecimento de folhas e vagens.
R7.2	Entre 51% e 75% de folhas e vagens amarelas.
R7.3	Mais de 76% de folhas e vagens amarelas.
R8.1	Início a 50% de desfolha.
R8.2	Mais de 50% de desfolha à pré-colheita.
R9	Ponto de maturação de colheita.

A soja é muito influenciada pelo ambiente na questão do fotoperíodo, ou o período de luminosidade. Esse fotoperíodo afeta o início da floração, e conseqüentemente a duração do ciclo. (Gomes, 1990). O crescimento da soja é classificado em três tipos, diretamente correlacionados com o porte da planta: indeterminado, semi determinado e determinado. A planta de soja é fortemente influenciada pelo comprimento do dia (período de iluminação ou fotoperíodo). Em regiões ou épocas de fotoperíodo mais curto, durante a fase vegetativa da planta, ela tende a induzir o florescimento precoce, e apresentar consecutiva queda de produção. Para controlar este problema, alguns melhoristas utilizam o artifício do uso do

período juvenil longo para retardar o florescimento em dias curtos. Pois, na fase juvenil, a soja não floresce, mesmo quando submetida ao fotoperíodo indutivo, permitindo assim maior crescimento vegetativo e evitando quebra na produção (Borém, 2005).

De modo geral, os cultivares de soja brasileira tem ciclo entre 100 e 160 dias, e podem ser classificados em grupos de maturação precoce, semi precoce, médio, semi tardio e tardio, dependendo da região. A altura da planta depende da interação da região e da cultivar (Borém, 2005).

Durante o ciclo, a soja pode apresentar quatro tipos de folhas, sendo: cotiledonares, folhas primárias ou simples, folhas trifolioladas ou compostas e prófilos simples. Sua cor, varia de verde pálida a verde escura, dependendo da cultivar (Gomes, 1990).

O caule do é tipo ramoso, hispido, com tamanho que varia entre 80 e 150 cm, dependendo da variedade e do tempo de exposição diário à luz. Sua terminação apresenta racemo, em variedades de crescimento determinado, ou sem racemo terminal, em variedades de crescimento indeterminado (Gomes, 1990).

A maior parte da fecundação das flores se dá de maneira autógama, ou seja, sem participação de do pólen de outra planta. As flores são perfeitas e órgãos masculinos e femininos protegidos dentro da corola. As flores de soja podem apresentar coloração branca, púrpura diluída ou roxa, de 3 até 8mm de diâmetro. O início da floração dá-se quando a planta apresenta de 10 até 12 folhas trifolioladas, onde os botões axilares mostram racemos com 2 até 35 flores cada um (Borém, 2005).

O sistema radicular é constituído de um eixo principal e um grande número de raízes secundárias, sendo classificado com um sistema difuso. O comprimento das raízes pode chegar a até 1,80 metros. A maior parte delas encontra-se a 15 cm de profundidade (Gomes, 1990).

A vagem é levemente arqueada, pilosa, formado por duas valvas de um carpelo simples, medindo de 2 até 7cm, onde aloja de 1 até 5 sementes. A coloração da vagem varia entre amarelo-palha, cinza e preta, dependendo do estágio de desenvolvimento da planta. As sementes de soja são lisas, ovais, globosas ou elípticas na cor amarela, preta ou verde. O hilo é geralmente marrom, preto ou cinza (Gomes, 1990).

1.4 UTILIZAÇÃO DA SOJA

A utilização da soja pode ser dividida em 3 categorias básicas: alimentação humana, animal e combustíveis. Os principais produtos derivados da soja, utilizados na alimentação humana, são: o óleo de soja refinado, a farinha desengordurada de soja, a carne de soja, o leite de soja, o tofu (queijo de soja), a lecitina de soja (utilizada na fabricação de chocolates e biscoitos) e o shoyu.

Os derivados da soja são utilizados para a alimentação animal principalmente como fonte de fibras e proteínas. Sua principal aplicação é na produção de rações para avicultura, suinocultura, bovinocultura, caprinocultura, ovinocultura e aqüicultura: a soja in natura, a casca de soja, o óleo de soja, a lecitina de soja e o farelo de soja. É importante inativar os fatores antinutricionais presentes, através de tratamentos térmicos, afim de evitar efeitos fisiológicos adversos ou diminuir a biodisponibilidade de nutrientes (Silva, 2000).

A utilização da soja como combustível visa o fornecimento de energia para a indústria, destacando-se os seguintes subprodutos: a casca, óleo, álcool e o melaço de soja (IMCOPA, 2011)

O processo de concentração de proteína do farelo de soja requer a extração dos açúcares dos grãos, que por sua vez, gera um subproduto conhecido como melaço de soja. Esse melaço de soja pode ser utilizado para a fermentação e produção de álcool ou ser utilizado diretamente para geração de energia em caldeiras, assim como a casca de soja (IMCOPA, 2011; Patentes, 2009).

O óleo de soja, por sua vez, pode ser utilizado como combustível para veículos de ciclo diesel - misturando-se o óleo de soja e o óleo diesel em teores que variam de 5 até 50%. A utilização de óleo de soja cada vez mais está presente em localidades afastadas, onde o custo do óleo diesel é alto. Outra fonte de energia é o biodiesel, que pode ser produzido a partir da mistura de óleo de soja com álcool, em uma reação química denominada de transesterificação. O biodiesel substitui em parte ou totalmente o óleo diesel e pode ser misturado em diversas proporções (ANP, 2009)

Desde 1º de janeiro de 2010, o óleo diesel comercializado em todo o Brasil contém 5% de biodiesel. Esta regra foi estabelecida pela Resolução nº 6/2009 do Conselho Nacional de Política Energética (CNPE), publicada no Diário Oficial da União (DOU) em 26 de outubro de 2009, que aumentou de 4% para 5% o percentual obrigatório de mistura de biodiesel ao óleo diesel (ANP, 2009).

1.5 EXIGÊNCIAS AGRONÔMICAS

1.5.1 ÁGUA, TEMPERATURA E FOTOPERÍODO

Fatores que influem na produção devem receber atenção antes e durante o manejo da lavoura de soja. Entre elas estão a disponibilidade de água, temperatura de desenvolvimento, fotoperíodo e adubação.

A água desempenha a função de solvente, através do qual, gases, minerais e outros solutos são transportados nas células e através da planta. Tem ainda função de manter e distribuir o calor. A demanda por água atinge dois pontos críticos no desenvolvimento da soja: germinação/emergência e floração/enchimento de grãos. Para uma boa germinação é necessário uma absorção de água pela semente de pelo menos 50% de seu peso. A quantidade de água no solo não deve exceder 85% do total máximo nem ser inferior a 50% (Embrapa a, 2008)

Durante o ciclo a necessidade de água vai aumentando conforme o desenvolvimento da planta, atingindo o máximo durante a floração/enchimento de grãos, onde a demanda atinge 7 a 8 milímetros por dia. A falta de água nesse período afeta a produção de grãos, visto que ocasiona o fechamento estomático e o enrolamento de folhas, tendo como consequência, a queda prematura de folhas e de flores e abortamento de vagens. No geral, a necessidade total de água na cultura da soja varia entre 450 a 800 mm/ciclo, dependendo das condições climáticas, manejo e duração do ciclo. (Embrapa a, 2008)

Para minimizar os efeitos do déficit hídrico, é importante semear apenas cultivares adaptadas à região e às condições de solo; semear na época recomendada e com adequada umidade no perfil do solo; e adotar práticas que favoreçam o armazenamento de água pelo solo, como o plantio direto (Embrapa a, 2008)

Além da demanda de água, a soja depende de exigências térmicas e fotoperiódicas. A soja melhor temperatura do ar de adaptação varia entre 20°C e 30°C. Durante a semeadura da soja a temperatura do solo não deve estar abaixo de 20°C para não prejudica a germinação e a emergência. Em temperaturas menores ou iguais a 10°C, o crescimento vegetativo da soja torna-se mínimo ou nulo e acima de 40°C afeta a taxa de crescimento, provocam distúrbios na floração e diminuindo a capacidade de retenção de vagens (Embrapa a, 2008)

A área de adaptação das cultivares depende do grau de resposta ao estímulo

fotoperiódico. O fotoperíodo influencia na indução da planta em iniciar o desenvolvimento reprodutivo, através da floração. O tempo requerido para a indução dependerá do comprimento do dia, sendo mais rápida com dias curtos do que com dias longos, por isso a soja é considerada uma planta de dias curtos. A indução floral provoca a transformação dos meristemas vegetativos em reprodutivos (primórdios florais), determinando o tamanho final das plantas (número de nós) e portanto o potencial de rendimento (Lawn & Byth, 1973; Major et al., 1975).

1.5.2 ADUBAÇÃO (N, P, K)

O nitrogênio (N) é o nutriente requerido em maior quantidade pela cultura da soja. Estima-se que para produzir 1000 kg de grãos são necessários 80 kg de N. Basicamente, as fontes de N disponível para a cultura da soja são os fertilizantes nitrogenados e a fixação biológica do nitrogênio (FBN) (Hungria et al., 2001). A FBN pode, dependendo de sua eficiência, fornecer todo o N que a soja necessita e atualmente é a principal fonte desse nutriente para a cultura da soja. Bactérias do gênero *Bradyrhizobium*, quando em contato com as raízes da soja, infectam as raízes, via pêlos radiculares, formando os nódulos (Fig. 5). Os inoculantes podem ser turfosos, líquidos ou de outras formulações. A legislação brasileira exige uma concentração mínima de 1×10^9 células viáveis por grama ou ml do produto. A dose de inoculante a ser aplicada deve fornecer, no mínimo, 1,2 milhões de células viáveis por semente. A inoculação deve ser feita à sombra e a semeadura ser feita no mesmo dia. Para melhor aderência dos inoculantes turfosos, recomenda-se umedecer a semente com 300 ml/50 kg semente de água açucarada a 10% (100 g de açúcar e completar para um litro de água). A distribuição deve ser homogênea para que todas as plantas se beneficiem da FBN e pode ser feita com a ajuda de uma betoneira (Embrapa b, 2008).

A indicação da quantidade de fósforo e potássio deve ser precedida pela análise do solo e pela quantidade de nutrientes que a cultura exporta. As recomendações se baseiam de acordo com a concentração de nutrientes no solo, além dos teores de argila e devem ser adotadas conforme as recomendações técnicas produzidas para a região de produção (Embrapa b, 2008).

Para a correção do solo é possível aplicar a quantidade total necessária mais as reposições anuais, ou a correção gradual, que consiste em aplicar no sulco de semeadura uma

quantidade de P superior à extração da cultura, de modo a acumular até a disponibilidade de P desejada. No geral quando a disponibilidade encontra-se em classificações Boa e Média, as adubações de manutenção correspondem a 20 kg de P₂O₅ ha⁻¹, para cada uma tonelada de grãos produzidos (Embrapa b, 2008)

A adubação potássica quando em níveis satisfatórios, na semeadura, bem como de manutenção, aplicar-se 20 kg de K₂O para cada uma tonelada de grãos que se esperam produzir. Nas dosagens de K₂O acima de 50 kg ha⁻¹ ou quando o teor de argila for <40%, fazer a adubação de 1/3 da quantidade total indicada na semeadura e 2/3 em cobertura, 30 a 40 dias após a semeadura, respectivamente para cultivares de ciclo mais precoce e mais tardio (Embrapa b, 2008)

1.6 PRAGAS E DOENÇAS DA SOJA

As pragas da soja atacam desde a germinação à colheita. Logo após a germinação, a partir do início do estágio vegetativo, vários insetos como o bicudo-da-soja (*Sternechus subsignatus*), a lagarta elasm (*Elasmopalpus lignosellus*), os corós (*Scarabaeoidea* spp.) e os percevejos-castanhos-da-raiz (*Scaptocoris castanea* e *Atarsocoris brachiariae*) atacam cultura. Durante a fase vegetativa e de floração as plantas podem se atacadas pela lagarta-da-soja (*Anticarsia gemmatalis*), a lagarta falsa-medideira (*Pseudoplusia includens*) e vários outros desfolhadores. Com o início da fase reprodutiva, surgem os percevejos sugadores de vagens e sementes: percevejo verde (*Nezara viridula*); percevejo verde pequeno (*Piezodorus guildinii*) e percevejo marrom (*Euschistus heros*), dentre outras espécies, que causam danos desde a formação das vagens até o final do enchimento dos grãos. Durante o ciclo da planta, insetos como mosca branca (*Bemisia tabaci*) e tripes se destacam pelo difícil controle, além da broca das axilas (*Crociosema aporema*) (Embrapa c, 2008).

Após a colheita os grãos levados para armazéns, ainda são afetados pelo o ataque de besouros e traças e podem ser os responsáveis pela deterioração de lotes de grãos e sementes armazenados. Nesses casos, um produto à base de gás fosfina é utilizado para fazer o expurgo. Os principais besouros que atacam os grãos armazenados, encontram-se as espécies: *Rhyzopertha dominica* (F.), *Sitophilus oryzae* (L.), *S. zeamais* (Motschulsky). As espécies de traças mais importantes são: *Sitotroga cerealella* (Olivier), *Ephestia kuehniella* (Zeller) e *Ephestia elutella* (Hübner) (Embrapa c, 2008; Embrapa, 2010)

Para que os danos causados pelos insetos não afetem a produção, são realizadas várias inspeções durante o ciclo da cultura. As inspeções devem ser frequentes e ser repetidas em vários pontos da lavoura, considerando-se, como resultado, a média de todos os pontos amostrados, avaliando o número e tamanho dos insetos-pragas e o estágio de desenvolvimento da soja, e assim, com base nas informações coletadas e nas informações técnicas disponíveis para a região avaliar a necessidade ou não de intervenção química. Geralmente utiliza-se o pano de batida para realizar as inspeções (Embrapa d , 2008)

O manejo de pragas hoje é feito principalmente através de inseticidas, apesar de várias formas alternativas estarem sendo desenvolvidas como complemento. A utilização de Baculovírus para o controle da Lagarta-da-soja (*A. gemmatalis*) é o maior exemplo de controle biológico na soja, inclusive podendo ser aplicado junto com inseticidas de princípio ativo profenofós ou endossulfam (Embrapa d, 2008). Além dos vírus, fungos também tem ganhado espaço nas pesquisas de controle biológico de insetos, como *Nomuraea rileyi*, *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae*, *Paecilomyces fumosoroseus* (Embrapa, 2000).

Além das pragas, as doenças são outro fator que afetam grandemente a produção. A mais conhecida talvez tenha sido a grande fome na Irlanda durante a década de 1840, causada pelo oomiceto *Phytophthora infestans* (Mont) de Bary. Toda a Europa foi afetada, mas em especial a Irlanda, visto que a sua base alimentar estava diretamente ligada à batata e um terço de toda a população da Irlanda dependia unicamente de delas para sobreviver (Póirtéir, 1995). O problema foi agravado por outros fatores como a situação política, social e econômica (Kinealy, 1994) (Woodham-Smith, 1991). O número de mortes causada pela fome não é exato e muitos autores divergem nos números, variando entre 800.000 a 1.500.000 de pessoas, além dos milhões que migraram para outros países (Mokyr, 1983; Coursen, 1993).

Nos últimos anos, a doença em soja que mais tem chamado a atenção é a Ferrugem Asiática, causada pelo fungo *Phakopsora pachyrhizi* (Sydow & Sydow) sendo o seu primeiro relato no Japão, em 1902 . No Brasil, o patógeno foi identificado nas lavouras a partir de maio de 2001. Essa doença tem causado grandes prejuízos podendo reduzir a produtividade de 10% a 90% e estima-se que já provocou perdas de US\$ 13,4 bilhões (R\$ 24,3 bilhões) no País (Embrapa, 2008). Diante da gravidade e expansão dessa doença o Ministério da Agricultura através do Programa Estadual de Controle da Ferrugem Asiática da Soja (PECFS) instituiu a Instrução Normativa Número 2, de 29 de janeiro de 2007, que dispõe sobre medidas sanitárias de controle da ferrugem no cultivo da soja implementando o vazio sanitário (período sem

plantas de soja vivas no campo), de 60 a 90 dias, considerando que o período máximo de viabilidade de uredósporos de *P. pachyrhizi* registrado é de 55 dias, com o objetivo de reduzir a quantidade de inóculo da ferrugem nos cultivos da safra de verão (Embrapa, 2011). A escolha do período fica a critério dos estados. Em Mato Grosso do Sul, Goiás, Tocantins, São Paulo e Minas Gerais a interrupção do plantio do grão será a partir de 1º de julho a 1º Setembro. No Maranhão e Bahia, começa em 15 de agosto até 15 de Outubro. No Paraná e Mato Grosso começa em 15 de junho até 15 de setembro (Embrapa, 2011).

Aproximadamente 40 doenças causadas por fungos, bactérias, nematóides e vírus já foram identificadas no Brasil atacando a soja (Embrapa d, 2008).

O Sistema de Produção da Soja número 13: Tecnologias de Produção de Soja – Região Central do Brasil 2009 e 2010 da Embrapa Soja de outubro de 2008, lista os patógenos observadas na cultura da soja no Brasil.

1 Doenças fúngicas

1.1 Doenças foliares

Crestamento foliar de cercóspera.....	<i>Cercospora kikuchii</i>
Ferrugem americana.....	<i>Phakopsora meibomiae</i>
Ferrugem asiática.....	<i>Phakopsora pachyrhizi</i>
Mancha foliar de alternária.....	<i>Alternaria</i> sp.
Mancha foliar de ascoquita.....	<i>Ascochyta sojae</i>

1.2 Doenças da haste, vagem e semente

Antracnose.....	<i>Colletotrichum truncatum</i>
Cancro da haste.....	<i>Diaporthe phaseolorum</i> var. <i>meridionalis</i>
.....	<i>Diaporthe phaseolorum</i> var. <i>caulivora</i>
Mancha púrpura da semente.....	<i>Cercospora kikuchii</i>
Seca da haste e da vagem.....	<i>Phomopsis</i> spp.
Seca da vagem.....	<i>Fusarium</i> spp.
Mancha de levedura.....	<i>Nematospora corily</i>
Mancha foliar de mirotécio.....	<i>Myrothecium roridum</i>
Mancha parda.....	<i>Septoria glycines</i>

Mancha “olho-de-rã”.....	<i>Cercospora sojina</i>
Míldio.....	<i>Peronospora manshurica</i>
Mancha foliar de filosticta.....	<i>Phyllosticta sojicola</i>
Mancha alvo.....	<i>Corynespora cassiicola</i>
Mela ou requeima da soja.....	<i>Rhizoctonia solani</i> AG1
Mofa branco.....	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
Oídio.....	<i>Erysiphe diffusa</i>

1.3 Doenças radiculares

Podridão de carvão.....	<i>Macrophomina phaseolina</i>
Podridão parda da haste.....	<i>Cadophora gregata</i>
Podridão de fitóftora.....	<i>Phytophthora sojae</i>
Podridão radicular de cilindrocládio.....	<i>Cylindrocladium clavatum</i>
Tombamento de esclerócio.....	<i>Sclerotium rolfsii</i>
Murcha de esclerócio.....	<i>Sclerotium rolfsii</i>
Tombamento de rizoctonia.....	<i>Rhizoctonia solani</i> AG1
Morte em reboleira.....	<i>Rhizoctonia solani</i> AG1
Podridão da raiz e da base da haste.....	<i>Rhizoctonia solani</i>
Podridão vermelha da raiz (síndrome da morte súbita - PVR/SDS).....	<i>Fusarium spp.</i>
Podridão radicular de roselínia.....	<i>Rosellinia sp.</i>
Podridão radicular de corinéspora.....	<i>Corynespora cassiicola</i>

2. Doenças bacterianas

Crestamento bacteriano.....	<i>Pseudomonas savastanoi pv. glycinea</i>
Pústula bacteriana.....	<i>Xanthomonas axonopodis pv. glycines</i>
Fogo selvagem.....	<i>Pseudomonas syringae pv. tabaci</i>

3. Doenças causadas por vírus

Mosaico comum da soja.....	VMCS (Soybean mosaic virus)
Queima do broto.....	TSV (Tobacco streak virus)
Mosaico cálico.....	AMV (Alfalfa mosaic virus)

Necrose da haste.....CPMMV (Cowpea mild mottle virus)

4. Doenças causadas por nematóides

Nematóide de galha.....	<i>Meloidogyne incognita</i>
Nematóide de galha.....	<i>Meloidogyne javanica</i>
Nematóide de galha.....	<i>Meloidogyne arenaria</i>
Nematóide de cisto da soja.....	<i>Heterodera glycines</i>
Nematóide reniforme.....	<i>Rotylenchulus reniformis</i>
Nematóide das lesões radiculares.....	<i>Pratylenchus brachiurus</i>

A correta identificação do patógeno é vital para a tomada de ações sobre qual princípio ativo utilizar. A rápida e correta aplicação podem salvar uma lavoura inteira, em contra partida, a morosidade pode levar à completa perda da produção ou inviabilizar a colheita.

O nematóide das galhas *Meloidogyne morocciensis* não foi listado como um dos principais nematóides associados a soja, talvez pela recente identificação na soja no Brasil (Castro *et al.*, 2003, Carneiro *et al.*2008).

1.7 NEMATÓIDES DA SOJA

Muitos nematoides parasitam a soja, entre os principais estão 4 gêneros: nematóide das Lesões Radiculares (*Pratylenchus brachyurus* Godfrey, 1929 Filipjev & S. Stekhoven, 1941); nematóide reniforme (*Rotylenchulus reniformis* Linford & Oliveira, 1940); nematóide de cisto da soja (*Heterodera glycines* Ichinohe, 1951) e Nematóides de galhas (*Meloidogyne* sp. Goeldi, 1887) (Embrapa, 2003). Dentre os 4 gêneros destacados, o gênero *Meloidogyne* é o que mais afeta a produção.

O ataque de nematóides de vários gêneros dificulta a escolha de cultivares que possam ser resistentes, além de dificultar a escolha de rotação de culturas visto que o leque de hospedeiras é expandido por cada um dos nematóides dos diferentes gêneros.

Rotylenchulus reniforme infecta mais de 140 espécies de plantas de mais de 115 gêneros, pertencentes a 46 famílias. Dessa larga faixa de hospedeiros, 57 espécies de mais de 40 gêneros e 28 famílias são consideradas de importância econômica (Jatala, 1991). Entre as

principais culturas sujeitas ao ataque está o algodão, abacaxi, café, soja, feijão. São ectoparasitas sedentários e formam massas de ovos (50 a 120 por massa) sobre a superfície das radículas. As fêmeas sexualmente imaturas iniciam o parasitismo na radícula deixando parte do corpo para fora e, ao longo da alimentação, o corpo ganha mais volume até chegar à maturidade sexual. Nesse estágio, a parte de fora assemelha-se a um rim, daí o nome. O ataque do nematóide provoca um sistema radicular pobre (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

Pratylenchus brachyurus é um dos nematóides de maior disseminação e geralmente associado a gramíneas (arroz, cana-de-açúcar, trigo, capins de interesse zootécnico e, principalmente milho), algodão, abacaxi, batata, girassol, cevada, cenoura, tomate, café, citros, eucalipto (Embrapa, 2003). É considerado o segundo gênero mais importante (Lordello, 1981). Tanto o juvenil de segundo estágio (J2) como as formas adultas podem parasitar as plantas. São endoparasitas migratórios e a consequência do seu ataque são reboleiras de plantas com os sistemas radiculares reduzidos e com áreas necrosadas nas radículas (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

Heterodera glycines apresenta seu círculo de hospedeiras nas famílias das leguminosas como, feijão caupi e azuki, fava, ervilha e diversas invasoras. É um nematóide com grande disseminação, com estimativas de áreas infectadas em 2002 de 3 milhões de hectares (Embrapa, 2002). O que pode destacar-se nessa espécie é a presença de 16 raças fisiológicas (Riggs & Schimitt, 1988, Arand et al. 1988). Segundo Blum, 2006, raça é a especialização fisiológica de uma espécie de patógeno com capacidade de infecção seletiva de diferentes variedades ou cultivares de uma espécie de plantas.

O estágio infectivo é o J2 e estabelece o parasitismo no cilindro central da raiz através de células nutritoras, constituindo-se endoparasitas sedentários. As fêmeas adultas durante o processo de crescimento adquirem formato parecido com um limão e vão expondo a parte posterior do corpo para fora da raiz. A fêmea guarda a maior parte dos ovos dentro do seu corpo e outra parte fora, numa massa de ovos gelatinosa. A pressão interna provocada pelos ovos provoca a morte da fêmea. O cadáver junto com os ovos é denominado cisto. Os cistos são altamente resistentes devido à tanagem da cutícula do corpo da mãe. Essa resistência dificulta o controle da população nas áreas infectadas, graças a viabilidade de 8 anos ou mais que podem ter os cistos, além disso, os cistos facilitam a disseminação pela ação do vento, implementos contaminados, sementes etc. (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

O gênero *Meloidogyne* é conhecido pelas galhas características, mas não deve ser

atribuído exclusivamente a esse patógeno. Nematóides do gênero *Nacobbus*, *Xiphinema* e *Hemicycliophora* e até mesmo, insetos, bactérias e outros organismos podem também produzir galhas, mas com mecanismos diferentes de *Meloidogyne* (Filho & Kimati & Amorim, 1995). As galhas no sistema radicular da soja não devem ser confundidas com nódulos de *Bradyrhizobium japonicum*, uma vez que estes destacam-se facilmente da raiz, o que não acontece com as galhas cansadas pelos nematóides (Kimati, 1997).

A identificação das espécies de *Meloidogyne* tem evoluído a cada dia. A princípio, era feita através da configuração perineal das fêmeas, região entre a vulva e o ânus, característico pelas estrias cuticulares que circundam essa região e segue um padrão para cada espécie (Hartman & Sasser, 1985). Esse método tem se mostrado falho em muitos casos e marcadores enzimáticos como o perfil de esterase (EST) e malato desidrogenase (MDH) tem atribuído mais confiabilidade nas identificações (Esbenshade & Triantaphyllou 1985; Carneiro et al. 1996, 2000).

A duração do ciclo biológico completa-se entre 24 a 35 dias e a faixa ideal de temperatura é de 25 a 30°C (Blum, 2006). O ciclo de vida começa com os ovos envoltos por uma massa gelatinosa que protege-os da desidratação e contra o ataque de inimigos naturais como fungos e bactérias do solo (Blum, 2006). As massas de ovos podem ser internas, em meio ao parênquima cortical, ou externa, na superfície da raiz. Cada massa pode ter de 400 a 500 ovos (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

Dentro do ovo está presente o juvenil de 1º estágio (J1) que passará por uma ecdise e se tornará um juvenil de 2º estágio (J2) antes do ovo eclodir (Filho & Kimati & Amorim, 1995). Após a eclosão, o juvenil (J2) encontra-se na fase infectiva e migra pelo solo até encontrar uma raiz de um hospedeiro. Antes de estabelecer sua alimentação numa raiz, o J2 depende principalmente do teor lipídico de seu corpo para sobreviver. Com o passar dos dias, essa reserva vai sendo consumida gradativamente e conseqüentemente o poder infectivo do J2 diminui. Campos, 2006, realizou experimentos com J2 de *M. javanica* em soja e mostrou que 50% do teor de lipídios era perdida em 3,2 dias e no 12º dia, 88,65% das reservas já tinha sido consumidas, mas os J2 ainda se moviam. Concluiu que 25% de perda lipídica reflete 50% de perda no poder infectivo do J2 (Campos, 2006)

Após a penetração na raiz, o J2 direciona-se para a periferia do cilindro central da raiz, endoderme ou periciclo. Através de secreções esofagianas o nematoide induz a formação de 3 a 8 células gigantes multinucleadas por endomitoses sucessivas sem a citocinese que

servem com alimentação para a fêmea. Além do sítio de alimentação, as células parenquimáticas do cilindro vascular e do córtex se dividem continuamente, resultando na galha que é formada geralmente com a contribuição de mais de um nematóide na mesma região (Blum, 2006). Completado o estabelecimento, o corpo do J2 vai perdendo a mobilidade devido à alimentação e torna-se mais robusto e sedentário, adquirindo formato salsichóide (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

Após atingir o tamanho máximo, o nematóide sofre a segunda e em seguida a terceira ecdise, dando origem ao J3 e J4, respectivamente. Ambos são desprovidos de estilete e não se alimentam nessa fase. A última ecdise dá origem ao nematóide adulto, já com estilete. Em espécies como *M. incognita* e *M. javanica* a maior parte da população é de fêmeas, e os machos, de corpo vermiforme, aparecem apenas em ambientes especiais (Filho & Kimati & Amorim, 1995).

As fêmeas sexualmente maduras tem formato piriforme, branco leitosa, e providas de “pescoço”, vistas a olho nu. A reprodução de espécies de *Meloidogyne* se dá através de partenogênese mitótica obrigatória (Filho & Kimati & Amorim, 1995). Na partenogênese mitótica obrigatória não ocorre a formação de gameta feminino, o que exclui a possibilidade de reprodução anfimixia mesmo havendo machos na população. A embriogênese já se inicia a partir da oogônia (2n), que por meio de sucessivas mitoses resulta em um juvenil portando apenas as características genéticas da genitora. Os machos passam por uma metamorfose em J4, passando a ser vermiforme, e ao sofrerem a última ecdise deixam a raiz e não se alimentam mais. (Blum, 2006).

Atualmente o controle de nematóides inclui algumas medidas como prevenção, rotação de culturas e cultivares resistentes. Os nematicidas estão cada vez menos sendo utilizados, devido ao custo elevado e grande toxicidade. A prevenção prevê que áreas livres de patógeno não sejam infetadas com implementos e sementes contaminados. A rotação de culturas visa cultivar plantas que não sejam hospedeiras para a espécie de nematóide presente ou que seja resistente. Para a rotação em áreas sujeitas a *M. javanica* sugere-se milho resistente, amendoim, algodão, mamona e adubos verdes. Para áreas infestadas com *M. incognita* pode utilizar-se amendoim, milho resistente e adubos verdes como opção (Dias, 2011). A adubação verde com *Crotalaria spectabilis*, *C. rantiana*, *C. mucronata*, *C. paulinea*, mucuna preta, mucuna cinza ou nabo forrageiro contribui para a redução populacional de ambas, *M. javanica* e *M. incognita* (Embrapa d, 2008). O método de controle mais econômico

e de maior assimilação pelos agricultores é o uso de cultivares resistentes. Atualmente, várias cultivares de soja resistente ou moderadamente resistentes a *M. incognita* e/ou *M. javanica* estão disponíveis no Brasil. Quase todas são descendentes de uma única fonte de resistência, a cultivar norte-americana ‘Bragg’. Como os níveis de resistência dessas cultivares não são muito altos, em condições de elevadas populações do nematóide no solo, a utilização da cultivar resistente deverá ser precedida de rotação com uma cultura não hospedeira da espécie de *Meloidogyne* predominante na área (Embrapa d, 2008).

Em áreas infestadas por *M. javanica*, indica-se a rotação da soja com amendoim, algodão, sorgo resistente (AG 2005-E, AG 2501-C, DAS IG 200, etc), mamona ou milho resistente (A 2288, A 2555, AG 3010, AG 5011, AG 6018, AG 9020, AG 9090, DKB 215, DKB 747, DOW 657, DOW 2A120, DOW 2C577, DOW 8460, DOW 8480, Speed, Fort, Pointer, Tork, Master, Exeler, Tractor, Plemium, Avant, Flash, P 30F88, P 3027, P 30F33, P 30F80, P 32R21, P 3081, P 3071, SHS 4070, SHS 4080, SHS 7070, NB 7302, NB 7361 (Somma), Maximus, dentre outros). Quando *M. incognita* for a espécie principal na área, poderão ser semeados o amendoim ou milho resistente (AG 9090, BRS 2114, DOW 657, DOW 2C577, DOW 2A120, NB 7361 (Somma), P 30F80, P 30F33, P 3027, SHS 4080, SHS 7070, dentre outros) (Embrapa d, 2008).

A semeadura direta também reduz a disseminação dos nematóides. Além disso, pode possibilitar a manutenção de populações de seus inimigos naturais, concorrendo para sua redução populacional. Um exemplo é o plantio direto sobre o milheto, semeado no inverno, no Brasil central (Kimati, 1997).

Segundo Roesse, 2004, *M. paranaensis* mostrou-se com potencial para prejuízos futuros. Nessa avaliação sessenta cultivares de soja foram testadas e todas se mostraram suscetíveis com fator de reprodução variando de 3,7 a 36,1.

1.8 *Meloidogyne morocciensis*

O gênero *Meloidogyne*, Goeldi, 1887, descrito parasitando cafezais na antiga província do Rio de Janeiro, hoje é conhecido como um gênero que parasita inúmeras culturas comerciais, sejam elas para a produção de cereais, grãos, hortícolas, flores, frutíferas e inclusive as que não participam, mas servem como hospedeiras intermediárias, as plantas daninhas. Atualmente o gênero *Meloidogyne* sp. faz parte da classe Chromadorea, ordem

Rhabditida, Subordem Tylenchina, Infraordem Tylenchomorpha, Superfamília Tylenchoidea e família Meloidogynidae (De Ley & Blaxter, 2002; Karssen & Moens, 2006).

Meloidogyne morocciensis Rammah & Hirschmann, 1990, foi descrito no Marrocos parasitando pessegueiro (*Prunus persica* cv. Missouri). Inicialmente esse nematóide teria sido identificado provisoriamente como *M. arenaria* (Neal) Chitwood, com base em poucos padrões perineais. Estudos citológicos mais tarde indicaram que essa população tinham de 47-49 cromossomos (2n) e, portanto, pareciam com um complexo de espécies hipotriplóides de *M. arenaria* (Triantaphyllou, 1985). Bioquimicamente, possuía o mesmo fenótipo de esterase de *M. arenaria* (Esbenshade, 1985). No teste diferencial de hospedeiras, mostrou-se igual a *M. incognita* raça 2, sendo infectivo a fumo, pimenta, melancia e tomate, mas não infectivo a algodão e amendoim. Estudos detalhados a base de microscopia de luz e eletrônica de varredura mostraram que cada estágio de vida possuía características morfológicas que eram diferentes de *M. arenaria*, *M. incognita* ou de qualquer outra espécie descrita de *Meloidogyne*.

A morfologia do estilete das fêmeas de *M. morocciensis* é muito semelhante ao de *M. javanica*, mas o cone em *M. morocciensis* é mais curvo dorsalmente, e os nódulos são mais transversalmente ovóides e destacados. O formato da cabeça dos machos no microscópio óptico é semelhante à de *M. incognita*, embora a região da cabeça seja mais destacada. A morfologia dos estiletos dos machos é semelhante ao de *M. arenaria*, apesar dos nódulos do estilete serem menos arredondados anteriormente e não muito inclinados posteriormente. O comprimento do corpo do J2 é mais curto do que o de *M. arenaria* (374,4µm – 454,4µm com média de 400,8µm; *M. arenaria* 391,6µm – 605,2µm com média de 503,6 µm). O mesmo vale para o comprimento da cauda (46,6µm – 58,1µm com média de 52,6µm ; *M. arenaria* 43,6µm - 69,4 µm com média de 56,0 µm). O formato da cabeça de J2 se assemelha à de *M. incognita*.

Devido a essas características morfológicas e biológicas, *M. morocciensis* foi descrito como uma nova espécie.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido em casa de vegetação da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, Brasília-DF. O delineamento usado foi o de blocos ao acaso, com 12 tratamentos e seis repetições, utilizando as seguintes cultivares: BRS 292 RR; BRS 291 RR;

BRS 285; BRS Taura; PI 595099; PI 200528; BRS Celeste; (padrão de resistência); PI 71597; CNS 4; CNS 1/57; Embrapa 20 (Doko RC); BRS MT pintado (padrão de suscetibilidade).

A população utilizada (Pop. 51.1) era proveniente de Santa Rosa, RS, que apresentou o fenótipo de Esterase (EST) A3 (Fig. 2), através da mobilidade residual (R_m) com relação à primeira banda de *M. javanica* (J3) (Carneiro, 1996). A população foi mantida pela técnica de criopreservação (Carneiro et al., 2001). Para realizar o experimento, a população foi descongelada e inoculada em tomateiro (*Solanum lycopersicum*) cv. Santa Clara do grupo Santa Cruz para multiplicação do inóculo.

Após 3 meses, foi realizada a extração dos ovos pela metodologia descrita por Bonetti e Ferraz (1981). Os ovos foram quantificados em lâminas de Peters, as plantas foram inoculadas com 6.000 ovos/planta.

As sementes foram previamente tratadas com Carbendazin+Thiram (Fig. 1) e plantadas em substrato na proporção de 1:1 de terra esterilizada e composto Plantmax®. A temperatura na casa de vegetação era mantida entre 22-28°C. A inoculação ocorreu quando as plantas atingiram uma altura de 20 cm. Durante todo o experimento as plantas foram regadas diariamente e, quando necessário, aplicado óleo mineral para o controle de mosca branca (*Bemisia tabaci*). A avaliação das plantas foi realizada dois meses após inoculação. Após a retirada e lavagem dos sistemas radiculares, as massas de ovos foram coradas com Phloxina B por 20 minutos e foram quantificadas por meio da escala de notas descritas por Hartman & Sasser (1985) onde, 0= nenhuma galha ou massa de ovos, 1= 1-2 galhas ou massas de ovos, 2=3-10, 3=11-30, 4=31-100, 5=maior que 100 galhas. Na sequência as raízes foram pesadas e cortadas em pedaços para serem trituradas em liquidificador, junto com hipoclorito (NaOCl) à 1% e passaram pelo conjunto de peneiras sobrepostas de 20, 100, 500 mesh. Cada resíduo da peneira de 500 mesh foi colocado em potes de vidro até preencher 100 ml. A metodologia utilizada foi a descrita por Bonetti e Ferraz (1981). Foi acrescentado 1% de formol para conservação dos ovos.

Após a extração, os ovos foram quantificados através da contagem de 3 alíquotas em lâmina de Peters, mediante a diluição necessária para contagem. Para cada um dos genótipos, calculou-se o Fator de Reprodução - FR (população final de ovos e J_2 /população inicial de ovos e J_2) dos respectivos nematóides como proposto por Oostenbrink (1966). Genótipos com $FR < 1$ foram considerados resistentes. Os demais foram classificados em moderadamente

resistentes ou suscetíveis (Roberts, 2002), com base nos agrupamentos resultantes da comparação de médias pelo teste de Scoot & Knott (1974). Para a análise estatística, os dados foram transformados para $\log_{10}(x+1)$.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Após a avaliação, observou-se que nenhuma cultivar foi considerada resistente de acordo com definição ($FR < 1.0$) de Oostenbrink, 1966 (Tabela 1). Apesar de todas serem suscetíveis as cultivares que apresentaram um FR mais baixo foram consideradas moderadamente resistente, de acordo com Roberts (2002). Os padrões de suscetibilidade (BRSMT Pintado e Doko RC) e resistência (PI 595099) para outras espécies de *Meloidogyne* (Silva et al., 2001) se enquadraram muito bem com os observados para *M. morocciensis*.

Tabela 2. Valores médios de massa fresca radicular (MFR), índice de galhas (IG); ovos por grama de raiz e fator de reprodução (FR), de *Meloidogyne morocciensis* em cultivares de soja.

Genótipo	MFR	IG*	Número de ovos	Ovos/g raiz	FR/Reação**
BRS 292 RR PS	98,42	5	52333,33	593,41	8,72 b S
BRS 291 RR PS	48,33	5	102555,56	2694,91	17,1 b S
BRS 285 PR	120,83	5	27111,11	230,27	4,5 a MR
PI 595099 PR	27,08	4	35222,22	1496,15	5,9 a MR
CNS4	70,83	5	254666,67	3690,94	42,4 c S
CNS 1/57	73	5	726888,89	10106,68	121,5 d AS
PI 200538 PR	38,33	4	14667	480	2,5 a MR
Nanking (PI 71597)	90,67	5	624333,33	6860,41	104,1 d AS
Embrapa 20 (Doko RC) PS	137	5	2186666,67	15854,09	364,4 f AS
BRS Celeste	118,58	5	1543555,56	14358,91	257,3 e AS
BRS MT Pintado PS	65,58	5	2487777,78	35765,33	414,6 g AS
BRS Taura PR	107,4	5	2864666,67	26538,9	477,4 g AS

*Índice de galhas conforme a escala de notas descrita por Hartman & Sasser (1985).

** Comparação de médias pelo teste de Scoot & Knott (1974). MR= moderadamente resistente e S= Suscetível e AS= altamente suscetível. (PR e PS =padrões de resistência e suscetibilidade, respectivamente).

Segundo Tigano et al., 2005 isolados de *M. arenaria* e *M. morocciensis* produziram amplificação de fragmentos 18S do mesmo tamanho (1112 bp). Recentemente, foi demonstrado que os fenótipos Est A3 de *M. arenaria* provenientes da França e Brasil se agruparam com alto bootstrap a *M. morocciensis* e completamente separados de *M. arenaria*. Estudos morfológicos comprovaram que essas populações Est A3 apresentaram características morfológicas e citogenéticas de *M. morocciensis* (Carneiro et al., 2008).

Sabe-se que a forma mais econômica de se lidar com as infestações de nematóide no campo é através de cultivares resistentes. Para que o desenvolvimento de novas cultivares atendam as diferentes necessidades de demanda é de suma importância uma grande base genética, ou seja, materiais diversificados que possibilitem atender aos variados fins do melhoramento, tais como maiores produções, melhores características nutricionais, e principalmente, resistência a doenças, tanto fúngicas, bacterianas, viróticas e nematoses.

Hiromoto e Vello, 1986, foram os primeiros a estudar a base genética das cultivares recomendadas no Brasil. A contribuição genética relativa (CGR) de cada ancestral, mostrou que apenas 11 ancestrais representavam 89% do germoplasma brasileiro das 74 cultivares avaliadas. O trabalho também mostrou que a base genética brasileira teve grande influência da norte-americana, sendo que seis dos 11 principais ancestrais brasileiros estavam entre os principais ancestrais do germoplasma norte-americano. Posteriormente, alguns trabalhos foram feitos e obtiveram resultados bem próximos. Vello, Hiromoto e Azevedo filho, 1988, concluíram que a população efetiva de melhoramento da soja brasileira variava de 11 a 15 indivíduos; Miranda, 2005, de 13 a 16 indivíduos; Miranda et al 2007, de 11 a 13 indivíduos (Wysmierski, 2010).

A base americana também apresenta esse problema de base genética estreita. Gizlice, Carter & Burton, 1994, concluíram que 50% do germoplasma dependia de 6 ancestrais e 14 contribuíam com mais de 80% do germoplasma. Ao contrário, a China apresenta uma ampla base genética e segundo Cui, Carter e Burton, 2000, 35 ancestrais contribuíam com 50% da base e 190 com 80% (Wysmierski, 2010)

Wysmierski, 2010, orientado por Vello, realizou avaliação semelhante, porém com 444 cultivares atuais de soja através do coeficiente de parentesco de Malécot. O coeficiente de parentesco (f) é um parâmetro apropriado para se estimar divergência genética entre duas cultivares. O coeficiente de parentesco pode se definido como a probabilidade de dois indivíduos (no caso, cultivares) apresentarem alelos idênticos por descendência em locos

homólogos. Quando $f=0$, não há parentesco e quando $f=1$ indica parentesco máximo, ou seja, as duas cultivares ou indivíduos possuem o mesmo background genético. Assim, quanto maior o coeficiente, maior o parentesco entre as duas cultivares (Vello, Hiromoto & Azevedo filho, 1988). O trabalho concluiu que apesar da base genética ser constituída por 60 ancestrais, apenas 4 (CNS, S-100, Nanking e Tokyo) representam 55,26% da base genética, sendo CNS responsável por 20,71%, S-100 16,84%, Nanking 10,35% e Tokyo 9,67% da base genética e das cultivares analisadas.

Silva, 2001, alistou cultivares em diferentes graus de resistência aos nematóides de galhas (*M. incognita* e *M. javanica*) e ficou claro que grande parte do material resistente é proveniente de uma única cultivar norte-americana, Bragg. Outras cultivares como Jackson e Hill também foram utilizadas, porém em menor grau.

Uma maneira de ampliar a base genética é através das introduções de plantas (PIs). Estima-se que os EUA em meados de 1900, fizeram mais de 10.000 introduções através do departamento de agricultura dos EUA, provenientes da China, Japão, Índia, Coreia e região da Manchúria (Morse, 1884).

PI 71597, chamada de Nanking, foi uma introdução proveniente de Nanking, China, em 1927 e apresentou o 5º maior fator de reprodução neste trabalho, sendo considerada altamente suscetível (Morse, 1884)

Neste trabalho foram utilizados duas linhagens CNS (Clemson Non-Shaterring): CNS 1/57 e CNS 4. A primeira apresentou o 4º maior FR de *M. morocciensis* neste trabalho e foi considerada altamente suscetível. CNS 4 possui o número de introdução na USDA PI 633622 e foi desenvolvida na Universidade de Clemson no estado da Carolina do Sul, EUA (USDA-ARS b, 2008). Na avaliação obteve o 6º maior FR, mas foi considerada apenas suscetível. Não foi encontrado nenhuma informação sobre essas duas cultivares avaliadas com relação a qualquer reação a espécies do gênero *Meloidogyne*, entretanto Davis, 1996, que mostrou a suscetibilidade à *M. incognita* raças 3 e 4, *M. arenaria* raças 1 e 2 e *M. javanica* da cultivar CNS.

Esses dados iniciais indicam que 2 dos principais ancestrais, que juntas somam 31% da base genética das cultivares brasileiras, mostram-se altamente suscetíveis.

Para entender a reação das cultivares ao parasitismo de *M. morocciensis* é preciso analisar cada cultivar testada com a literatura, caso sejam resistentes, suscetíveis a qualquer outro nematóide das galhas, como *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria*. Foram

observadas seis cultivares altamente suscetíveis (AS), três suscetíveis (S) e três cultivares moderadamente resistente (MR).

As cultivares BRS 291 RR (E96-246 X Embrapa 58(2) e BRS 292 RR [BRS 66 x (BRS 133(3) x E96-246)] x BRS 138] foram consideradas suscetíveis e estão de acordo com a literatura em relação a suscetibilidade a *M. javanica* e *M. incognita* (Embrapa, 2010). A cultivar E96-246, parece servir como outra maneira de transferir o gene CP4 EPSPS, responsável pela resistência a glifosato, uma vez que a fonte de resistência inicial GTS-40-3-2 faz parte da sua linhagem e participou de várias outras cultivares “RR” (Wysmierski, 2010).

A cultivar BRS 285 (BRS 133 x CD 201), desenvolvida para o estado do Mato Grosso do Sul, apresentou um bom desempenho e obteve o 2º menor FR, o que representa uma população 106 vezes menor do que a cultivar mais suscetível (BRS Taura), e segundo dados da Embrapa, 2001, essa cultivar apresenta resistência a *M. incognita* e é suscetível a *M. javanica*.

A cultivar BRS Taura RR, indicada para cultivo nos estados do Rio grande do Sul, Santa Catarina, Paraná e São Paulo, foi a que apresentou o maior fator de reprodução sendo considerada altamente suscetível, ao contrário da resistência moderada que a cultivar possui frente a *M. javanica* (Bertagnolli, 2009). BRS Taura RR provém de BRS 154, material que não possuía resistência à *M. javanica* nem a *M. incognita*, apesar de proceder do cruzamento de Embrapa 1x Braxton, cultivar conhecida pela resistência à *M. incognita* (Kinloch, 1984).

BRSMT Pintado, resultante do cruzamento de Sharkey x [Hartwing x (BR87-567(3) x FT-Estrela)], resistente ao nematóide do Cisto da Soja Raças 1 e 3 e suscetível a *M. javanica* e *M. incognita* (Hiromoto, 1999), mostrou-se altamente suscetível a *M. morocciensis* e obteve o 2º maior FR, no presente ensaio.

Embrapa 20 (Doko RC) de genealogia (Doko (4) x IAC-7), é conhecida pela suscetibilidade várias espécies de *Meloidogyne*, a saber, *M. javanica*, *M. ethiopica*, *M. mayaguensis*, além *Heterodera glycines* e *Rotylenchus reniforme*. Muitos trabalhos utilizam essa cultivar como padrão de suscetibilidade para validar o inóculo, além de servir de indicativo de que a casa de vegetação esteve em condições que propiciaram o desenvolvimento do nematóide (Campos, 2006; Dias, 2010; Bertagnolli, 2002; Silva, 2004). Na presente avaliação, a cultivar mostrou-se altamente suscetível e obteve o 3º maior FR.

BRS Celeste era recomendada em 2001 para o Distrito Federal, Goiás, Bahia, Mato Grosso, Minas Gerais e Tocantins. É resultante da hibridação entre Bossier e BR-1T (Souza,

2000). É considerada tolerante a *M. javanica*, tento como fonte de resistência a cultivar Bossier (Souza, 2001; Terasawa, 1981), mas foi altamente suscetível a *M. morocciensis* e obteve no presente ensaio o 4º maior FR.

PI 595099 é uma linhagem desenvolvida pela Georgia Agricultural Experiment Station (EUA), com alta resistência a *M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria* e às raças 3 e 14 do nematóide de cisto da soja, *H. glycines*. Tem resistência comparável à de PI 230977, que possui o mais alto nível de resistência ao nematóide já identificado no germoplasma da soja. Foi obtido pelo cruzamento de G83-559 x (G80-1515 X PI 230977). Tem em sua genealogia cultivares conhecidas por sua resistência como, Forrest, Cobb, Bedford, Centennial (Luzzi et al, 1997). Mostrou-se moderadamente resistente e no presente ensaio obteve o 3º menor FR.

Silva et al. (2001), avaliaram a resistência de soja a *M. javanica* por meio do estudo das gerações segregantes obtidas do cruzamento BRS 133 x PI 595099. Os dados indicaram a presença de dois genes com efeitos aditivos predominantes, com distribuição independente e ausência de dominância que controlam a resistência, que é determinada por genótipos homozigóticos para os alelos dos dois genes. Foram observados efeitos epistáticos, do tipo aditivo por aditivo, entre os dois genes de efeito maior que controlam o caráter. Foi também observada ocorrência de famílias moderadamente suscetíveis e segregação transgressiva no cruzamento Coodetec 2001x PI 5950999 (ambos resistentes), indicando que pelo menos um dos dois genes responsáveis pelo controle do caráter, presentes nesses dois genótipos, não é o mesmo. As estimativas de herdabilidade foram altas para todos os cruzamentos. Esses genes parecem conferir uma resistência semelhante a *M. morocciensis*. Ainda, ressaltou-se a importância de introduzir no germoplasma brasileiro esse material como alternativa a fontes de resistência mais antigas, como cultivar Bragg.

PI 200538 é um acesso do germoplasma Japonês conhecido também pela resistência a *Aphis glycine*, praga importante na sojicultura americana (USDA-ARS, 2008; Hill, 2009). Pedrosa, 1994, demonstrou a resistência de PI 200538 à *M. arenaria* raças 1 e 2 (não- parasita e parasita de amendoim) juntamente com PI 230977. Pedrosa, 1996, através de corte histopatológicos, evidenciou que o desenvolvimento de células gigantes por *M. arenaria* raça 1 foi pobre, entretanto raça 2 induziu grandes células gigantes multinucleadas e densas. É importante ressaltar que a cultivar teve o melhor desempenho em relação à suscetível (CNS) e PI 230977, além das células possuírem vários vacúolos pequenos e paredes celulares menos espessas. PI 200538 também é resistente a *M. javanica* (Luzzi et al., 1987). Alguns

cruzamentos foram feitos para determinar se os genes de resistência de PI 200538, PI 230977 e Jackson eram os mesmos. A ampla segregação de resistência em ambas gerações F2 e famílias F3 de cada cruzamento, indicam que Jackson e os dois PI não compartilham os mesmos genes de resistência (Luzzi et al., 1995a).

A reação de PI 200538 mostrou-se suscetível, mas obteve o menor fator de reprodução de *M. morocciensis*, e foi considerado moderadamente resistente e deve ser indicado como fonte de resistência para os futuros programas de melhoramento.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A realização desse trabalho permitiu esclarecer que as fontes mais importantes de resistência da soja a *M. javanica*, estão também presentes com relação a *M. morocciensis*.

É importante que mais testes de reação sejam realizados utilizando novos materiais genéticos resistentes. A curto prazo, avaliações de cultivares que apresentam resistência a *M. javanica* e/ou *M. incognita* fazem-se necessárias.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANAND, S.C.; K.M. GALLO; IA BACKER & EE HARTIWG, 1988. Soybean plant introductions with resistance to races 4 em 5 of soybean cyst nematode. Crop Science, 28: 563-564.

ANP. Biodiesel introdução. Disponível em: <http://www.anp.gov.br/?pg=46827&m=&t1=&t2=&t3=&t4=&ar=&ps=&cachebust=1306938169368> Acessado em 01 junho de 2011

BERTAGNOLLI, P. F.; BONATO, E. R.; SCHNEIDER, S.; VELLOSO, J. F. Avaliação de genótipos de soja, da Embrapa, ao nematóide de galha *Meloidogyne javanica*, no Rio Grande do Sul. Passo Fundo, RS. 2002. Disponível em: http://www.cnpt.embrapa.br/biblio/p_do12_12.htm#endereco Acessado em 25 de junho de 2011

BERTAGNOLLI, P.F.; COSTAMILAN, L.M.; EICHELBERGER, L.; KASTER, M.;

ALMEIDA, A.M.R. e DIAS, W.P. BRS Taura RR, cultivar de soja indicada para o Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná e São Paulo. XXXVII Reunião de Pesquisa de Soja da Região Sul. Porto Alegre, RS. 2009.

BLUM, L.E.B. Fitopatologia: O estudo das doenças de plantas. Editora Otimismo, Brasília, 2006. Pág 258.

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

BORÉM, A.; Melhoramento de Espécies Cultivadas. 2ª ed. Viçosa. Ed. UFV 969p. 2005.

BOWDIGE, E. The Soya Bean: It's History, Cultivation (in England), and Uses, Oxford University Press, London, Humphrey Milford, 83p 1935

CAMPOS, H. D.; CAMPOS, V.P.; POZZA, E.A. Efeito do tempo, substrato e temperatura na penetração de juvenis do segundo estágio de *Meloidogyne javanica* e *Meloidogyne* em soja. Summa phytopathol., Botucatu, v. 32, n. 2, June 2006 . Available from <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-54052006000200010&lng=en&nrm=iso>. access on 25 June 2011. doi: 10.1590/S0100-54052006000200010.

CARNEIRO, R.M.D.G., MARTINS, I., Jorge, C.L. 2001. Técnica para criopreservação de juvenis de segundo estágio de *Meloidogyne javanica*. Nematologia Brasileira, Brasília, DF, v. 25, n. 2, p. 145-154,

CARNEIRO, R.M.D.G., SANTOS, M.F.A., ALMEIDA, M.R.A., MOTA, F.C., TIGANO, M. .2008 Diversity of *Meloidogyne arenaria* using morphological, cytological and molecular approaches. Nematology 10 (6):810-834.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A. and CARNEIRO. R.G. (1996) Enzyme

phenotypes of Brazilian populations of *Meloidogyne* spp. *Fundamental and Applied Nematology* 19, 555-560

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A. AND QUÉNÉHERVÉ, P. (2000) Enzyme phenotypes of *Meloidogyne* spp. populations. *Nematology* 2, 645-654.

CASTRO, J. M. C. ; LIMA, R.D. ; CARNEIRO, R.M.D.G. . Variabilidade Isoenzimática de Populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de regiões brasileiras produtoras de soja. *Nematologia Brasileira*, Brasília, v. 27, n. 1, p. 1-12, 2003

DAVIS, E. L.; KOENNING, S. R.; BURTON, J. W. AND BARKER, K. R. Greenhouse Evaluation of Selected Soybean Germplasm for Resistance to North Carolina Populations of *Heterodera glycines*, *Rotylenchulus reniformis*, and *Meloidogyne* Species. Supplement to *Journal of Nematology* 28(4S):590-598. 1996.

De LEY P., and BLAXTER, M.L. 2002. Systematic position and phylogeny. In: D.L. Lee (ed.) *The Biology of Nematodes*. Taylor and Francis, London: 1-30.

DIAS, W. P., N. R. R. RIBEIRO, M. HOMECHIN, I.O.N. LOPES, A. GARCIA, G. E. CARNEIRO, J. F. SILVA. 2007b. Manejo de nematóides na cultura da soja In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, XXVII, Goiânia, p-26-30.

DIAS, W. P.; FREITAS, V. M.; RIBEIRO, N. R.; MOITA , A. W. & CARNEIRO, R.M.D.G.. Reação de Genótipos de Milho a *Meloidogyne mayaguensis* e *Meloidogyne* *Nematologia Brasileira*, Piracicaba (SP) Brasil. Vol. 34(2) – 2010. Disponível em <http://docentes.esalq.usp.br/sbn/nbonline/ol%20342/98-105%20co.pdf> Acessado em 24 de junho de 2011

DIAS, W.P. Nematóide de importância para a soja no Brasil. 2007a. *Boletim de Pesquisa* 2007. FUNDAÇÃO MT - Fundação de Apoio à Pesquisa Agropecuária de Mato Grosso, Rondonópolis: p. 173-183.

EISENBACK, J.D. and TRIANTAPHYLLOU, H.H. (1991) Root-knot nematode:

Meloidogyne sp. And races. In: Nickle, W. R.(ed). Manual of agricultural Nematology. New York, p.191-274.

EMBRAPA , 2002. Comunicado técnico 69. Níveis de danos do Nematóide de Cisto da Soja. Novembro 2002, Dourados MS. ISSN 1679-0472.

EMBRAPA 1988. 26º Reunião de Pesquisa de Soja da Região Sul. CRUZ ALTA (RS) 1998
<http://www.rps.iss.im/historico>

EMBRAPA a b c d, 2008. Sistema de Produção da Soja número 13: Tecnologias de Produção de Soja – Região Central do Brasil 2009 e 2010. Embrapa Soja. Out de 2008. Capítulos 1, 4, 10 11

EMBRAPA b, 2003. Sistema de Produção de Pêssego de Mesa na Região da Serra Gaúcha. Disponível em:
<http://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Pessego/PessegodeMesaRegiaoSerraGaucha/index.htm> Acessado em: 21 de junho de 2011.

EMBRAPA, 2003 Databases - Host Plants Nematodes related in Brazil. Disponível em:
http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/nemhtml/fichahp_i.asp?id=10300 Acessado 07/Junh 2010

EMBRAPA, 2010 Cultivares de Soja para Mato Grosso do Sul, Safra 2010/2011. Carlos Lasaro Pereira de Melo & Maria do Rosário de Oliveira Teixeira

EMBRAPA, 2010. Principais Pragas e Métodos de Controle em Sementes durante o Armazenamento – Série Sementes. Disponível em :
<http://www.cnpso.embrapa.br/download/CT73.pdf> Acessado em 06/junho 2011

EMBRAPA, 2011. Consórcio antiferrugem: parceria público-privada no combate à ferrugem asiática da soja. Disponível em: <http://www.consorcioantiferrugem.net/portal/>

ESBENSHADE, P.R. AND TRIANTAPHYLLOU, A.C. (1985) Use enzyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. *Journal of Nematology* 17: 6 – 20.

FERRAZ, L. C. C. B.; ASMUS, G. L.; CARNEIRO, R. G.; MAZAFFERA, P.; SILVA, J. F.V. 2001. As meloidogynoses da soja: passado, presente e futuro. In: Relações parasito-hospedeiro nas meloidogynoses da soja. Londrina: Embrapa, p.15-38.

GOMES, Pimentel. A soja. 5ª ed. São Paulo. Nobel 149p. 1990.

GRAY, G.D. All about the Soya Bean and the New Soya Flour. London, William Heinemann (Medical Book) Ltd, 79p., 1929.

HARTMAN, K.M. & SASSER, J.N. 1985. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal pattern morphology. In: Carter, C. C. & Sasser, J. N. eds. An advanced treatise on *Meloidogyne*, vol. I, Methodology. Raleigh: North Carolina State University Graphics. 69 –77.

HILL, C. B.; KIM, Ki-Seung; CRULL, L.; DIERS, B. W. And HARTMAN, G. L. Inheritance of Resistance to the Soybean Aphid in Soybean PI 200538. *Crop Sci.* 49:1193–1200 (2009).

HIROMOTO 1999. Cultivar de soja BRSMT Pintado. CONGRESSO BRASILEIRO DE SOJA, Londrina. p.476.

HUNGRIA, M.; CAMPO, R.J.; MENDES, I.C. Fixação biológica do nitrogênio na cultura da soja. Londrina: Embrapa Soja, 2001. 48 p. (Embrapa Soja. Circular Técnica, 35; Embrapa Cerrados. Circular Técnica, 13)

HUSSEY, R.S. & BARKER, K.R. 1973. A comparison of methods of collecting inocula of *Meloidogyne* spp. Including a new technique. *Plant Disease Reporter*, 57:1025-1028.

HYMOWITZ, T. On the Domestication of the Soybean. University of Illinois, Urbana, Illinois, *Research* 17(4): 18-19.

IMCOPA, 2011. A Soja. Disponível em: <http://www.imcopa.com.br/?p=empresa/asoja>
Acessado em 21 de junho de 2011.

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

KARSSSEN, G and MOENS, M. 2006. Root-Knot Nematodes In: Perry RN, Moens M (Eds)
Plant Nematology, Cambridge, USA, CABI North American Office., pp.60-90.

KIMATI, H.; AMORIM, L.; FILHO, A. B.; CAMARGO, L.E.A.; REZENDE, J.A.M..
Manual de Fitopatologia Volume 2: Doenças das Plantas Cultivadas. Pg. 610 – 611

KINLOCH, R.A; HIEBSCH, C.K. AND PEACOCK, H.A. Comparative root-knot galling and
yield responses of soybean cultivars to *Meloidogyne incognita*. Plant disease 69: 334-336.
1984.

LAWN, R. J.; BYTH, D. E. Response of soya beans to planting date in South-Eastern
Queensland. I. Influence of photoperiod and temperature on phasic development patterns.
Australian Journal of Agricultural Research, Collingwood, v. 24, p. 67-80, 1973.

LUZZI, B.M.; BOERMA, H.R. and HUSSEY, R.S.. 1987. Resistance to three species of root-
knot nematode in soybean. Crop Sci. 27:258-262.

LUZZI, B.M.; BOERMA, H.R. and HUSSEY, R.S.. 1995a. Inheritance of resistance to the
peanut rootknot nematode in soybean. Crop Sci. 35:50-53.

MAJOR, D. J.; JOHNSON, D. R.; TANNER, J. W.; ANDERSON, I. C. Effects of daylength
and temperature on soybean development. Crop Science, Madison, v. 15, p. 174-179, 1975.

MENDES & SILVA, 1998. Nematoides fitoparasita associados a a cultura da soja, *Glycine*
max (L) Merrill, no Vale do paranapanema

MISSÃO, 2006. Soja: origem, classificação, utilização e uma visão abrangente do mercado. Maringá Management: Revista de Ciências Empresariais, v. 3, n.1 - p.7-15, jan./jun. 2006

MORSE, W. J., b. 1884.. Soybeans : culture and varieties.. Washington, D.C.. UNT Digital Library. <http://digital.library.unt.edu/ark:/67531/metadc1760/>. Acessado em 24 de Junho, 2011.

MOTA, F.C. & CARNEIRO, R.M.D.G. Estudo citogenético de diferentes populações de *Meloidogyne arenaria*. XI Encontro do Talento Estudantil da Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. Página 139.

National Germplasm Resources Laboratory, Beltsville, MD.

PEDROSA, E. M. R.; HUSSEY R. S. AND BOERMA, H. R.. Response of Resistant Soybean Plant Introductions to *Meloidogyne arenaria* Races 1 and 2. Journal of Nematology 26(2): 182-187. 1994.

PIPER, C.V. & MORSE, W.J. The Soybean. McGraw Hill Book Company, Inc., New York, 310p., 1923

PROBST, A.H. & JUDD, R.W. Origin U.S. History and Development, and world Distribution, In: Soybeans: Improvement, Productions and Uses, B.E. CALDWELL *et alii* (ed.) ASA Inc., Publishers, Madison Wis., p.1-15, 1973

PATENTES, 2009. Patentes on line. Processo industrial de produção de álcool etílico de soja. Disponível em: <http://www.patentesonline.com.br/processo-industrial-de-producao-de-alcool-etilico-de-soja-206735.html> Acessado em 01 de Junho de 2011

RAMMAH, A & HIRSCHMANN, H. *Meloidogyne morocciensis* n. sp. (Meloidogyninae), a root-knot nematode from Morocco. Journal of Nematology 22(3):279-291. 1990

RIGGS, R.D. & SCHIMITT, D.P., 1988. Complete characterization of the race scheme for

Heterodera glycines. Journal of Nematology, 20: 392-395.

RITCHIE et al. HOW A SOYBEAN PLANT DEVELOPS. Iowa State Univ. Of Science and Technol. Coop. Ext. Serv. Special Report, 53, 1982. 20 p., (adaptado por J. T. Yorinori, 1996).

ROBERTS, P.A; STARR, J.L; COOK, R.; BRIDGE, J. 2002. Concepts and consequences of resistance. Plant Resistance to Parasitic Nematodes, CABI Publishing, New York, NY, USA, 2002. p 23-41.

ROESE, 2004. Reação de cultivares de soja (glycine max L Merrill) a *Meloidogyne paranaensis*.

SILVA, J.F.V; VERONEZZI, G.; LIMA, C.G.; DIAS, W.; HOFFMANN-CAMPO, C.B. Inoculação de *Meloidogyne javanica* e seu efeito na concentração de isoflavonóides em genótipos de soja resistentes e suscetíveis a nematóide. XXVIII Congresso Brasileiro de Nematologia & II Congresso Internacional de Nematologia Tropical. Maceió, Alagoas. 2009

SILVA, J.F.V. 1998. Problemas fitossanitários da soja no Brasil, com ênfase em nematóides. In: Congresso Brasileiro de nematologia, 21, Maringá, p. 16-20.

SILVA, J.F.V.; L.C.C.B. FERRAZ & C. A . ARIAS. 2001. Herança da resistência a *Meloidogyne javanica* em soja. Nematropica 31 (2): 211-219.

SILVA, M.R. & SILVA, M.A.A.P. da. 2000. Antinutritional factors: protease inhibitors and lectins Disponível em <http://www.drashirleydecampos.com.br/noticias/20339>. Acessado em 20 de Junho de 2011.

SILVA, R.A. da; SERRANO, M.A. da S.; INOMOTO, M.M.; ASMUS, G.L. Distribuição, dinâmica populacional e danos provocados por *Meloidogyne incognita*, *Rotylenchulus reniformis* e *Pratylenchus brachyurus* na cultura do algodoeiro no estado do Mato Grosso. Várzea Grande, 2004. Disponível em http://antigo.facual.org.br/pesquisa/arquivos/Relatorio_Nematoide.pdf Acessado em 25 de

junho de 2011.

SIMÃO, S. Tratado de fruticultura. Piracicaba: FEALQ, 1998. 760 p.

SOUZA, P. I. de M. de et al. Cultivar de Soja BRS Celeste. Recomendação técnica 34. Brasília, DF. Agosto, 2001.

SOUZA, PLÍNIO ITAMAR DE MELLO DE et al . BRS Celeste: nova cultivar de soja para o sistema de produção de grãos no cerrado. Pesq. agropec. bras., Brasília, v. 35, n. 2, Feb. 2000 . Available from <http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0100-204X2000000200025&lng=en&nrm=iso>. access on 24 June 2011. doi: 10.1590/S0100-204X2000000200025.

SOYINFO Center. 2010. History of Edamame, Green Vegetable Soybeans, and Vegetable-Type Soybeans: Extensively annotated bibliography and sourcebook. Página 328. Disponível em :http://books.google.com.br/books?id=WnWR9yg_YxQC&pg=PA291&lpg=PA291&dq=%22PI+71597+soybean%22&source=bl&ots=mV9nHHen&sig=OExpONqPM6Ps9NpdZuKYgRRMlrQ&hl=pt-BR&ei=sQAFTtyzD_Sx0AHHlt3mCw&sa=X&oi=book_result&ct=result&resnum=1&ved=0CBoQ6AEwAA#v=snippet&q=cns&f=false Acessado em 24 de junho de 2011.

TAYLOR, D.T. and SASSER, J.N. 1983. Biología, identificación y control de los nematodos de nódulo de la raíz (*Meloidogyne* species). A Coop.Publico of the Depart. Pl Pathology, N. Carolina St. Univ. and USAID 111 p.

TERASAWA, 1981. A soja no Brasil. Capítulo VII melhoramento de cultivares no brasil. 8.6.3 Fontes de resistencia e características conhecidas de material testado no estado do Goiás. Pág 349.

TIGANO, M. ; CARNEIRO, R. M. D. G. ; DICKSON, D. W. ; ADANS, B. . Phylogeny of *Meloidogyne* spp. based on 18S rDNA and the intergenic region of mitochondrial DNA sequences. Nematology (Leiden), Holanda, v. 7, n. 6, p. 851-862, 2005.

TRIANAPHYLLOU, A. C. 1985. Cytogenetics, cytotaxonomy and phylogeny of root-knot nematodes. Pp. 113-126 in J. N. Sasser and C. C. Carter, eds. An advanced treatise on Meloidog, ne, vol. 1. Biology and control. Raleigh: North Carolina State University Graphics.

USDA-ARS b. National Genetic Resources Program. 2008. Germplasm Resources Information Network- (GRIN). Disponível em: <http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/acc/display.pl?1036636>. National Germplasm Resources Laboratory, Beltsville, MD.

USDA-ARS a. National Genetic Resources Program. 2008. Germplasm Resources Information Network- (GRIN). Disponível em: www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgs/acc/search.pl?accid=200538.

YORINORI, J.T, Situação atual das doenças potenciais do cone Sul. In: Congresso Brasileiro de Soja, 2.; MERCOSOJA, 2002, Foz do Iguaçu. Anais.....Londrina: Embrapa Soja, 2002. 379p.

ANEXOS



Fig. 1 Sintomas de Meloidogyne morocciensis parasitando a soja no Rio Grande do Sul.

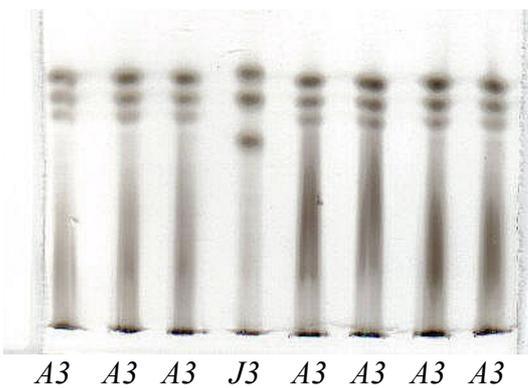


Fig. 2 Fenótipo de esterase (Est A3) de Meloidogyne morocciensis parasita da soja no Rio Grande do Sul.



Fig. 3 Sementes de soja tratadas com Carbendazim+Thiram.



Fig. 4 Parte aérea de uma planta de soja avaliada.



Fig. 5 Rizóbio, grande e claro, em raiz de soja.