

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós-graduação em Fitossanidade



Dissertação

Caracterização da nematofauna em soja (*Glycine max*) nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina e reação de genótipos a espécies de *Meloidogyne*

Luis Alejandro Yáñez Márquez

Pelotas, 2019

Luis Alejandro Yánez Márquez

Caracterização da nematofauna em soja (*Glycine max*) nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina e reação de genótipos a espécies de *Meloidogyne*

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Fitossanidade (área do conhecimento: Fitopatologia)

Orientador: Dr. Jerônimo Vieira de Araújo Filho

Coorientador: Dr. Cesar Bauer Gomes

Pelotas, 2019

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

M111c Márquez, Luis Alejandro Yánez

Caracterização da nematofauna em soja (*Glycine max*) nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina e reação de genótipos a espécies de *Meloidogyne* / Luis Alejandro Yánez Márquez ; Jerônimo Vieira de Araújo Filho, orientador ; Cesar Bauer Gomes, coorientador. — Pelotas, 2019.

88 f. : il.

Dissertação (Mestrado) — Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2019.

1. Fitonematoides. 2. Levantamento. 3. Resistência de plantas. 4. Sojicultura. 5. Taxonomia. I. Araújo Filho, Jerônimo Vieira de, orient. II. Gomes, Cesar Bauer, coorient. III. Título.

CDD : 633.34

Elaborada por Dafne Silva de Freitas CRB: 10/2175

Banca examinadora:

Dr. Jerônimo Vieira de Araújo Filho - FAEM/DFS UFPel

Dr. Cesar Bauer Gomes - Embrapa Clima Temperado

Dr. Leandro José Dallagnol - FAEM/DFS UFPel

Dr^a. Vanessa da Silva Mattos - Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnológicos

A minha mãe Mariana.

OFEREÇO E DEDICO

Agradecimentos

A Deus, pela vida, saúde e perseverança para continuar com meus estudos;

A Universidade Federal de Pelotas e a Faculdade de Agronomia “Eliseu Maciel”, pela oportunidade de me formar como mestre;

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela concessão da bolsa de estudo;

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq); pelo apoio financeiro concedido a realização deste estudo (409629/2016-2),

A Embrapa Clima Temperado pela abertura para realização da minha pesquisa;

Ao orientador Jerônimo Vieira de Araújo Filho, pela acolhida, esforço e vontade de me mostrar o interessante mundo da nematologia;

Ao co-orientador Cesar Bauer Gomes, pela paciência, conhecimento e dedicação investidos na minha formação;

Aos diferentes professores pela erudição fornecida durante estes dois anos;

A minha mãe, Mariana Márquez por ser meu exemplo de perseverança e incentivo;

A meu pai, pelos bons conselhos e suas bênçãos desde o céu;

A minha namorada, pelas boas vibrações em todos os momentos difíceis longe de casa;

Ao meu amigo Darwin Pomagualli pela ajuda no processo de admissão e adaptação nesta nova etapa do estudo;

Aos pesquisadores; Regina Carneiro, Vilmar Gonzaga e Bernardo Ueno pela contribuição na minha preparação;

A Minha família, porque sempre me apoiaram e estiveram preocupados apesar da distância;

A todos os meus amigos e colegas do laboratório de Fitopatologia e Nematologia Embrapa Clima Temperado, Patricia da Silva Grinberg, Cielo Machaca, Helena Novack Oxley, Margareth Divers, Renata Moccellini, Wellington Rodrigues, Eduardo Heller, Danrley Pacheco, Giliard Sapper Correia e Esmael Neuschrack pela ajuda em todos os momentos;

Aos funcionários da Embrapa Clima Temperado Claudiomar Amaral e Gelson Krolow;

A todos os meus amigos e conhecidos da Universidade Federal de Pelotas;
Aos colegas do Laboratório de Nematologia da Embrapa Cenargen;
A todos os parceiros dos diferentes países que compartilharam comigo todo esse tempo;

Ao colega do laboratório Cristiano Bellé pela ajuda na identificação dos gêneros e caracterização bioquímica;

Ao professor Edegar Antônio Rossetto pela ajuda na coleta das amostras;

Às diferentes empresas pelo apoio prestado na amostragem realizada, Plantecnica (Pelotas-RS), Instituto Riograndense de Arroz (IRGA) e estudantes da Faculdade de Agronomia "Eliseu Maciel" (FAEM);

Aos que foram parte de uma das etapas mais incríveis da minha vida.

De coração, **MUITO OBRIGADO**

Resumo

Yáñez, Luis Alejandro Márquez. **Caracterização da nematofauna em soja (*Glycine max*) nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina e reação de genótipos a espécies de *Meloidogyne***. 2019. 88f. Dissertação (Mestrado) Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, RS, Brasil.

A sojicultura é uma das principais atividades agrícolas do Brasil. Contudo, alguns fatores têm limitado o alcance de índices desejáveis de produtividade. Atualmente, a ocorrência de fitonematoides vem ocupando lugar de destaque. Nos estados do Rio Grande do Sul (RS) e Santa Catarina (SC), todavia, o panorama nematológico e sua associação com danos é pouco conhecido. No presente estudo objetivou-se, portanto: (i) levantar fitonematoides associados à cultura da soja em 81 lavouras comerciais de RS e SC (Capítulo I), (ii) caracterizar bioquimicamente (fenótipos de isoenzimas) as populações de *Meloidogyne* (Capítulo I), (iii) caracterizar (morfologia e morfometria) as populações de *Pratylenchus* (Capítulo I) e (iv) avaliar a reação de genótipos de soja a *Meloidogyne javanica* (J3), *M. sp.0* e *M. graminicola* (Capítulo II). No levantamento, identificaram-se 10 gêneros de fitonematoides, *Meloidogyne* (28,39%), *Pratylenchus* (44,44%), *Helicotylenchus* (90,12%), *Tylenchus* (30,86%), *Xiphinema* (35,80%), *Mesocriconema* (18,51%), *Rotylenchus* (8,64%), *Hemicycliophora* (1,23%), *Discocriconemella* (1,23%) e *Tylenchorhynchus* (1,23%). Em relação a *Meloidogyne*, nas amostras onde o nematoide foi detectado, foram identificadas no RS, *M. javanica* (J3) (90%), *M. javanica* (J2a) (5%) e *M. arenaria* (A2) (5%). Em relação a *Pratylenchus*, verificou-se predomínio de *P. brachyurus* (88,9%), seguindo de *P. penetrans* (5,55%) e de *P. zaeae* (5,55%). Na avaliação dos genótipos, o conteúdo de clorofila, peso de massa fresca da parte aérea e da raiz foram alteradas, dependendo do fitonematoide. Todas os genótipos (BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, BMX Ícone IPRO, PELBR10-6049 e Tecirga 6070 RR) testadas mostraram-se suscetíveis a *M. javanica* ($FR > 1,0$) e resistentes a *M. sp.0* ($0,01 > FR < 0,15$) e *M. graminicola* ($0,06 > FR < 0,43$).

Palavras-chave: Fitonematoides, Levantamento, Resistência de plantas, sojicultura, Taxonomia.

Abstract

Yáñez, Luis Alejandro Márquez. **Characterization of nematodes in soybean (*Glycine max*) in the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina and reaction of genotypes to species of *Meloidogyne***. 2019. 88f. Dissertation (Master) – Plant Protection Graduate Program. Federal University of Pelotas, Pelotas, RS. Brazil.

The soybean is one of the most important crops in the Brazil. Several factors have strongly limited to achieve desirable productivity. Nowadays, the occurrence of phytonematodes has been prominent. In despite of this, in the states of Rio Grande do Sul (RS) and Santa Catarina (SC), the nematological status and its association with damages is little known. This study aimed (i) to survey the phytonematodes associated with soybean in the states of the RS and SC (Chapter I), (ii) to characterize (biochemically) the *Meloidogyne* populations (Chapter I), (iii) to characterize (morphological and morphometrically) *Pratylenchus* populations (Chapter I), and (iv) to evaluate the host status of genotypes to *Meloidogyne javanica* (J3), *M. sp.0* and *M. graminicola* (Chapter II). In the survey, 10 genera of phytonematodes were identified, *Meloidogyne* (28,39%), *Pratylenchus* (44,44%), *Helicotylenchus* (90,12%), *Tylenchus* (30,86%), *Xiphinema* (35,80%), *Mesocriconema* (18,51%), *Rotylenchus* (8,64%), *Hemicycliophora* (1,23%), *Discocriconemella* (1,23%) and *Tylenchorhynchus* (1,23%). In relation to *Meloidogyne*, in the samples where the nematodes were detected, we identified *M. javanica* (J3) (90%), *M. javanica* (J2a) (5%) and *M. arenaria* (A2) (5%). To *Pratylenchus*, we found *P. brachyurus* (88.9%), *P. penetrans* (5.55%) and *P. zae* (5.55%). In the evaluation of the reaction of genotypes, the content of chlorophyll, fresh weight of aerial part and root, it was variable depending of the phytonematode. All tested genotypes (BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, BMX Ícone IPRO, PELBR10-6049 e Tecirga 6070 RR) were susceptible to *M. javanica* ($FR > 1.0$) and resistant to *M. sp.0* ($0,01 > FR < 0,15$) and *M. graminicola* ($0,06 > FR < 0,43$).

Keywords: Nematodes, Plant resistance, Taxonomy, Soybean, Survey.

Lista de Figuras

- Figura 1 - Fenótipos de esterase (Est) detectados em populações de *Meloidogyne* spp. coletadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul (J3 = *M. javanica*; J2a = *M. javanica*; A2 = *M. arenaria*)27
- Figura 2 - Ocorrência e distribuição de espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em áreas de soja em diferentes municípios do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.....30
- Figura 3 - Fotomicrografias das características morfológicas de uma fêmea de *Pratylenchus brachyurus* (Esquerda) e *Pratylenchus zae* (direita), identificadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul e Santa Catarina. A: Corpo inteiro, B: parte anterior do corpo, C: parte posterior do corpo.....36
- Figura 4 - Fotomicrografias das características morfológicas de uma fêmea (esquerda) e um macho (direita) de *Pratylenchus penetrans*, identificadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul e Santa Catarina. A: Corpo inteiro, B: parte anterior do corpo, C: parte posterior do corpo.....37

Lista de Tabelas

Tabela 1 - Frequência e densidades populacionais de diferentes fitonematoides em amostras de solo e de raízes provenientes de áreas de cultivo de soja no estado do Rio Grande do Sul.....	23
Tabela 2 - Frequência e densidades populacionais de diferentes fitonematoides em amostras de solo e de raízes provenientes de áreas de cultivo de soja no estado de Santa Catarina.....	25
Tabela 3 - Municípios, espécies de <i>Meloidogyne</i> e fenótipos de α -esterase encontrados no Rio Grande do Sul.....	28
Tabela 4 - Espécies de <i>Pratylenchus</i> identificadas nas amostras provenientes do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.....	33
Tabela 5 - Morfometria das diferentes espécies de <i>Pratylenchus</i> spp. identificados nas amostras provenientes das regiões produtoras de soja no estado do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.....	38
Tabela 6 - Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas em cultivares de soja inoculados com <i>Meloidogyne javanica</i> J3, <i>M. graminicola</i> e <i>Pratylenchus brachyurus</i> após 30 e 60 dias.....	51
Tabela 7 - Massa fresca da parte aérea (MFPA) e Massa fresca do sistema radicular (MFSR) de cinco cultivares de soja, inoculados com <i>Meloidogyne</i> spp. após 60 dias.	52
Tabela 8 – Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas em cultivares de soja após 30 e 60 dias para o fator cultivar.....	53
Tabela 9 – Massa fresca da parte aérea (MFPA) e Massa fresca do sistema radicular (MFSR) de cultivares de soja após 60 dias para o fator cultivar.....	54
Tabela 10 – Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas, massa fresca da parte aérea (MFPA) e massa fresca do sistema radicular (MFSR) em cultivares de soja após 60 dias para o fator inoculação.....	55
Tabela 11 – Reação de cultivares de soja a <i>Meloidogyne javanica</i> e <i>Meloidogyne graminicola</i>	56
Tabela 12 – Reação de genótipos de soja a <i>Meloidogyne graminicola</i>	57

Sumário

1 INTRODUÇÃO GERAL.....	13
2 CAPITULO I. CARACTERIZAÇÃO DA NEMATOFAUNA EM SOJA (<i>Glycine max</i> L Merrill) NOS ESTADOS DO RIO GRANDE DO SUL E SANTA CATARINA.....	17
2.1 Introdução.....	17
2.2 Material e Métodos.....	19
2.2.1 Coleta de amostras.....	20
2.2.2 Extração e identificação de gêneros.....	20
2.2.3 Identificação de espécies de <i>Meloidogyne</i>	20
2.2.4 Identificação de espécies de <i>Pratylenchus</i>	21
2.3 Resultados e Discussão.....	22
2.3.1 Levantamento de fitonematoides nas áreas produtoras de soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.....	22
2.3.2 Caracterização bioquímica das espécies de <i>Meloidogyne</i>	27
2.3.3 Caracterização morfológica e morfométrica de populações de <i>Pratylenchus</i> ..	32
2.4 Conclusões.....	44
3 CAPÍTULO II – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE SOJA A ESPÉCIES DE <i>Meloidogyne</i>	45
3.1 Introdução.....	45
3.2 Material e métodos.....	46
3.3 Resultados e Discussão.....	48
3.4 Conclusões.....	60
4 CONCLUSÕES GERAIS.....	61
5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	62

1 INTRODUÇÃO GERAL

A importância econômica da sojicultura nacional é largamente conhecida. Com efeito, o Brasil destaca-se como segundo maior produtor da oleaginosa, ficando atrás apenas dos EUA, respondendo por 36% da área plantada em todo o mundo (EMBRAPA, 2018). Consoante dados fornecidos pela Companhia Nacional de Abastecimento - CONAB (2018), referentes a safra 2017/2018, a estimativa de produção foi de 119.281,7 milhões de toneladas. É importante salientar que três estados (Mato Grosso, Paraná e Rio Grande do Sul) concentram cerca de 50% da produção nacional (59.625,6 milhões de toneladas) (CONAB, 2018).

Wrather et al. (1997), estudando danos relacionados a doenças nos 10 maiores países produtores de soja (*Glycine max* L. Merrill), estimaram danos de 14,99 milhões de toneladas, avaliadas em US\$ 3,31 bilhões. Interessantemente, no ano 2006, a produção foi reduzida em 59,9 milhões de toneladas devido a doenças, das quais os nematoides foram responsáveis por 9,8 milhões (WRATHER et al., 2010). Mais recentemente, Savary et al. (2019), em extensiva análise sobre os principais problemas fitossanitários da soja em todo mundo, pontificou *Heterodera glycines* (Ichinohe 1952) como o principal fator limitante; não obstante, espécies de *Meloidogyne* e *Rotylenchulus reniformis* destacam-se entre os patógenos mais importantes na cultura (DIAS et al., 2010).

Globalmente, cerca de 100 fitonematoides foram assinalados em associação com soja, dos quais os mais prejudiciais têm sido *Meloidogyne javanica* (Treub, 1985) Chitwood 1949, *M. incognita* (Kofoid; White, 1919) Chitwood 1949, *H. glycines*, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev; Shuurmans Stekhoven, 1941 e *Rotylenchulus reniformis* Linford; Oliveira, 1940. (DIAS et al., 2010; CARDOSO et al., 2014). Outras espécies de menor importância têm sido mencionadas mais recentemente, tais como *Scutellonema brachyurus* (Steiner, 1938) Andrassy, 1958 (MARCONDES et al., 2009), *Tubixaba tuxaua* Monteiro & Lordello, 1980 (ROESE et al., 2001) e *Aphelenchoides besseyi* Christie, 1942, espécie associada a Síndrome da Soja Louca II (MEYER et al., 2017). Adicionalmente, em anos recentes, foram encontrados *Belonolaimus longicaudatus* Rau, 1958, no estado do Delaware (HANDOO; SKANTAR; MULROONEY, 2010), *Hoplolaimus magnistylus* Robbins, 1982, no estado do Tennessee (DONALD; HOLGUIN; AGUDELO, 2013), *Longidorus*

attenuatus Hooper, 1961, na Polônia (KORNOBIS et al., 2016), *Paratylenchus neoamblycephalus* Geraert, 1965, no estado do Ohio (ANKROM et al., 2017), *Helicotylenchus microlobus* Golden, 1956, no estado do Dakota do Norte nos Estados Unidos (YAN et al., 2017), entre outros.

Em relação ao gênero *Meloidogyne*, apesar de o mesmo reunir mais de cem espécies (HUNT; HADDOO, 2009), *M. javanica* e *M. incognita* são consideradas historicamente as mais importantes para a cultura da soja (DIAS et al., 2010). Sob este aspecto, *M. javanica* ocorre de maneira generalizada enquanto *M. incognita* prevalece em áreas cultivadas anteriormente com café ou algodão (DIAS et al., 2010). Em áreas de soja infestadas por estes parasitas, observam-se inicialmente manchas (reboleiras) nas lavouras, nas quais as plantas exibem sintomas indiretos (plantas cloróticas) e diretos (galhas radiculares) (FERRAZ; BROWN, 2016).

O gênero *Pratylenchus* ocupa o segundo lugar em importância econômica, conforme mencionado por diferentes pesquisadores (CASTILLO et al., 2007; CASTILLO et al., 2012). Apesar disso, apenas seis espécies são mais frequentemente encontradas associadas a diferentes culturas no Brasil, a saber: *P. brachyurus* (Godfrey, 1929) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941; *P. coffeae* (Zimmermann, 1898) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941; *P. jaenhi* Inserra, Duncan, Troccoli, Dunn, dos Santos, Kaplan & Vovlas, 2001; *P. penetrans* (Cobb, 1917) Filipjev & Schuurmans Stekhoven, 1941; *P. vulnus* Allen & Jensen, 1951 e *P. zaeae* Graham, 1951 (GONZAGA, 2006). No entanto, *P. brachyurus* destaca-se por ser predominante na cultura da soja no Brasil (DIAS et al., 2010). Danos por *P. brachyurus* de até 30% foram demonstradas em condições experimentais de campo nos Estados Unidos (SCHMITT; BARKER, 1981) e reduções na altura de plantas, peso seco de sementes e de caules e de número de vagens em focos infestados (LIMA et al., 2015). Sintomas como nanismo, clorose e morte são resultantes de danos provocados nas raízes, os quais comprometem a absorção e transporte de água e nutrientes. As raízes parasitadas apresentam-se parcialmente ou totalmente escurecidas (DIAS et al., 2010).

Outro nematoide com ampla distribuição na cultura é o gênero *Helicotylenchus* spp. sendo frequentemente encontrado em associação a outros gêneros na cultura da soja. Machado et al. (2015) trabalhando com *H. dihystra* em plantas de soja e milheto (*Pennisetum glaucum* (L.) R. BR.), observaram sintomas radiculares semelhantes aos obtidos quando na presença de *Pratylenchus* spp. como lesões necróticas. Vale

ressaltar que elevadas populações de *Helicotylenchus* na cultura da soja já foram assinaladas por alguns autores (LEHMANN; MACHADO; TARRAGÓ, 1976; NEVES; HUANG, 2005).

De modo geral, as medidas de manejo integrado têm sido direcionadas principalmente para as espécies de maior importância para cultura. Infelizmente, no Rio Grande do Sul e em Santa Catarina, conhecimento acerca da ocorrência de fitonematoides, seus níveis populacionais e distribuição em áreas com declínio de produtividade é ainda parco. No estado do Rio Grande do Sul, apesar do registro atual de extensa ocorrência destes parasitos (DEUNER et al., 2014), e não raros associados a danos expressivos, poucos estudos acerca de identificações ao nível de espécie foram realizados. Além disso, no Rio Grande do Sul muita atenção deve ser considerada para expansão da cultura na Metade Sul do estado, as quais previamente cultivadas com outras espécies vegetais boas hospedeiras de espécies de fitonematoides, tais como tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), milho (*Zea mays* L.) e arroz (*Oryza sativa* L.) (ARAUJO, 2012; DIAS et al., 2016; DA MATTOS et al., 2018). Castro et al. (2003) identificou em diversas regiões produtoras de soja do Brasil, larga predominância de *M. javanica* e *M. incognita*, mas áreas emergentes do estado do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina não foram contempladas neste estudo. Sob este aspecto, Kirsch et al. (2016) identificou uma população de *M. morocciensis* causando danos expressivos em campos de soja na região de Cerrito-RS. Em Santa Catarina o cenário é mais preocupante, devido a relativa carência de profissionais que se dedicam a especialidade na cultura, o que, via de regra, poderá concorrer para a inutilização de diversas áreas de cultivo.

Devido à grande variação e plasticidade genética (CASTAGNONE-SERENO, 2002) os fitonematoides se adaptam a diferentes condições, o que constitui uma ameaça a diversas culturas, inclusive a soja. Neste sentido, os problemas nematológicos estão se tornando mais frequentes, exigindo levantamentos atualizados, seja em áreas emergentes ou tradicionais. A partir disso, medidas que promovam significativas reduções em seus níveis populacionais, mantendo-os durante o tempo necessário em patamares nos quais não causem maiores danos à cultura podem ser estabelecidas (FERRAZ; BROWN, 2016).

Atualmente, aproximadamente 80 cultivares resistentes ou moderadamente resistentes a *M. incognita* e/ou *M. javanica* estão disponíveis no mercado, mas quase todas são descendentes de uma única fonte de resistência (DIAS et al., 2010). No

caso do melhoramento genético vegetal para resistência a espécies migradoras, tais como *Pratylenchus*, a tarefa é certamente ainda mais difícil, haja vista que são parasitas pouco especializados, de hábito endoparasita e migrador, não se fixando na planta hospedeira (CINTRA, 2008).

Em vista do crescente incremento de área cultivada de soja nas regiões supramencionadas, este trabalho objetivará primordialmente, no primeiro capítulo, realizar um levantamento de fitonematoides em áreas produtoras de soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina. No segundo capítulo, objetivou-se, avaliar a reação de diferentes genótipos de soja a *M. javanica*, *M. sp.0* e *M. graminicola*, sob condições de casa de vegetação.

2 CAPÍTULO I. CARACTERIZAÇÃO DA NEMATOFUNA EM SOJA (*Glycine max* L. Merrill) NOS ESTADOS DO RIO GRANDE DO SUL E SANTA CATARINA

2.1 Introdução

A soja é uma leguminosa que contribui para cerca de um quarto do óleo comestível global e dois terços do concentrado protéico do mundo para a alimentação do gado (AGARWAL et al., 2013). Recentemente, vem crescendo também o seu uso como fonte alternativa de biocombustível (COSTA; ROSSI, 2000). Esta oleaginosa apresenta como centro de origem e domesticação o nordeste da Ásia (CHUNG et al., 2008). No Brasil, especificamente, o primeiro relato sobre o cultivo de soja data de 1882, no estado da Bahia (BLACK, 2000). Em seguida, foi levada por imigrantes japoneses para São Paulo, e, em 1914, foi introduzida no Rio Grande do Sul, onde as variedades norte-americanas adaptaram-se melhor às condições edafoclimáticas (BONETTI, 1981).

De acordo com Lazzarotto et al. (2010) o grande incremento na produção mundial de soja deve ser atribuído a diversos fatores, dentre os quais merecem destaque: (i) o elevado teor de óleo (20%) e proteínas (40%) de excelentes qualidades no grão; (ii) é uma *commodity* padronizada e uniforme, podendo, portanto, ser produzida e negociada por produtores de diversos países, apresentando alta liquidez e demanda; e (iii) nas últimas décadas, houve expressivo aumento da oferta de tecnologias de produção, fatores que permitiram ampliar significativamente a área e a produtividade. Dentre os fatores limitantes, os fitonematoides são responsáveis por perdas anuais de US \$ 78 bilhões em todo o mundo, correspondendo a 10-15% da produtividade (LIMA et al., 2017). Em alguns casos, reduções de rendimento podem chegar a 100% (SCHMITT; BARKER, 1981; BARKER, 1998). No entanto, a perda de produtividade devido a fitonematoides é bastante variável e depende principalmente de fatores como espécie parasita, níveis populacionais, suscetibilidade das cultivares, sistemas de cultivo, temperaturas, época de plantio, região e fatores edáficos (LIMA et al., 2017).

Análises realizadas em lavouras do Rio Grande Sul e de Santa Catarina, revelaram a presença dos seguintes gêneros de fitonematoides: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Tylenchorhynchus*, *Trichodorus*, *Xiphinema*, *Criconemoides*, *Scutellonema*, *Longidorus* (LEHMANN et al., 1976). A identificação rápida e precisa desses nematoides a nível de espécie é essencial não só para o sucesso na escolha de uma estratégia de manejo adequada, mas também para evitar disseminação de espécies exóticas de patógenos quarentenários (POWERS, 2004; BLOK, 2005; SKANTAR; CARTA 2005; BLOK; POWERS, 2009).

Os fitonematoides do gênero *Meloidogyne* constituem os mais importantes historicamente, uma vez que parasitam extensa gama de culturas, tais como a soja, hortaliças, fruteiras, café, algodão, feijão, entre outras (GOMEZ et al., 2016). Espécies de *Meloidogyne* exibem habitualmente maior agressividade. Asmus e Ferraz (2001) avaliando o efeito de *M. javanica* sobre o crescimento e a produção da soja, observaram reduções de até 85,9%.

Espécies de *Pratylenchus* tem sido encontradas parasitando soja na maioria das regiões do cultivo do mundo (SIKORA et al., 2005). Dentre estas, *P. brachyurus* é, sem dúvidas, a principal, reduzindo o crescimento e a produtividade de soja no Brasil. Segundo Schmitt et al. (1981) os danos estão linearmente relacionados com densidades de *P. brachyurus* em solo franco arenoso-argiloso. Levantamentos realizados em áreas de plantio de soja e algodão demonstraram que *P. brachyurus* é a espécie encontrado com maior frequência (SILVA et al., 2004; RIBEIRO; DIAS; SANTOS, 2010). As plantas parasitadas apresentam redução no crescimento, amarelecimento das folhas e mortes em reboleiras. Como resultado aos danos mecânicos decorrentes do direcionamento dos nematoides e à ação tóxica das enzimas, muitas células morrem e são invadidas por fungos e bactérias do solo, resultando sintomas como aparecimento de lesões necróticas típicas, de coloração escura e outras claras, aparentemente sadias (FERRAZ; BROWN, 2016). Nematoides do gênero *Helicotylenchus*, ocorrentes em associação a grande número de culturas, ainda são considerados, pela maioria dos autores, como fitonematoides de importância secundária (KIRSCH et al., 2016).

A identificação das espécies de *Meloidogyne* tem sido realizada predominantemente através do exame da região perineal da fêmea (CARNEIRO; ALMEIDA; QUÉNHERVÉ, 2000). Entretanto, identificações precisas baseando-se apenas em morfologia, constitui tarefa muito difícil, mesmo para taxonomistas mais

experientes (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1990). A partir de estudos bioquímicos, envolvendo proteínas solúveis, realizados nos últimos 30 anos, têm-se observado que espécies de *Meloidogyne* podem ser diferenciados através de fenótipos enzimáticos. Até o momento, existem cerca de 42 espécies caracterizadas (BLOK; POWERS, 2009). O emprego de marcadores bioquímicos, tais como fenótipos de isoenzimas, na identificação de espécies de *Meloidogyne* demonstrou-se bastante eficiente, constituindo-se em uma das principais ferramentas para identificação correta de espécies de *Meloidogyne*. Carneiro et al. (1996a; 2000), estudando cerca de 200 populações de *Meloidogyne* de diferentes regiões do mundo, confirmaram a eficiência dessa técnica, a qual possibilitou não apenas a caracterização das espécies mais frequentes, mas também a detecção de uma espécie novas, como *M. paranaensis* (CARNEIRO et al., 1996b).

A identificação de espécies de *Pratylenchus* é geralmente baseada nas características morfológicas das fêmeas, uma vez que machos são raros ou desconhecidos para um grande número de espécies (LOOF, 1991). A variabilidade intraespecífica em *Pratylenchus* tem sido um dos principais limitantes em sua resolução taxonômica (GONZAGA et al., 2016). Adicionalmente, espécies de *Pratylenchus* são muito semelhantes em morfologia e diferenças podem ser detectadas usando-se grandes ampliações, o que significa que, embora o gênero seja facilmente reconhecível, é extremamente difícil construir chaves satisfatórias para determinação de espécies (CASTILHO et al., 2007). Segundo Brown e Boag (1988), citados por Doucet e Lax (1997), os caracteres morfométricos que definem as espécies de nematoides podem variar não só entre espécies de populações distintas, mas também entre indivíduos pertencentes a uma mesma população. No entanto, os caracteres morfológicos constituem uma ferramenta de grande importância quando se trata de um trabalho de levantamento onde o objetivo é identificar os diferentes gêneros de nematoides presentes nas áreas a serem estudadas.

No presente estudo objetivou-se realizar um levantamento de fitonematoides e caracterizar as principais espécies ocorrentes em áreas produtoras de soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.

2.2 Material e Métodos

2.2.1 Coleta de amostras

As amostras foram coletadas (safra 2017/2018) em lavouras de soja distribuídas em municípios das principais regiões produtoras de soja do Rio Grande do Sul (Turuçu, São Lourenço do Sul, Tupanciretã, Pelotas, Erechim, Paulo Bento, Ipiranga do Sul, Rio Grande, Canguçu, e Capão de Leão) e de Santa Catarina (Campo Belo do Sul, São José do Cerrito, Curitibanos e Campos Novos).

Foram coletadas 81 amostras compostas (solo e raízes). As coletas foram efetuadas consoante procedimentos padrões, percorrendo-se cada área em *zigue-zague*, eliminando-se plantas infestantes na região de coleta e, com auxílio de enxada, coletando-se sub-amostras, em profundidade de 0 a 20 cm. Sete a 10 sub-amostras por área foram coletadas para formar uma amostra composta. Conseqüentemente, as amostras foram acondicionadas em sacos plásticos, devidamente etiquetados com dados referentes (histórico) da área, e, por fim, levadas ao laboratório (MACHADO et al., 2010) de Fitopatologia/Nematologia da Embrapa Clima Temperado - Pelotas/RS.

2.2.2 Extração e identificação de gêneros

Inicialmente, alíquotas de solo (250 cm³) e raízes (10 g) foram obtidas de cada amostra composta e homogeneizada manualmente. Posteriormente, as amostras de solo foram processadas (peneiramento e centrifugação) segundo metodologia proposta por Jenkins (1964) e amostras das raízes foram trituradas em liquidificador e submetidas a peneiramento e centrifugações, conforme metodologia de Coolen e D'Herde (1972). Estimativas de densidades populacionais (solo e raiz) foram determinadas com auxílio da lâmina de Peters, sob microscópio óptico, e identificados em nível de gênero segundo chave de Mai e Mullin (1996).

2.2.3 Identificação de espécies de *Meloidogyne*

Para identificação das espécies de *Meloidogyne*, fêmeas branco-leitosas foram extraídas das raízes, com auxílio de microscópio estereoscópico, e caracterizadas

bioquimicamente através da eletroforese de isoenzimas (fenótipos de α -esterase) (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). Posteriormente, essas amostras (raízes infectadas) também foram inoculadas em plantas de tomateiro (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cv. Santa Cruz e mantidas em vasos com solo autoclavado em casa de vegetação ($25 \pm 5^\circ\text{C}$) para purificação (isolados) e manutenção das populações para estudos posteriores.

Fenótipos de α -esterase foram determinados a partir do extrato proteico de 40 fêmeas. Para isto, as fêmeas extraídas foram colocadas individualmente em um tubo hematócrito contendo $5 \mu\text{l}$ de solução extratora (CARNEIRO; ALMEIDA; QUÉNHERVÉ, 2000), maceradas, e o extrato proteico obtido transferido para papel de filtro qualitativo (whatman 3mm). Por fim, as sub-amostras contidas no papel foram colocadas, separadamente, uma a uma, em poços de gel de poliacrilamida a 7% previamente preparado, utilizando-se azul de bromofenol (0,1%) para acompanhamento da migração, os extratos proteicos de fêmeas de *M. javanica* foram incluídos em cada gel como fenótipo padrão para a caracterização da esterase (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001).

A eletroforese foi realizada em uma cuba contendo solução tampão proposto por Scandalios (1969), a 5°C , sob voltagem de 120 V por 2 horas e efetuada no sistema horizontal, conforme técnica proposta por Smithies (1955) e modificada por Carneiro e Almeida (2001). A revelação foi realizada utilizando α -naftil acetato a 37°C por 30 minutos, e a taxa de mobilidade relativa (R_m) calculada com relação à primeira banda de menor mobilidade do isolado de referência (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001).

2.2.4 Identificação de espécies de *Pratylenchus*

Todas as amostras de raízes nas quais foram identificadas *Pratylenchus* foram, inicialmente, mantidas em plantas de sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench) BRS 506 e posteriormente os exemplares foram extraídos das raízes pelo método de Coolen e D'Herde (1972). Os nematoides foram mortos em banho maria (55°C) e montados temporalmente em formalina a 2%. Em seguida, as características morfológicas e morfométricas foram observadas e mensuradas, utilizando-se as chaves de Castillo e

Vovlas (2007) e Gonzaga et al. (2006). As imagens foram capturadas utilizando-se um Software LAS V3.7 acoplado ao microscópio Leica dm 1000.

Os caracteres obtidos a partir das fêmeas foram as seguintes: comprimento do corpo (**L**), maior largura do corpo (**ML**), comprimento do estilete (**CE**), número de anéis na região labial (**NARL**), comprimento do esôfago (**CDE**), distância da região labial à vulva (**DRAV**), comprimento da cauda (**CC**), largura do corpo na região anal (**LCRA**). Depois, foram calculados índices De Man: **a** (comprimento do corpo dividido pela maior largura), **b** (comprimento do corpo dividido pelo comprimento do esôfago), **c** (comprimento do corpo dividido pelo comprimento da cauda), **c'** (comprimento da cauda dividido pela maior largura na região anal) e **V** % (distância da extremidade anterior à vulva, como porcentagem do comprimento total do corpo).

2.3 Resultados e Discussão

2.3.1 Levantamento de fitonematoides nas áreas produtoras de soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina

Das 52 amostras coletadas no Rio Grande do Sul foram identificados 10 gêneros de fitonematoides, filiados a 7 famílias (Pratylenchidae, Longidoridae, Hoplolaimidae, Tylenchidae, Meloidogynidae, Criconematidae e Hemicycliophoridae) (Tabela 1; Anexo 1; Anexo 2) e das 29 amostras de Santa Catarina, 5 gêneros, filiados a 5 famílias (Hoplolaimidae, Longidoridae, Criconematidae, Pratylenchidae e Tylenchidae), foram identificados (Tabela 2; Anexo 3; Anexo 4).

Tabela 1 - Frequência e densidades populacionais de fitonematoides em amostras (solo e raízes) provenientes de áreas de soja no estado do Rio Grande do Sul.

Raízes			Solo		
Gêneros	Frequência (%)	Densidade Populacional ^a	Gêneros	Frequência (%)	Densidade Populacional ^b
<i>Helicotylenchus</i>	67,3	490 (0 – 1.750)	<i>Helicotylenchus</i>	94,23	1.609 (0 – 9.150)
<i>Pratylenchus</i>	50	382 (0 – 4.300)	<i>Tylenchus</i>	46,15	69 (0 – 550)
<i>Meloidogyne</i>	34,61	1.490 (0 – 14.700)	<i>Xiphinema</i>	42,3	35 (0 – 250)
<i>Rotylenchus</i>	9,61	27 (0 – 250)	<i>Pratylenchus</i>	38,46	62 (0 – 550)
<i>Mesocriconema</i>	5,75	100 (0 – 2.400)	<i>Meloidogyne</i>	36,52	1.184 (0 – 19.250)
<i>Tylenchus</i>	3,84	4 (0 – 50)	<i>Mesocriconema</i>	21,15	60 (0 – 2.000)
<i>Xiphinema</i>	1,92	2 (0 – 50)	<i>Rotylenchus</i>	13,46	82 (0 – 1.900)
<i>Discocriconemella</i>	1,92	40 (0 – 1.050)	<i>Hemicycliophora</i>	1,92	1 (0 – 50)
			<i>Discocriconemella</i>	1,92	18 (0 – 950)
			<i>Tylenchorhynchus</i>	1,92	1 (0 – 50)

^a Número médio e Amplitude Geral de nematoides por 10 gramas de raízes

^b Número médio e Amplitude Geral de nematoides por 250 cm³ de solo

No estado do Rio Grande Sul, *Meloidogyne* foi identificado em 36,52% do total das áreas coletadas. Os níveis populacionais nas lavouras foram variáveis, oscilando entre 50 a 14700 J2/10g (raízes) e 50 a 19250 J2/250 cm³ (solo) (Tabela 1; Anexo 1; Anexo 2).

Com relação à ocorrência de *Pratylenchus*, o mesmo esteve presente em 50% do total amostras. Os níveis populacionais variaram entre 50 a 4300 de espécimes/10 g de raízes e de 50 a 550 espécimes/250 cm³ de solo (Tabela 1; Anexo 1; Anexo 2). Já para o gênero *Helicotylenchus*, verificou-se a presença em 94,23% das amostras de solo e raiz, cujos níveis populacionais variaram entre 50 e 1750 exemplares/10g de raízes e 50 a 9150 espécimes/250 cm³ de solo. Convém ressaltar que em 32,69% das amostras foi detectada a presença de *Meloidogyne*, *Pratylenchus* e *Helicotylenchus*, concomitantemente (Anexo 1; Anexo 2). Também foi verificada, no Rio Grande do Sul, a presença dos gêneros *Tylenchus*, *Xiphinema*, *Mesocriconema*, *Rotylenchus*, *Hemicycliophora*, *Discocriconemella* e *Tylenchorhynchus* em 46,15; 42,3; 21,15; 13,46; 1,92; 1,92 e 1,92% do total das amostras, respectivamente (Anexo 1; Anexo 2).

Tabela 2 - Frequência e densidades populacionais de diferentes fitonematoides em amostras (solo e raízes) provenientes de áreas de soja no estado de Santa Catarina.

Raízes			Solo		
Gêneros	Frequência (%)	Densidade Populacional ^a	Gêneros	Frequência (%)	Densidade Populacional ^b
<i>Helicotylenchus</i>	41,37	124 (0 - 350)	<i>Helicotylenchus</i>	79,31	422 (0 - 1900)
<i>Pratylenchus</i>	34,48	131 (0 - 500)	<i>Xiphinema</i>	24,13	16 (0 - 250)
			<i>Mesocriconema</i>	10,34	7 (0 - 100)
			<i>Pratylenchus</i>	3,44	2 (0 - 50)
			<i>Tylenchus</i>	3,44	2 (0 - 250)

^a Número médio e Amplitude Geral de nematoides por 10 gramas de raízes

^b Número médio e Amplitude Geral de nematoides por 250 cm³ de solo

No estado de Santa Catarina, espécies de *Meloidogyne* não foram detectadas. O gênero *Pratylenchus*, todavia, foi detectado em 34,48% das amostras de solo e raiz. Os níveis populacionais de *Pratylenchus* nas lavouras foram variáveis, entre 50 a 500 espécimes/10g de raízes e 50 espécimes/250 cm³ de solo (Tabela 2; Anexo 3; Anexo 4). Com relação à ocorrência de o gênero *Helicotylenchus*, o mesmo foi observado em 79.31% do total das áreas. Os níveis populacionais variaram entre 50 a 350 espécimes/10g de raízes e 50 a 1900 espécimes/250 cm³ de solo (Tabela 2; Anexo 3; Anexo 4).

Misturas de *Pratylenchus* e *Helicotylenchus* foram encontrados em 31,03% das amostras (Anexo 3; Anexo 4). Além disso, verificou-se a presença dos gêneros *Tylenchus*, *Xiphinema* e *Mesocriconema* em 3,44; 24,13 e 3,44% do total das amostras respectivamente (Anexo 3; Anexo 4).

Entre os fitonematoides considerados de maior importância para a cultura da soja, *Meloidogyne* spp. apresentou altos níveis populacionais nas diferentes amostras coletadas, uma vez que, segundo Davis et al. (2009), limiares de dano iguais ou superiores a 60 J2/100 cm³ de solo tem sido estabelecido na cultura para este fitonematoide, com relação a isso, do total das amostras onde *Meloidogyne* foi identificado no estado do Rio Grande do Sul, elevado níveis foram observados em 16 (88.89%) das 18 amostras coletadas (Anexo 1; Anexo 2). Já para *P. brachyurus*, segundo Ferraz (1995), limiares de dano de 1 espécime/cm³ de solo são suficientes para causar danos na cultura da soja, neste levantamento, este fitonematoide mostrou limiares acima dos mencionados por Ferraz (1995), em 10 (27.78%) das 36 amostras onde o fitonematoide foi identificado (Anexo 3; Anexo 4).

No último levantamento realizado na cultura da soja no estado do Rio Grande do Sul, Kirsch et al. (2015) detectou em amostras de solo e raiz a presença dos seguintes fitonematoides: *Meloidogyne*, *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Aphelenchus*, *Paratylenchus* e *Pratylenchus*, corroborando estes resultados com os obtidos neste levantamento, verificou-se a presença dos mesmos gêneros, além de outros nas diferentes amostras.

Em levantamentos realizados por Lehmann et al. (1976), em 104 lavouras de soja do Rio Grande Sul e de Santa Catarina, detectou-se a presença de gêneros como: *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Helicotylenchus*, *Hoplolaimus*, *Tylenchorhynchus*, *Trichodorus*, *Xiphinema*, *Criconemoides*, *Scutellonema* e *Longidorus*. As áreas contempladas no estudo feito por Lehmann foram diferentes em nosso levantamento,

explicando, parcialmente, a ausência de espécies de *Meloidogyne*; logicamente a expansão da cultura e alterações no setor produtivo podem, entre outros aspectos, influenciar a presença de fitonematoides, destacando a necessidade de levantamentos atualizados.

De qualquer modo, estudos posteriores devem ser conduzidos com o objetivo de obter uma maior cobertura das amostragens, uma vez que diferenças na distribuição foram evidenciadas. De fato, o aumento das áreas cultivadas de soja, provoca um aumento da distribuição dos nematoides, devido a muitos fatores, entre eles a movimentação de maquinaria agrícola de áreas infestadas para áreas livres do patógeno, bem como dentro da mesma propriedade.

2.3.2 Caracterização bioquímica das espécies de *Meloidogyne*

Foram obtidas 20 populações de *Meloidogyne* em 10 municípios do RS (Figura 2), sendo identificadas cinco isoformas e três fenótipos de esterase (Figura 1), *M. javanica* (Est J3 e J2a) e *M. arenaria* (Est A2) (Tabela 3). *M. javanica* (95%) esteve presente em maior frequência enquanto *M. arenaria* foi detectado em apenas uma área (5%). Das 19 populações de *M. javanica*, 94,73% apresentaram Est J3 (R_m : 1.00; 1.24; 1.40) e 5,27% apresentou Est J2a (R_m : 1.00; 1.40).

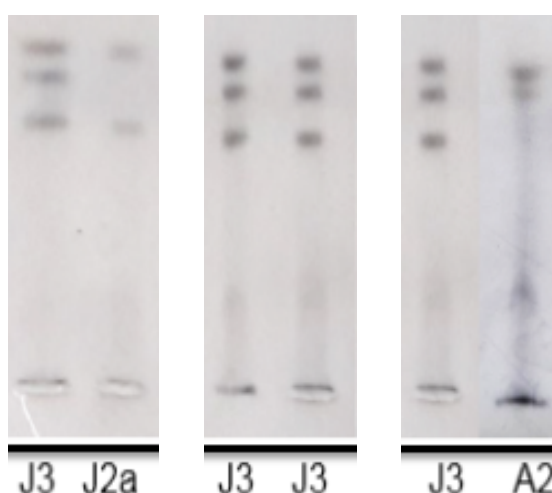


Figura 1 - Fenótipos de esterase (Est) detectados em populações de *Meloidogyne* spp. coletadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul (J3 = *M. javanica*; J2a = *M. javanica*; A2 = *M. arenaria*).

Tabela 3 – Municípios, espécies de *Meloidogyne* e fenótipos de α -esterase encontrados no Rio Grande do Sul.

Local	Código da Amostra	Espécie de <i>Meloidogyne</i>	Fenótipo de esterase	Ocorrência (%)	Variedade
Pelotas	A70	<i>M. javanica</i>	J3	100	95Y72
	A71	<i>M. javanica</i>	J3	100	NA 5909 RG
	A72	<i>M. javanica</i>	J3	100	BMX Valente RR
	A15	<i>M. javanica</i>	J3	100	BMX Valente RR
	A22	<i>M. javanica</i>	J3	100	BMX Valente RR
São Lourenço do Sul	A2	<i>M. javanica</i>	J3	100	SYN 1257 RR
Tupanciretã	A6	<i>M. javanica</i>	J3	100	BMX Potência RR
	A7	<i>M. javanica</i>	J3	100	NS 6909 IPRO
	A8	<i>M. javanica</i>	J3	100	NA 5909 RG
	A10	<i>M. javanica</i>	J3	100	NA 5909 RG
	A11	<i>M. javanica</i>	J3	100	M6410 IPRO
	A12	<i>M. javanica</i>	J3	100	CZ 26B42 IPRO
	A13	<i>M. javanica</i>	J3	100	-
	A14	<i>M. javanica</i>	J3	100	TMG 7262 RR
	Turuçu	A27	<i>M. javanica</i>	J3	100
A28		<i>M. javanica</i>	J3	100	BMX Valente RR

Local	Código da Amostra	Espécie de <i>Meloidogyne</i>	Fenótipo de esterase	Ocorrência (%)	Variedade
Turuçu	A29	<i>M. javanica</i>	J3	100	AS 3570 IPRO
	A1	<i>M. javanica</i>	J3	90,0	AS 3570 IPRO
	A1	<i>M. javanica</i>	J2a	5,0	AS 3570 IPRO
	A1	<i>M. arenaria</i>	A2	5,0	AS 3570 IPRO

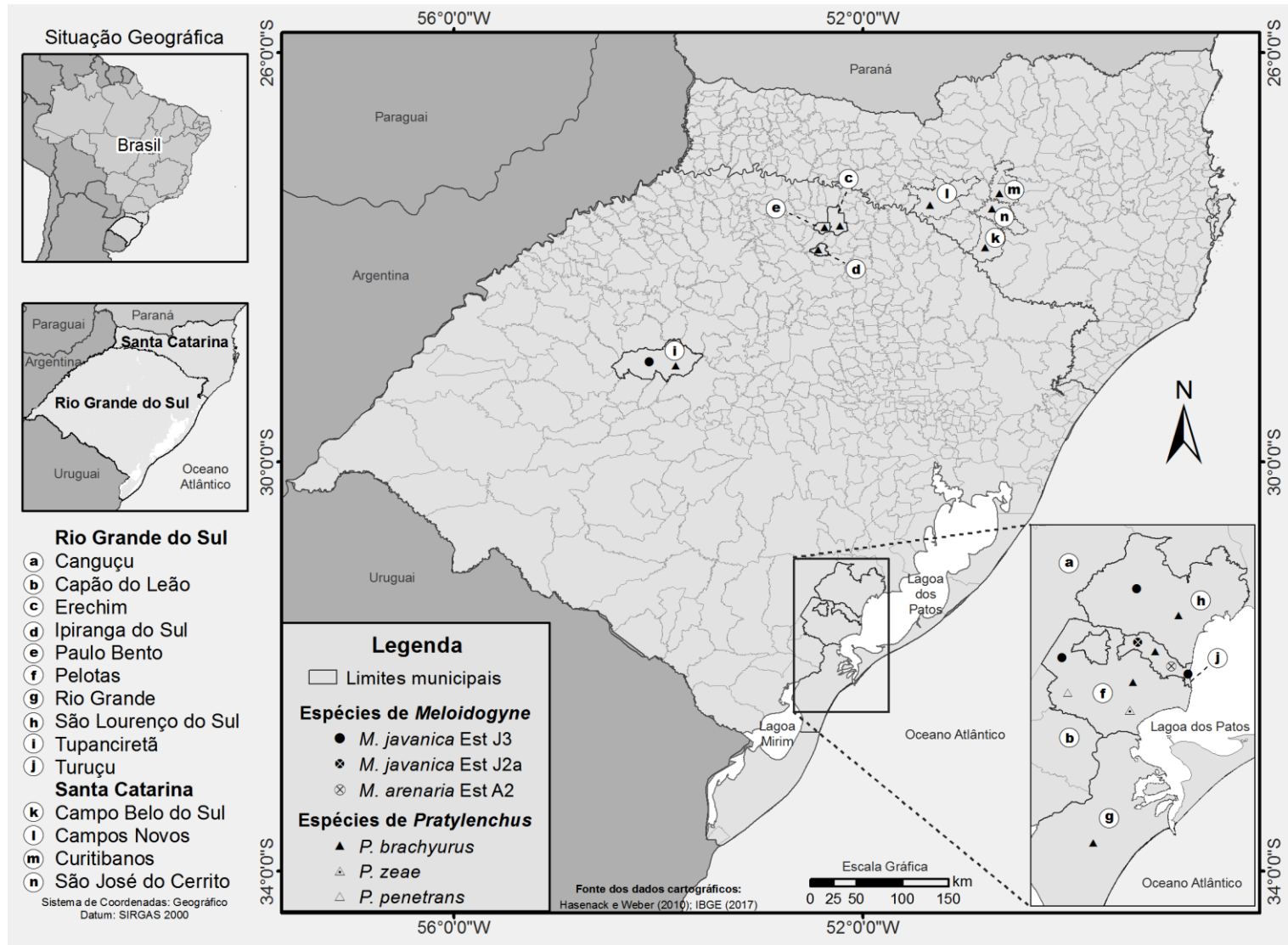


Figura 2 – Ocorrência e distribuição de espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* em áreas de soja em diferentes municípios do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina.

O nematoide *M. javanica* foi a espécie predominante, corroborando dados obtidos em trabalhos anteriores. Castro et al. (2003), estudando a variabilidade enzimática de populações de *Meloidogyne* provenientes de regiões produtoras de soja no estado do Rio Grande do Sul, observou *M. javanica* em 69,2% das amostras. Esta ocorrência predominante de *M. javanica* em levantamentos em áreas de cultivo de soja foi também observado por Lopez (2015), onde esse nematoide estava presente em 77% do total das amostras. Resultados similares também foram obtidos em estudos de caracterização de espécies de *Meloidogyne* realizado por Kirsch et al. (2016), no qual *M. javanica* foi a espécie mais frequente (81,25%), demonstrando ser esta espécie predominante na soja.

A segunda espécie mais frequente foi *Meloidogyne arenaria* (5,0%), esta espécie também foi identificada em trabalhos realizados por Castro et al. (2003) e Kirsch et al. (2016) no Rio Grande do Sul. Verificou-se a ocorrência de populações mistas de *Meloidogyne* em 5% das amostras (Turuçu), onde *M. javanica* Est J3 (95,0%), *M. arenaria* Est A2a (5,0%) e *M. javanica* Est J2a (5,0%) foram observadas, na mesma amostra, mas sabe-se que é comum encontrar essas duas espécies associadas concomitantemente (EISENBACK; TRIANTAPHYLLOU, 1991). Populações mistas de *M. javanica* e *M. arenaria* também foram observadas por Kirsch et al. (2016) no levantamento realizado no estado do Rio Grande do Sul. Referente ao fenótipo Est J2a, o mesmo apresentou duas bandas, uma superior e uma inferior com ausência da banda intermedia (Figura 1) quando comparado com fenótipo Est J3. Castro (2001), em um estudo de caracterização de populações de *Meloidogyne* de regiões brasileiras produtoras de soja descreveu este fenótipo pela primeira vez no Brasil. O fenótipo J2a foi também encontrado em mistura com *M. javanica* Est J3 no estado de Goiás (CASTRO; LIMA; CARNEIRO, 2003). Segundo Rajasekhar et al. (1990) e Carneiro et al. (1996), citados por Quénéhervé et al. (2004), mencionam que fenótipos de *M. javanica* podem ser estáveis ou não e Quénéhervé et al. (2004) menciona que é provável que algumas fêmeas isoladas do campo que não estivessem em bom estado fisiológico podem apresentar má resolução de banda, produzindo os fenótipos J2 e J2a.

O nematoide *M. javanica* foi observado em todas as variedades (95Y72, BMX Valente RR, NA 5909 RG, SYN 1257 RR, BMX Potência RR, NS 6909 IPRO, M6410 IPRO, CZ 26B42 IPRO, TMG 7262 RR) de soja levantadas neste trabalho. Cabe ressaltar que a maioria delas não apresentam informações acerca da

resistência/susceptibilidade nas fichas técnicas. Porém, as variedades M6410 IPRO, CZ 26B42 IPRO e TMG 7262 RR apresentaram susceptibilidade a esta espécie de nematoide dentre suas características. A variedade AS 3570 IPRO, onde *M. javanica* e *M. arenaria* estavam presentes, apresentou em, em sua ficha técnica, resistência a *M. javanica* e sem informação para *M. arenaria*, maior atenção deve ser prestada em relação à resistência a *M. javanica*, já que foi verificada densidades populacionais elevadas deste fitonematoide.

2.3.3 Caracterização morfológica e morfométrica de populações de *Pratylenchus*

Das 81 amostras coletadas no RS e SC (Figura 2), observou-se o gênero *Pratylenchus* em 44,44% das amostras, onde foram caracterizadas 32 populações de *P. brachyurus* (88,9%), duas de *P. penetrans* (5,55%) e duas de *P. zaeae* (5,55%), respectivamente (Tabela 4). No RS, a presença de *P. brachyurus* foi detectada em 80% do total dos municípios amostrados, *P. zaeae* em 10% e *P. penetrans* em 10%. Em SC, *P. brachyurus* foi detectada em todos os municípios amostrados, e, *P. penetrans* apenas no município de Curitibaanos (Tabela 4; Figura 2).

Tabela 4 - Espécies de *Pratylenchus* identificadas em amostras provenientes do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.

Local (Município e Estado)	Código da Amostra	Espécie de <i>Pratylenchus</i>	Ocorrência (%)	Variedade
Campo Belo do Sul - SC	A37	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Elite IPRO
Campos Novos – SC	A54	<i>P. brachyurus</i>	100	NS 5445 IPRO
Curitibanos – SC	A40	<i>P. brachyurus</i>	100	NA 5909 RG
	A39	<i>P. penetrans</i>	100	NA 5909 RG
São José do Cerrito - SC	A62	<i>P. brachyurus</i>	100	PRE 6336 RR
	A63	<i>P. brachyurus</i>	100	PRE 6336 RR
	A65	<i>P. brachyurus</i>	100	PRE 6336 RR
	A67	<i>P. brachyurus</i>	100	PRE 6336 RR
	A68	<i>P. brachyurus</i>	100	PRE 6336 RR
Erechim – RS	A46	<i>P. brachyurus</i>	100	-
Ipiranga do Sul – RS	A50	<i>P. brachyurus</i>	100	BRS 5601 RR
	A51	<i>P. brachyurus</i>	100	BRS 5601 RR
	A69	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Ativa RR
Paulo Bento – RS	A45	<i>P. brachyurus</i>	100	NA 5909 RG
	A48	<i>P. brachyurus</i>	100	TMG 7262 RR
Pelotas – RS	A15	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR

Local (Município e Estado)	Código da Amostra	Espécie de <i>Pratylenchus</i>	Ocorrência (%)	Variedade
Pelotas – RS	A16	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR
	A22	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR
	A23	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR
	A73	<i>P. brachyurus</i>	100	NA 5909 RG
	A24	<i>P. zaeae</i>	100	TMG 7161 RR
	A71	<i>P. zaeae</i>	100	NA 5909 RG
	A72	<i>P. penetrans</i>	100	BMX Valente RR
Rio Grande – RS	A74	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR
São Lourenço do Sul - RS	A2	<i>P. brachyurus</i>	100	SYN 1257 RR
Turuçu – RS	A1	<i>P. brachyurus</i>	100	AS 3570 IPRO
	A28	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Valente RR
Tupanciretã – RS	A6	<i>P. brachyurus</i>	100	BMX Potência RR
	A7	<i>P. brachyurus</i>	100	NS 6909 IPRO
	A8	<i>P. brachyurus</i>	100	NA 5909 RG
	A9	<i>P. brachyurus</i>	100	M5947 IPRO
	A10	<i>P. brachyurus</i>	100	NA 5909 RG
	A11	<i>P. brachyurus</i>	100	M6410 IPRO
	A12	<i>P. brachyurus</i>	100	CZ 26B42 IPRO

Local (Município e Estado)	Código da Amostra	Espécie de <i>Pratylenchus</i>	Ocorrência (%)	Variedade
Tupanciretã – RS	A13	<i>P. brachyurus</i>	100	-
	A14	<i>P. brachyurus</i>	100	TMG 7262 RR

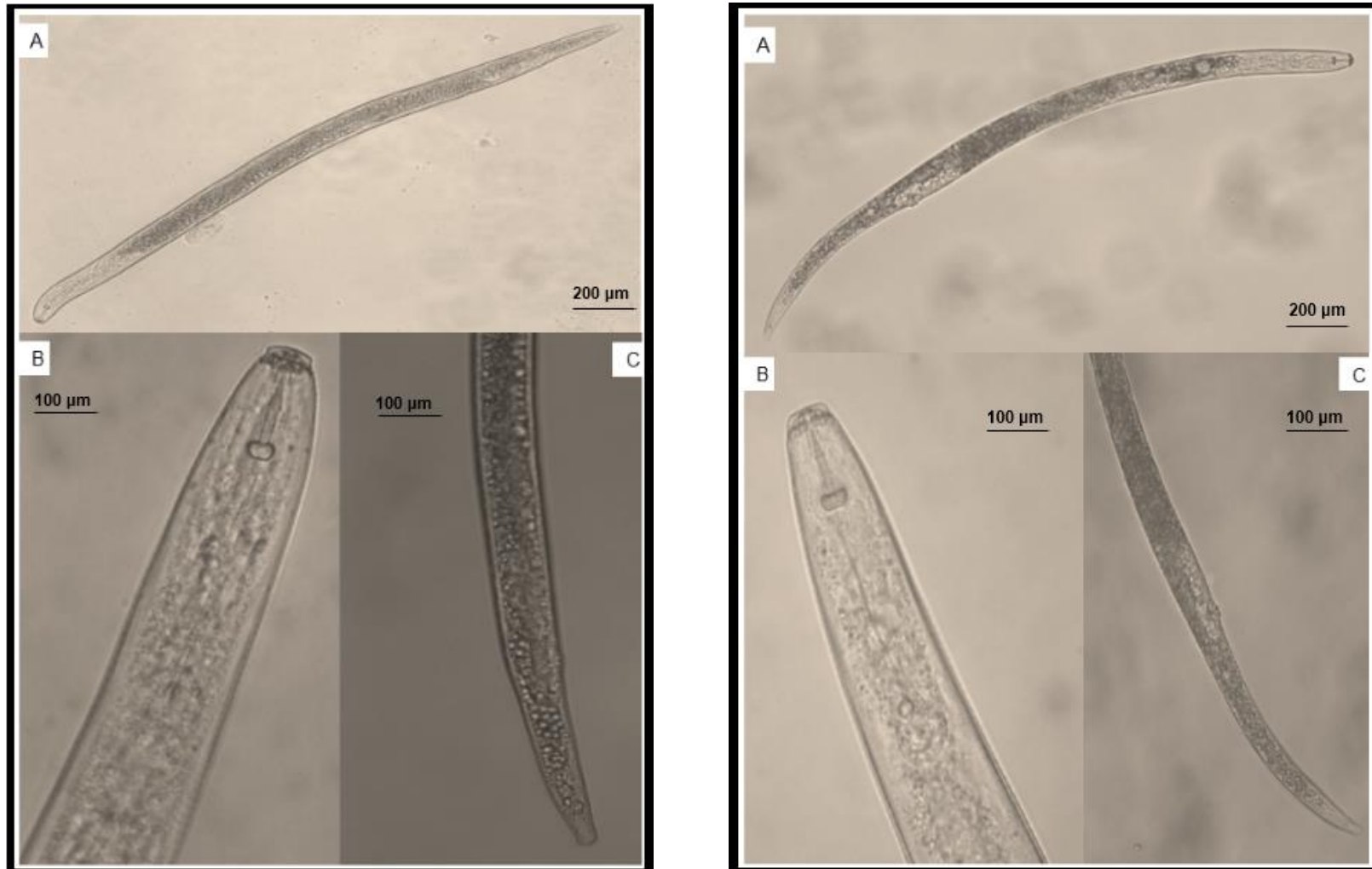


Figura 3 – Fotomicrografias das características morfológicas de fêmeas de *Pratylenchus brachyurus* (Esquerda) e *Pratylenchus zeae* (direita), identificadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul e Santa Catarina. A: Corpo inteiro, B: parte anterior do corpo, C: parte posterior do corpo.

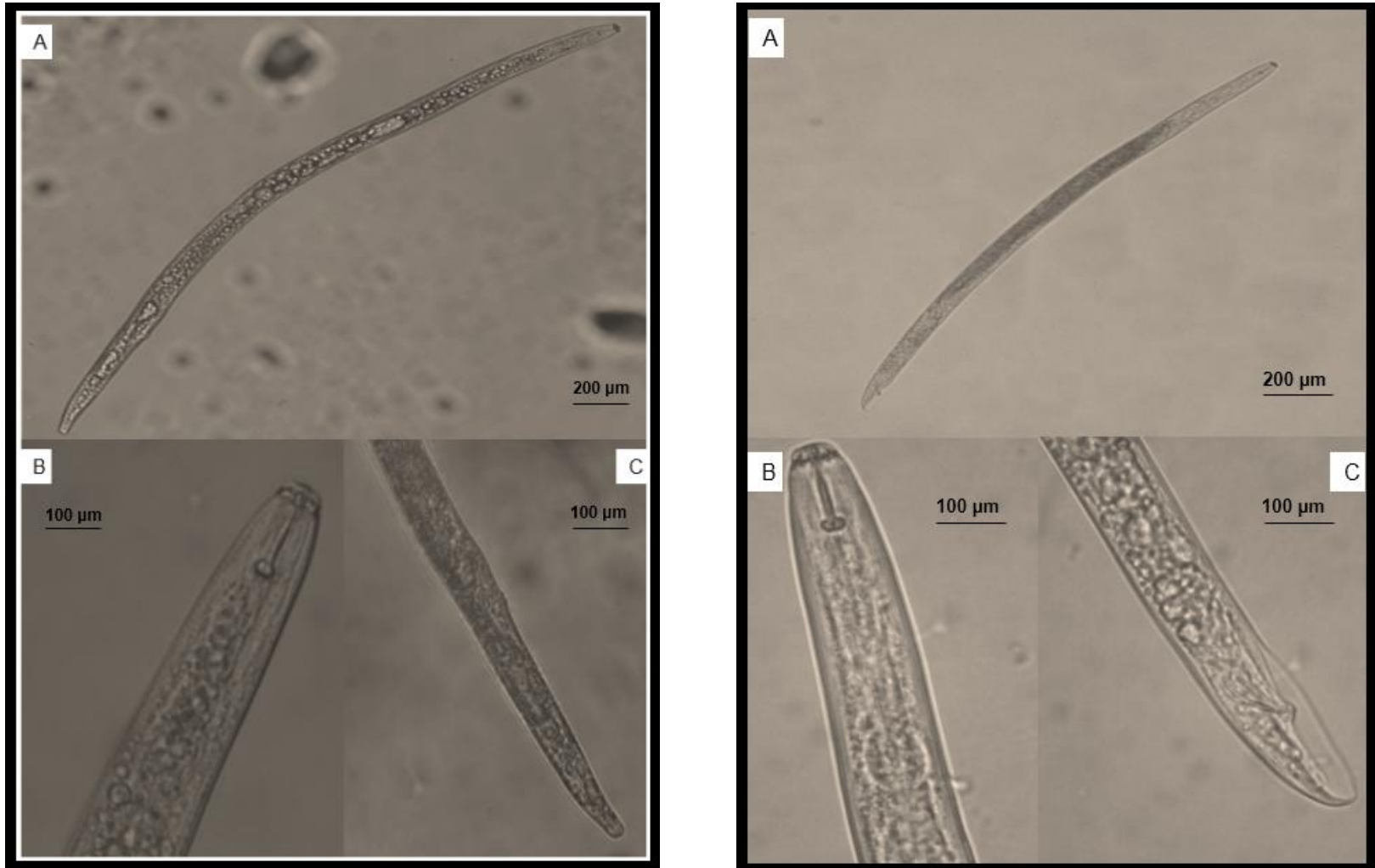


Figura 4 – Fotomicrografias das características morfológicas de fêmeas (esquerda) e machos (direita) de *Pratylenchus penetrans*, identificadas em áreas de soja no Rio Grande do Sul e Santa Catarina. A: Corpo inteiro, B: parte anterior do corpo, C: parte posterior do corpo.

Tabela 5 - Morfometria de espécies de *Pratylenchus* identificados nas amostras provenientes das áreas produtoras de soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.

Espécie	Código		L (µm)	CE (µm)	V (%)	a (µm)	b (µm)	c (µm)	c' (µm)
<i>P. brachyurus</i>	A37	Média	602,3	19,7	86,02	21,5	8,4	19,7	1,8
		Amplitude	483,7 - 701,5	18,9 - 20,8	84,0 - 87,5	18,7 - 23,8	6,7 - 10,0	14,5 - 22,7	1,6 - 2,4
	A40	Média	633,2	19,2	85	20,2	8,3	20,2	1,9
		Amplitude	523,2 - 681,2	18,1 - 21,6	82,4 - 87,9	16,0 - 24,5	6,6 - 9,9	16,0 - 25,1	1,7 - 2,2
	A54	Média	613,5	19,4	84,9	20,8	8,7	19,7	1,8
		Amplitude	535,2 - 734,6	17,6 - 21,6	82,9 - 87,6	16,8 - 26,7	6,3 - 10,7	15,3 - 21,6	1,6 - 2,1
	A46	Média	665,1	20,1	84,7	22,2	8,5	18,4	2,2
		Amplitude	627,6 - 692,2	19,3 - 21,4	82,7 - 87,8	20,4 - 23,3	8,0 - 8,9	17,2 - 19,4	2,0 - 2,7
	A50	Média	606,1	19,8	84,5	19,9	8,2	20,5	1,8
		Amplitude	455,7 - 702,3	17,1 - 21,5	82,1 - 88,8	17,3 - 24,3	5,7 - 9,6	16,0 - 27,1	1,6 - 2,6
	A51	Média	648,1	20,2	85,8	21	8,5	18,4	2,1
		Amplitude	590,4 - 703,3	19,3 - 21,4	82,7 - 88,3	18,7 - 23,2	7,6 - 9,6	15,5 - 22,5	1,6 - 2,6
	A69	Média	613,5	20,4	85,8	20,1	7,8	19,4	1,9
		Amplitude	563,8 - 649,8	19,1 - 22,7	82,4 - 88,4	16,9 - 23,3	6,6 - 9,4	15,8 - 23,6	1,6 - 2,3
	A45	Média	665,6	19,1	84	22,3	9,2	18,6	2,3
		Amplitude	608,9 - 693,1	17,2 - 21,7	82,1 - 86,7	20,2 - 23,5	8,5 - 9,7	16,6 - 19,7	2,0 - 2,6
	A48	Média	638,5	19,7	85,3	19,8	8,9	20,4	1,9
		Amplitude	587,5 - 701,2	17,5 - 21,4	82,2 - 89,1	18,2 - 22,3	7,3 - 10,9	15,5 - 24,0	1,5 - 2,4

Espécie	Código		L (µm)	CE (µm)	V (%)	a (µm)	b (µm)	c (µm)	c' (µm)
<i>P. brachyurus</i>	A15	Média	632,3	19,7	85	21,4	9,1	20,5	1,8
		Amplitude	557,8 - 702,6	18,3 - 20,9	82,3 - 87,9	17,4 - 26,3	6,8 - 11,0	17,3 - 25,4	1,7 - 2,0
	A16	Média	622,7	18,9	85,4	21,1	8,9	20,2	1,9
		Amplitude	548,2 - 698,2	18,1 - 20,2	81,9 - 86,9	17,2 - 25,2	6,6 - 10,1	18,0 - 24,2	1,9 - 2,1
	A22	Média	612,3	18,2	85,2	20,1	8,4	19,9	2,1
		Amplitude	521,3 - 719,2	17,4 - 21,1	83,1 - 86,2	16,6 - 25,8	6,8 - 10,2	16,6 - 22,5	1,8 - 2,4
	A23	Média	579,1	19,6	84,4	18,9	7,6	17,3	2
		Amplitude	532,9 - 626,2	18,1 - 21,5	82,3 - 86,8	16,0 - 22,3	6,8 - 8,1	15,1 - 18,9	1,7 - 2,4
	A73	Média	615,6	18,8	85,4	21,1	8,5	19,3	2
		Amplitude	523,7 - 722,4	17,0 - 20,2	83,2 - 86,6	16,0 - 26,1	6,6 - 10,8	16,1 - 22,9	1,7 - 2,4
	A74	Média	629	18,7	85,5	19,8	8,5	20,7	1,8
		Amplitude	565,0 - 701,6	17,4 - 19,6	83,4 - 88,2	17,3 - 24,1	6,6 - 10,0	17,2 - 26,4	1,6 - 2,3
	A2	Média	623,2	19,2	85,8	21,1	9,2	20,2	1,8
		Amplitude	526,2 - 698,2	18,5 - 20,3	83,3 - 88,9	17,0 - 25,2	7,1 - 10,1	18,1 - 24,2	1,6 - 1,9
	A62	Média	619,8	20,4	84,9	19,8	8,7	19,7	1,8
		Amplitude	560,8 - 680,3	18,3 - 22,7	82,3 - 87,8	16,1 - 23,1	7,5 - 10,6	16,6 - 25,3	1,6 - 2,5
	A63	Média	651,4	19,5	84,8	21	9	21,6	1,8
		Amplitude	590,7 - 693,2	17,4 - 21,6	82,5 - 87,3	17,4 - 24,8	6,7 - 10,8	17,5 - 25,5	1,6 - 2,4
	A65	Média	609,4	19,1	85,2	19,9	8,2	19,4	1,8
		Amplitude	545,8 - 698,9	17,5 - 20,6	82,5 - 88,9	17,1 - 23,6	6,3 - 9,7	15,1 - 22,4	1,5 - 2,1
A67	Média	613,4	19,8	84,9	18,6	8,2	18,6	1,9	
	Amplitude	521,0 - 660,8	18,0 - 21,9	82,0 - 88,3	16,2 - 20,8	6,8 - 9,9	16,0 - 22,2	1,6 - 2,3	

Espécie	Código		L (µm)	CE (µm)	V (%)	a (µm)	b (µm)	c (µm)	c' (µm)
<i>P. brachyurus</i>	A68	Média	640,6	19,3	85,3	20	8,9	20	1,9
		Amplitude	572,4 - 687,9	17,3 - 21,6	82,3 - 88,6	17,1 - 23,7	7,0 - 11,1	15,8 - 25,7	1,6 - 2,4
	A1	Média	633,4	20,2	85,5	20,4	8,6	20,1	1,9
		Amplitude	516,2 - 714,3	19,1 - 22,0	83,1 - 87,5	18,4 - 24,7	6,75 - 10,1	18,0 - 23,2	1,6 - 2,0
	A6	Média	632,8	19,1	86,3	21	8,5	20,4	1,8
		Amplitude	591,5 - 687,5	18,0 - 21,0	84,0 - 88,0	17,8 - 25,2	7,4 - 10,0	18,5 - 22,3	1,6 - 2,2
	A7	Média	653	20,2	84,9	20,7	8,2	21,2	1,8
		Amplitude	581,4 - 719,4	19,1 - 21,6	82,2 - 87,3	18,7 - 25,1	7,0 - 9,6	17,8 - 25,0	1,6 - 2,1
	A8	Média	672,8	19,3	86,2	21,4	8,6	21,4	1,9
		Amplitude	613,7 - 720,2	18,0 - 21,2	83,5 - 88,7	18,2 - 23,9	6,9 - 10,4	19,3 - 24,4	1,6 - 2,2
	A9	Média	624,5	19,5	85	20,9	8,8	20,2	2
		Amplitude	511,4 - 655,5	18,3 - 21,5	81,8 - 87,3	16,3 - 25,4	6,6 - 9,7	16,9 - 24,4	1,7 - 2,1
	A10	Média	634,1	19,8	85	20,4	8,4	20,9	1,8
		Amplitude	522,4 - 691,7	18,0 - 21,9	82,2 - 88,9	15,0 - 24,1	6,4 - 10,0	15,9 - 25,3	1,6 - 2,2
	A11	Média	645,4	19,4	85,3	20,7	8,8	20,1	1,9
		Amplitude	593,2 - 710,5	18,3 - 20,9	82,6 - 86,9	18,1 - 24,6	7,2 - 10,1	16,9 - 23,6	1,7 - 2,0
	A12	Média	657,9	19,5	85,5	21	8,7	21,39	1,8
		Amplitude	601,2 - 698,3	18,3 - 21,8	82,0 - 87,9	18,7 - 23,5	7,5 - 9,9	18,2 - 24,6	1,6 - 2,3
	A13	Média	648,8	20,2	85,5	20,1	8,4	20,4	1,9
		Amplitude	516,7 - 718,3	19,2 - 21,9	82,0 - 87,7	16,2 - 25,6	6,9 - 9,8	16,8 - 24,9	1,7 - 2,3
	A14	Média	653,2	19,5	84,2	20,9	8,3	20,4	1,9
		Amplitude	602,5 - 697,3	18,3 - 21,8	82,1 - 87,1	18,9 - 23,1	7,1 - 9,4	18,3 - 23,6	1,7 - 2,2

Espécie	Código		L (µm)	CE (µm)	V (%)	a (µm)	b (µm)	c (µm)	c' (µm)
<i>P. brachyurus</i>	A28	Média	637,2	20,4	85,2	20,3	8,3	19,8	1,9
		Amplitude	515,2 - 716,1	19,3 - 21,2	82,1 - 87,2	17,1 - 24,2	6,5 - 9,6	17,6 - 23,8	1,8 - 2,1
<i>P. zaeae</i>	A24	Média	511,9	14,6	71	20,6	6,8	16	2,2
		Amplitude	420,7 - 627,7	14,1 - 14,9	68,9 - 72,1	19,1 - 22,6	5,0 - 9,4	13,2 - 19,3	2,0 - 2,5
<i>P. penetrans</i>	A71	Média	583,4	15,9	71,3	21,7	8,2	18,3	2,1
		Amplitude	483,0 - 649,7	14,0 - 16,3	67,4 - 74,5	19,0 - 25,0	6,9 - 9,1	13,7 - 23,4	1,8 - 2,6
	A39	Média	567,9	15,2	80,11	24,2	8,04	19,1	2
		Amplitude	501,2 - 637,2	14,1 - 15,8	78,3 - 81,3	20,4 - 25,9	7,2 - 9,2	16,7 - 20,8	1,7 - 2,1
A72	Média	556,9	15,7	80,4	23,8	7,4	17,1	2,3	
	Amplitude	473,0 - 602,8	15,2 - 16,3	79,4 - 81,4	19,8 - 26,5	6,6 - 8,2	14,9 - 18,5	2,1 - 2,6	

L = Comprimento do corpo, **CE** = Comprimento do estilete, **V** = Distância da extremidade anterior à vulva, como porcentagem do comprimento total do corpo, **a** = Comprimento do corpo dividido pela maior largura, **b** = Comprimento do corpo dividido pelo comprimento do esôfago, **c** = Comprimento do corpo dividido pelo comprimento da cauda, **c'** = Comprimento da cauda dividido pela maior largura na região anal.

Em relação a espécies de *Pratylenchus*, *P. brachyurus* foi a espécie predominante. Não foram observadas misturas entre espécies nas mesmas amostras. Nas variedades, BMX Elite IPRO, NS 5445 IPRO, BRS 5601 RR, BMX Ativa RR, TMG 7161 RR, AS 3570 IPRO, M5947 IPRO, 95Y72, BMX Valente RR, NA 5909 RG, SYN 1257 RR, BMX Potência RR, NS 6909 IPRO, M6410 IPRO, CZ 26B42 IPRO, TMG 7262 RR foram identificadas três diferentes espécies de *Pratylenchus*, para as quais informações sobre resistência ou susceptibilidade não encontram-se disponíveis até o momento.

Em *P. brachyurus*, a ausência de machos foi um detalhe importante na identificação (Figura 3). Morfologicamente, detalhes dos nódulos basais do estilete, robustos e arredondados, a posição da vulva e forma da cauda foram características determinantes. A observação dos dois anéis na região labial figura outra característica importante para a identificação desta espécie (LOOF, 1991). Roman & Hirschmann (1969) mencionaram que a cauda arredondada é um dos caracteres de menor variação nessa espécie. Castillo & Vovlas (2007) também destacaram como uma das características principais, cauda conóide, lisa, com ponta arredondada.

Em relação a *P. zaeae*, embora a ausência dos machos seja freqüente, identificou-se 1 macho entre os indivíduos caracterizados. Morfologicamente, uma característica peculiar ficou evidente, sempre apresentou um v invertido na região labial, embora esse detalhe não seja considerado pelos autores (Figura 3) (LOOF, 1991; GONZAGA et al., 2016; CASTILLO; VOVLAS, 2007). O achatamento na porção superior dos nódulos basais do estilete é considerado um caráter morfológico importante (LOOF, 1991). Além disso, a posição da vulva localizada mais anteriormente foram detalhes típicos observados. Castillo e Vovlas (2007) consideraram uma variação entre 68-76% em relação ao comprimento do corpo. O formato da cauda frequentemente com terminação em ponta, também foi um caráter morfológico importante. A observação dos três anéis na região labial foi determinante para o reconhecimento da espécie. A presença de três anéis labiais ficou evidenciada por duas constrições nos lados da região labial (GONZAGA et al., 2016).

A espécie *P. penetrans* caracterizou-se pela presença de machos, mas, por não possuírem caracteres relevantes (GONZAGA et al., 2016), não foram considerados neste estudo (Figura 4). Uma característica importante dessa espécie é a região labial, a qual se apresenta ligeiramente diferenciada do corpo (CORBETT, 1973; TROCCOLI; LAMBERTI, F.; GRECO, 1992; KARSSSEN et al., 2001). Nódulos

basais do estilete amplamente arredondados (CASTILLO; VOVLAS, 2007), típico da espécie, também foram observados. A posição da vulva foi um dos caracteres mais importantes para separar esta espécie das outras, uma vez que a posição da mesma é intermediária quando comparada com *P. brachyurus* e *P. zaeae*. Os três anéis na região labial observados ratificaram a identidade da espécie, coincidindo com relatos de outros autores (GONZAGA et al., 2016; CORBETT, 1973; TOWNSHEND, 1991; LOOF, 1991; CASTILLO; VOVLAS, 2007).

Segundo Brown e Boag (1988), citados por Doucet e Lax (1997), características morfométricas variam não apenas entre espécimes de subpopulações distintas, mas também entre indivíduos pertencentes a uma mesma subpopulação. Estas diferenças entre subpopulações podem ser parcialmente influenciadas por fatores do ambiente (DOUCET; PINOCHET; DI RIENZO, 1996), pela planta hospedeira (TARTE; MAI, 1976a) e pela temperatura (DOUCET et al., 2001). Doucet, Pinochet e Di Rienzo (1996), estudando seis subpopulações de *P. vulnus*, observaram diferenças significativas em todas as variáveis morfométricas estudadas, com exceção do índice “m” (comprimento da região anterior do estilete multiplicado por 100 e dividido pelo comprimento total do estilete).

P. brachyurus apresentou grande variabilidade morfométrica em quase todas os caracteres estudados (Tabela 5). Além disso, identificou-se uma alta variação em relação a outros estudos realizados no Brasil por Gonzaga et al. (2006). Existem diferenças nos locais onde estudos foram realizados, uma vez que a grande variação edafoclimática presente nas diferentes regiões do país influencia diretamente as populações de nematoides, como descrito por vários autores (OLOWE; CORBETT, 1984a; OLOWE; CORBETT, 1984b; DOUCET; PINOCHET; DI RIENZO, 1996). Porém, um caráter morfométrico de grande importância como posição da vulva permaneceu em média de 85%, sendo que este valor pode ser considerado o mais importante para definir esta espécie. Os caracteres morfométricos são uma ferramenta importante na taxonomia integrativa, especialmente quando não se tem muita experiência na área, neste trabalho por exemplo, os valores obtidos para o índice “V” em *P. zaeae* permitiu a sua identificação.

2.4 Conclusões

A diversidade de nematoides associada à cultura da soja é elevada, embora haja largo predomínio de *Meloidogyne*, *Pratylenchus* e *Helicotylenchus*.

A espécie *M. javanica* é o fitonematoide com maior frequência na cultura da soja no Sul do Brasil.

A espécie de *Pratylenchus* com maior distribuição nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina é *P. brachyurus*.

Existem outras espécies de *Pratylenchus* parasitando a cultura da soja nos estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina.

3 CAPÍTULO II – REAÇÃO DE GENÓTIPOS DE SOJA A ESPÉCIES DE *Meloidogyne*

3.1 Introdução

A soja (*Glycine max* L. Merrill) é uma das leguminosas mais importantes do mundo, contribuindo com 25% da produção do óleo comestível e cerca de dois terços do concentrado protéico para a alimentação animal (AGARWAL et al., 2013) e humana (JELOČNIK; ZUBOVIĆ, 2018). Além disso, é utilizada para outras finalidades, tais como a fabricação de plásticos, lubrificantes, velas, vernizes, sabonetes, biodiesel e lecitina (FONTANA, 2011). De acordo com o Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA), na safra de 2013/2014, os EUA, o Brasil e a Argentina responderam por 81,40% da produção mundial e a China por 64,26% das importações (LIMA et al., 2017). O Brasil, especificamente, respondeu pela produção de 86,27 milhões de toneladas, figurando como segundo maior produtor e processador de grãos em farelo e óleo (FONTANA, 2011).

Segundo Freitas (2011), dentre os fatores que contribuem para o aumento no consumo mundial de soja está o crescente poder aquisitivo da população nos países em desenvolvimento, provocando alterações no hábito alimentar. Todavia, o monocultivo aliado ao plantio intensivo e a expansão das culturas para áreas recém-abertas incrementou os problemas associados a novas pragas, tais como fitonematoides (LIMA et al., 2017). No Brasil, os fitonematoides mais prejudiciais à soja são o nematoide do cisto da soja, *Heterodera glycines* Ichinohe, nematoides das galhas, *Meloidogyne* spp. (Goeldi), nematoide reniforme, *Rotylenchulus reniformis* Lindolf & Oliveira e o nematoide das lesões, *Pratylenchus brachyurus* (Godfrey) (DIAS et al., 2010).

Espécies de *Meloidogyne* são considerados os mais importantes, seja pela ampla distribuição geográfica, seja pela ampla gama de hospedeiros (FREITAS et al., 2001). As espécies *Meloidogyne javanica* e *M. incognita* são amplamente distribuídas em áreas de cultivo de soja no Brasil, sendo *M. javanica* a mais prejudicial (DIAS et al., 2010). Outras espécies têm sido recentemente assinaladas em outras regiões do mundo, tais como o primeiro registro de infecção natural de *M. graminicola* no cultivo da soja na China (LONG et al., 2017), sendo este último considerado o principal

fitonematoide no cultivo de arroz (NEGRETTI et al., 2017), e que ultimamente está sendo substituído em grande parte pela cultura da soja, principalmente na áreas de terras baixas. O gênero *Pratylenchus* ocupa o segundo lugar em relação aos impactos econômicos (CINTRA, 2008), destacando-se *P. brachyurus*, espécie amplamente disseminada no Brasil (EMBRAPA SOJA, 2013), considerada a espécie de maior importância para a cultura da soja.

Medidas para o manejo de fitonematoides, tais como a rotação/sucessão de culturas com plantas não hospedeiras, certamente constituem uma das ferramentas mais importantes (FERRAZ; BROWN, 2016). No entanto, o uso de variedades resistentes, quando disponíveis, é a opção preferível indubitavelmente. A utilização de genótipos resistentes tem como vantagens a redução do risco de contaminação ambiental, não requerer equipamentos especiais, além do fato de ser economicamente atrativa (SILVA, 2001). Atualmente, vários genótipos têm sido descritos como resistentes ou moderadamente resistentes a *M. javanica* e *M. incognita* (DIAS et al., 2010). Entretanto, genótipos resistentes a *P. brachyurus* são difíceis de obter devido ao fato deste nematoide ser polífago e não ter uma interação próxima com seus hospedeiros (INOMOTO; SIQUEIRA; MACHADO, 2011).

Desta forma, conhecer a reação de cultivares de soja perante espécies de *Meloidogyne* e *Pratylenchus* é de grande importância para plantio em áreas sabidamente infestadas. Portanto, objetivou-se no presente estudo avaliar a reação de genótipos de soja a *M. javanica*, *M. sp.0* e *M. graminicola*, em condições de casa de vegetação.

3.2 Material e métodos

3.2.1 Local, Inóculo e Inoculação

Dois experimentos foram conduzidos, sob condições de casa de vegetação, na área experimental da Embrapa Clima Temperado - Pelotas/RS (31° 42' S e 52° 24' W). Os ensaios foram realizados no período de novembro de 2018 a fevereiro (setenta dias) de 2019. No primeiro experimento foram avaliados cinco genótipos amplamente cultivadas na região Sul do Brasil (BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968,

PELBR10-6049, BMX Ícone IPRO e Tecirga 6070 RR) perante *M. javanica*, *M. sp.0* e *P. brachyurus*. No segundo experimento, foram avaliados quinze genótipos utilizados para plantio de soja em terras baixas (BRS 246 RR, PELBR 10-6005, PELBR116001, PF 103251, PELBR 116038, PELBR 106016, PELBR 116028, BMX APOLO, PELBR 116035, PF 11651, PELBR 106050, PELBR 116007, PELBR 116042, PELBR 106017 e PELBR 106049) perante *M. graminicola*.

Populações de *P. brachyurus* (população – BI), *M. javanica* Est J3 (população – Pelotas A7), *M. sp.0* (população - Capão de Leão) e *M. graminicola* Est VS1 (população – Santa Maria) foram mantidas em sorgo (*Sorghum bicolor*) BRS 506, tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cv. Santa Cruz e arroz (*Oryza sativa*) SCS112, respectivamente, sob condições de casa de vegetação ($25 \pm 5^\circ\text{C}$). Inóculos de *Meloidogyne* foram obtidos pelo método de Hussey e Barker, (1973) modificado por Bonetti e Ferraz (1981) e de *P. brachyurus* conforme Coolen e D'Herde (1972). Após 10 dias da emergência, cada plântula foi inoculada com suspensão aquosa contendo 5000 espécimes (ovos + juvenis de segundo estágio - J2) para cada espécie de *Meloidogyne* e 1000 para *P. brachyurus* (população inicial= *Pi*).

No primeiro experimento, o delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial, Factor A (5 genótipos) x Factor B (3 espécies) x Fator C (Inoculação e sem inoculação), com 6 repetições. No segundo experimento, o delineamento experimental foi inteiramente casualizado, 15 genótipos e seis repetições. A unidade experimental representada por um vaso plástico contendo uma planta. Com o objetivo de verificar a viabilidade do inóculo, mudas de sorgo (BRS 506) para *P. brachyurus*, tomate (Santa Cruz) para *M. javanica* e arroz (SCS112) para *M. sp.0* e *M. graminicola* receberam o mesmo nível de inóculo (plantas-controle). As plantas foram mantidas a $25 \pm 5^\circ\text{C}$ em casa de vegetação sob observação contínua e manejo de mosca branca quando necessário.

3.2.2 Avaliação, parâmetros avaliados e análise estatística

Após 30 e 60 dias da inoculação (*di*) foram realizadas duas medidas para obter uma média da quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas, pelo uso do clorofilômetro portátil SPAD-502. Decorridos 60 dias, as plantas inoculadas com *Meloidogyne* foram removidas, determinando-se a massa fresca do sistema radicular

(*MFSR*), massa fresca da parte aérea (*MFPA*) e número de galhas nas raízes (*NG*). A seguir, a extração dos fitonematoides das raízes foi realizada de acordo com a metodologia de Hussey e Barker, (1973) modificado por Bonetti e Ferraz (1981) e a população final (*Pf*) determinada com auxílio da lâmina de Peters. Por fim, foram determinados o Fator de Reprodução ($FR=Pf/Pi$) (OOSTENBRINK, 1966). Genótipos foram classificados como resistentes (R; $FR<1,0$) e suscetíveis (S; $FR>1,0$).

Para ambos os experimentos, todos os dados referentes ao número de galhas foram transformados em $\sqrt{(x+0,5)}$. Posteriormente, no primeiro experimento, os valores das diferentes variáveis foram submetidos à análise de variância (ANOVA), sendo as médias dos tratamentos comparadas pelo teste de Tukey (1953) ($\alpha=0,05$), utilizando-se o programa estatístico SAS® (SAS 9.3, SAS Institute, Cary, North Carolina, USA). No segundo experimento, sendo as médias de cada tratamento comparadas entre si pelo teste de agrupamento Scott-Knott (1974) ($\alpha=0,05$), utilizando-se o programa estatístico SAS® (SAS 9.3, SAS Institute, Cary, North Carolina, USA).

3.3 Resultados e Discussão

Em relação à quantidade de clorofila, 30 *dai* com *M. sp.0*, foi verificada interação significativa entre os fatores genótipos e inoculação ($p\leq 0,05$). Nas plantas inoculadas com *M. javanica* e *P. brachyurus* os efeitos foram significativos apenas para o fator genótipo (Tabela 8). Avaliando-se os efeitos das inoculações dentro de cada cultivar (Tabela 6), diferenças significativas foram observadas apenas na cultivar BMX Potência RR quando inoculada com *M. sp.0*. Dentro da mesma variável fixando o fator inoculação, com *M. javanica* ou *M. sp.0*, observou-se redução na quantidade de clorofila presente nas folhas das plantas infectadas.

Após 60 *dai* nas plantas com *P. brachyurus* verificou-se interação significativa entre os fatores ($p\leq 0,05$) no que diz respeito da quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas (Tabela 6). No entanto, nas plantas inoculadas com *M. javanica* e *M. sp.0*, os efeitos foram significativos para os fatores cultivares (Tabela 8) e inoculação (Tabela 10). Nos efeitos das inoculações na quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas de cada cultivar, foi observado um aumento significativo nas cultivares BMX Potência RR, Tecirga 6070 RR e BMX Valente RR 6968

inoculadas com *P. brachyurus*. A quantidade proporcional de clorofila não diferiu entre os cultivares inoculados com *M. javanica* ou *M. sp.0* (Tabela 6).

Analisando-se os dados de *MFPA* (Tabela 7), foi observada interação significativa ($p \leq 0,05$) entre os fatores para *M. sp.0*. No entanto, nas plantas inoculadas com *M. javanica*, os efeitos foram significativos apenas para os fatores cultivar (Tabela 9) e inoculação (Tabela 10). Para *P. brachyurus* não foi possível avaliar este efeito pela necessidade de maior período experimental. Nos efeitos das inoculações sobre a *MFPA* dentro de cada cultivar (Tabela 7), foi observado um aumento significativo para a maioria das cultivares inoculadas com *M. sp.0*, com exceção da Tecirga 6070 RR.

Ao avaliar *MFSR* (Tabela 7) foi verificada interação significativa entre os fatores para *M. sp.0*; já para *M. javanica*, os efeitos foram significativos para os fatores cultivar (Tabela 9) e inoculação (Tabela 10). Nos efeitos das inoculações sobre a *MFSR* dentro de cada cultivar (Tabela 9), foi observado um aumento significativo nas cultivares BMX Ícone IPRO, Tecirga 6070 RR e BMX Valente RR 6968 inoculadas com *M. sp.0* quando comparada com a respectiva testemunha sem inoculação. Analisando-se as respostas dentro do fator inoculação, verificou-se menor *MFSR* na cv. Valente com ou sem nematoide; porém, para as demais as respostas foram variáveis com a ausência ou presença do patógeno.

A formação de galhas foi evidente em todos os cultivares inoculados com *M. javanica* (Tabela 11). A cultivar PELBR10-6049 foi a que apresentou maior número de galhas, diferindo significativamente das demais, inclusive da testemunha suscetível. Já na avaliação das plantas inoculadas com *M. sp.0* (Tabela 11), verificou-se reduzido *NG* em todas as cultivares, cujos valores foram similares entre si, mas diferindo do padrão de suscetibilidade.

Analisando-se o *FR* nos cultivares inoculados com *M. javanica* (Tabela 11), observou-se que todos comportaram-se como suscetíveis, sendo que BMX Ícone IPRO, Tecirga 6070 RR e PELBR10-6049 apresentaram os menores valores de *FR*, não diferindo do padrão de suscetibilidade. Embora PELBR10-6049 tenha apresentado elevado *NG* quando inoculada com *M. javanica*, a mesma apresentou um dos menores valores de *FR*, já para *M. sp.0*, todos genótipos testados comportaram-se como resistentes ($FR < 1,0$) (Tabela 11).

No segundo experimento embora em número reduzido comparativamente a testemunha suscetível, foram observadas galhas ($P < 0,05$) no sistema radicular de

todas cultivares, em diferentes níveis (Tabela 12). A cultivar BR 246 apresentou maior *NG* quando comparado com as demais, além de apresentar diferenças significativas. Da mesma forma, todos materiais testados tiveram reduzidos valores de *FR* ($0,06 > FR < 0,43$), comportando-se como resistentes a *M. graminicola*. Embora tenham sido obtidos diferentes níveis de resistência, no agrupamento das cultivares PEL BR 106017, PEL BR 116007, PEL BR 106016 e PEL BR 106049 foram observados os menores valores de *NG* e *FR*.

Tabela 6 – Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas em genótipos de soja inoculados com *Meloidogyne javanica*, *M. sp.0* e *Pratylenchus brachyurus* após 30 e 60 dias.

QUANTIDADE PROPORCIONAL DE CLOROFILA 30 DIAS									
Genótipos	Nematoides								
	Tsn	Pb	CV (%)	Tsn	Mj	CV (%)	Tsn	M sp	CV (%)
BMX Potência RR	40.23a*A**	38.08aA	2.53	40.23aA	37.52bA	2.56	40.23aA	37.08bB	4.68
BMX Valente RR 6968	38.31aA	39.46aA	8.19	38.31aA	40.18aA	5.42	38.31aA	40.29aA	5.67
PELBR10-6049	37.90aA	37.51aA	3.29	37.90aA	37.65abA	4.70	37.90aA	38.70abA	4.11
BMX Ícone IPRO	37.86aA	37.96aA	4.75	37.86aA	37.35bA	5.54	37.86aA	36.76bA	5.59
Tecirga 6070 RR	37.19aA	36.79aA	4.67	37.19aA	37.49bA	5.32	37.19aA	36.70bA	4.19
CV (%)	5.54	4.96		5.54	3.98		5.54	4.14	
QUANTIDADE PROPORCIONAL DE CLOROFILA 60 DIAS									
Genótipos	Nematoides								
	Tsn	Pb	CV (%)	Tsn	Mj	CV (%)	Tsn	M sp	CV (%)
BMX Ícone IPRO	26.83a*A**	27.72abA	10.76	26.83aA	25.35aA	7.44	26.83aA	28.64aA	8.65
PELBR10-6049	25.52abA	26.82bA	21.04	25.52abA	27.88aA	17.75	25.52abA	27.25aA	16.74
BMX Potência RR	24.58abB	32.77aA	7.60	24.58abA	28.55aA	12.90	24.58abA	27.74aA	12.20
Tecirga 6070 RR	22.63abB	26.68bA	10.05	22.63abA	25.13aA	7.80	22.63abA	24.67aA	8.16
BMX Valente RR 6968	20.84bB	28.96abA	8.23	20.84bA	26.77aA	9.51	20.84bA	28.08aA	10.21
CV (%)	13.13	12.13		13.13	10.98		13.13	10.43	

*Médias seguidas por letras iguais e minúsculas, na mesma coluna, e, **maiúsculas, na linha, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%. CV = Coeficiente de Variação; Tsn = Testemunha sem nematoide; Pb = *Pratylenchus brachyurus*; Mj = *Meloidogyne javanica*; M sp = *Meloidogyne sp.0*.

Tabela 7 - Massa fresca da parte aérea (*MFPA*) e Massa fresca do sistema radicular (*MFSR*) de genótipos de soja, inoculados com *Meloidogyne javanica* e *M. sp.0* após 60 dias.

<i>MFPA</i>						
Genótipos	Nematoides					
	Tsn	Mj	CV (%)	Tsn	M sp	CV (%)
BMX Potência RR	105.46a*A**	113.84aA	7.42	105.46aB	116.06abA	7.30
PELBR10-6049	101.30abA	109.79abA	4.29	101.30abB	121.47aA	6.42
BMX Valente RR 6968	100.70abA	119.62aA	6.64	100.94abB	121.59aA	7.73
BMX Ícone IPRO	93.36bA	98.72bA	6.88	93.36bB	105.51bcA	5.37
Tecirga 6070 RR	92.42bA	98.43bA	7.20	92.42bA	96.51cA	5.58
CV (%)	6.23	6.84		6.23	6.95	
<i>MFSR</i>						
Genótipos	Nematoides					
	Tsn	Mj	CV (%)	Tsn	M sp	CV (%)
BMX Potência RR	94.72a*A**	127.28aA	18.31	94.72aA	78.57bcA	32.09
BMX Ícone IPRO	91.30abA	121.60abA	19.84	91.30abB	115.82aA	16.94
PELBR10-6049	74.34abcA	119.46bcA	11.52	74.34abA	84.00bcA	21.60
Tecirga 6070 RR	67.22abcA	97.46cA	8.05	67.22bB	101.42abA	18.81
BMX Valente RR 6968	56.02cA	105.23bcA	9.57	55.97bB	69.98cA	11.91
CV (%)	19.19	13.16		26.74	18.23	

*Médias seguidas por letras iguais e minúsculas, na mesma coluna, e, **maiúsculas, na linha, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%. CV = Coeficiente de Variação; Tsn = Testemunha sem nematoide; Mj = *Meloidogyne javanica*; Mg = *Meloidogyne sp.0*.

Tabela 8 – Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas em genótipos de soja após 30 e 60 dias para o fator cultivar.

QUANTIDADE PROPORCIONAL DE CLOROFILA 30 DIAS			
<i>P. brachyurus</i>		<i>M. javanica</i>	
BMX Valente RR 6968	39.24a*	BMX Potência RR	39.15a*
BMX Potência RR	39.87a	BMX Valente RR 6968	38.88a
PELBR10-6049	37.77a	PELBR10-6049	37.70a
BMX Ícone IPRO	37.60a	BMX Ícone IPRO	37.51a
Tecirga 6070 RR	37.34a	Tecirga 6070 RR	36.99a
CV (%)	4.83	CV (%)	5.10
QUANTIDADE PROPORCIONAL DE CLOROFILA 60 DIAS			
<i>M. javanica</i>		<i>M. sp.0</i>	
PELBR10-6049	26.70a*	BMX Ícone IPRO	27.73a*
BMX Potência RR	26.56a	PELBR10-6049	26.73ab
BMX Ícone IPRO	26.10a	BMX Potência RR	25.16ab
Tecirga 6070 RR	23.88a	BMX Valente RR 6968	24.49ab
BMX Valente RR 6968	23.80a	Tecirga 6070 RR	23.65b
CV (%)	12.01	CV (%)	11.73

*Médias seguidas por letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%. CV = Coeficiente de Variação; Tsn = Testemunha sem nematoide; Pb = *Pratylenchus brachyurus*; Mj = *Meloidogyne javanica*; Mg = *Meloidogyne sp.0*.

Tabela 9 - Massa fresca da parte aérea (*MFPA*) e Massa fresca do sistema radicular (*MFSR*) de genótipos de soja após 60 dias para o fator cultivar.

<i>MFPA</i>		<i>MFSR</i>	
<i>Mj</i>		<i>Mj</i>	
BMX Valente RR 6968	110.16a*	BMX Potência RR	94.72a*
BMX Potência RR	109.65a	BMX Ícone IPRO	91.30ab
PELBR10-6049	105.54a	PELBR10-6049	74.34abc
BMX Ícone IPRO	96.04b	Tecirga 6070 RR	67.22abc
Tecirga 6070 RR	95.42b	BMX Valente RR 6968	56.02c
CV (%)	6.58	CV (%)	15.68

*Médias seguidas por letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%. CV = Coeficiente de Variação; Mj = *Meloidogyne javanica*.

Tabela 10 – Quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas, massa fresca da parte aérea (*MFPA*) e massa fresca do sistema radicular (*MFSR*) em genótipos de soja após 60 dias para o fator inoculação.

CONTEÚDO DE CLOROFILA 60 DIAS			
Mj	26.74a*	M sp	26.88a*
Tsn	24.08b	Tsn	24.09b
CV (%)	12.01	CV (%)	11.73
MFPA		MFSR	
Mj	108.08a*	Mj	114.72a*
Tsn	98.64b	Tsn	76.72b
CV (%)	6.58	CV (%)	15.68

*Médias seguidas por letras iguais na mesma coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ao 5%. CV = Coeficiente de Variação; Tsn = Testemunha sem nematoide; Mj = *Meloidogyne javanica*; Mg = *Meloidogyne* sp.0.

Tabela 11– Reação de cultivares de soja a *Meloidogyne javanica* e *M. sp.0*.

Genótipos	Nematoide			Genótipos	Nematoide		
	<i>Meloidogyne javanica</i>				<i>Meloidogyne sp.0</i>		
	Número de Galhas**	FR	Reação		Número de Galhas**	FR	Reação
TOMATE¹	613c	22.23c		ARROZ¹	846.17a	187.11a	
PELBR10-6049	3214.33a	12.47c	S	BMX Potência RR	26.50b	0.15b	R
BMX Valente RR 6968	1193.67b	43.56ab	S	PELBR10-6049	13.33b	0.018b	R
BMX Potência RR	894.33b	49.52a	S	BMX Ícone IPRO	4.83b	0.066b	R
Tecirga 6070 RR	511.33c	22.23c	S	Tecirga 6070 RR	0.33b	0.022b	R
BMX Ícone IPRO	499.67c	28.25bc	S	BMX Valente RR 6968	0.17b	0.013b	R
CV (%)	15.97	34.52		CV (%)	46.33	45.59	

*Médias seguidas pela mesma letra, na mesma coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5%; **, valores originais transformados em $[\sqrt{(x+0,5)}]$; (R) resistente; (S) suscetível; CV= Coeficiente de variação; FR= Fator de reprodução; 1 =Testemunha suscetível.

Tabela 12 - Reação de genótipos de soja a *Meloidogyne graminicola*.

Genótipos	Nematoide		
	Número de Galhas**	FR	Reação
ARROZ ¹	393,17a*	19,81a	
BRS 246	22b	0,43b	R
PEL BR 116038	12,5c	0,38c	R
PEL BR 116001	11,67c	0,31d	R
PEL BR 106005	11,17c	0,30d	R
BMX APOLO	9,5d	0,29d	R
PEL BR 116028	8,83d	0,28d	R
PF 11651	7,5e	0,26e	R
PF 103251	6,17e	0,25e	R
PEL BR 116035	5,83e	0,24e	R
PEL BR 106050	5e	0,24e	R
PEL BR 116042	3,33f	0,23e	R
PEL BR 106017	3,17f	0,20f	R
PEL BR 116007	3f	0,16f	R
PEL BR 106016	2,67f	0,15f	R
PEL BR 106049	1,67f	0,06g	R
CV (%)	8,24	3,01	

*Médias seguidas pela mesma letra, na mesma coluna, não diferem entre si pelo teste de Scott & Knott a 5%; **, valores originais transformados em $[\sqrt{(x+0,5)}]$; (R) resistente; (S) suscetível; CV= Coeficiente de variação; FR= Fator de reprodução; 1 =Testemunha suscetível.

Foi verificada reduções significativas na quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas após 30 dias como resultado do parasitismo de *M. sp.0*, porém, não foram observadas reduções significativas no conteúdo de clorofila para *M. javanica* ou *P. brachyurus*. Com relação a *M. javanica*, de acordo com Asmus e Ferraz (2001), estudando relações entre a densidade populacional de *M. javanica* na cultura soja, relataram que o conteúdo de clorofila foliar foi pouco influenciado por este parasito. Kirsch (2016), avaliando populações de *Meloidogyne* em 6 genótipos de soja, observaram que todas as populações testadas com *M. javanica* não interferiram significativamente aos 75 dias no teor de clorofila da maioria dos genótipos, em

comparação com os resultados descritos por esses autores, resultados semelhantes foram observados neste experimento.

Alterações na quantidade proporcional de clorofila presente nas folhas em genótipos de soja aos 60 *dai* na presença de *P. brachyurus* foram evidentes como resultado da patogenicidade desse fitonematoide, relativamente, Costa e Ferraz (1998) e Ferraz (1996) observaram que a cultura da soja é um bom hospedeiro de *P. brachyurus*, quando avaliadas a reação de genótipos perante este parasito, provocando alterações significativas nas plantas.

Dentro dos estudos conduzidos por Asmus e Ferraz (2001), na relações entre a densidade populacional de *M. javanica* e a área foliar, e os danos causados a variedades de soja, observaram que houve clara tendência de aumento da integral da área foliar (IAF) quando inoculadas com a menor densidade populacional do nematoide (1200J₂/ planta), esta densidade também causo o maior aumento do peso da massa fresca das raízes. Com relação a este gênero, neste trabalho foram observadas tendências de aumento da MFPA e MFSR, mas não apresentaram diferenças estatísticas. Na avaliação da reação de genótipos de soja perante populações de *Meloidogyne*, Kirsch (2016) também verificou que MFPA não foi alterado pela presença do nematoide, diferentemente da MFSR.

Dalla (2014), estudando o manejo de *M. javanica* em soja, verificou que as 45 genótipos testadas diferiram na MFSR quando inoculados com esse nematoide. Comparativamente com o presente experimento, considerando MFPA, as plantas apresentaram resultados semelhantes ou diferentes no momento das avaliações dependendo do fitonematoide, o que pode ser justificado pelas variedades utilizadas, tamanho dos vasos (quantidade de solo), níveis de inóculo e períodos de avaliação. Os resultados de MFSR foram similares em comparação com trabalhos supramencionados, haja vista que houve aumento no peso da raiz quando inoculados com *M. javanica*. Este fenômeno foi relatado em outros trabalhos, nos quais o aumento da MFSR, foi associado à formação de galhas nas raízes parasitadas e emissão de raízes secundarias a partir das galhas (HUTANGURA et al., 1999; CARNEIRO; FERRAZ; MAZZAFERA, 1999; CARNEIRO, 2000; ASMUS; FERRAZ, 2001).

Avaliando-se a reação dos diferentes genótipos de soja a *M. javanica* J3, verificou-se que essa espécie foi bastante agressiva em função do elevado número de galhas nas raízes e FR, observados nos diferentes materiais avaliados, ao contrário de *M. sp.0*, resultados similares foram obtidos por Kirsch (2016), na

avaliação de 6 genótipos perante *M. javanica*, onde todas as genótipos apresentaram susceptibilidade. Teixeira (2013) avaliando quinze genótipos de soja, também observaram que todas as cultivares foram suscetíveis à reação a *M. javanica*. Elevada susceptibilidade em uma das cultivares testadas neste experimento a essa espécie foi constatada em trabalhos realizados por Schmitt e Bellé (2016), onde avaliando a reação de dezesseis genótipos de soja a *M. javanica*, observaram que o genótipo BMX Potência RR apresentou um FR igual a 16,3 (suscetível). Apesar dos resultados obtidos neste estudo, onde todos os genótipos avaliados apresentam susceptibilidade a *M. javanica*, o uso de materiais genéticos com menor susceptibilidade, conjuntamente outras estratégias, pode contribuir dentro do manejo integrado de fitonematoide na cultura em estudo.

Analisando-se a reação dos diferentes genótipos de soja a *M. graminicola*, verificou-se que apesar de relatos de patogenicidade feitos por diferentes pesquisadores sobre esta espécie de fitonematoide (ROY, 1977; LONG et al., 2017), neste experimento sob condições controladas, os cultivares apresentaram resistência quando feitas as avaliações. Considerando *M. graminicola* como um dos principais fitonematoides em agrossistemas de arroz e um grande problema para a cultura (MANTELIN; BELLAFIORE; KYNDT, 2017), diferentes trabalhos em condições de planalto simulado ou de inundação intermitente, tem demonstrado perdas de rendimento causadas pelo parasito variado de 20% a 80% e 11% a 73%, respectivamente (PLOWRIGHT; BRIDGE, 1990; SORIANO; PROT; MATIAS, 2000), podendo este fato constituir uma ameaça para a cultura da soja principalmente nas áreas de terras baixas, onde ultimamente existe rotação das culturas soja-arroz. Com relação ao que foi mencionado acima, Long et al. (2017), realizando testes de patogenicidade em casa de vegetação para *M. graminicola* em soja, observaram um FR igual a 6,9, além de galhas no sistema radicular. Dessemelhante todos os genótipos testados para este fitonematoide no presente experimento, apresentaram reduzidos valores de FR ($0,06 > FR < 0,43$). Roy (1977), estudando a hospedabilidade de culturas a *M. graminicola*, em casa de vegetação, classificou a soja como bom hospedeiro. Por outro lado, Siciliano (1990) em trabalhos de hospedabilidade de diferentes de espécies vegetais para *M. graminicola* classificou a soja 'Doko' como resistente. Os genótipos estudadas neste experimento perante *M. sp.0* estão sendo utilizados na região de terras baixas com a finalidade de se estabelecerem nas áreas de arroz, bem como em rotação, razão pela qual este estudo verificou que estes

genótipos podem ser bem utilizados nesta região, já que apresentam resistência contra essa espécie de fitonematoide.

Convém ressaltar também que por muito tempo no Brasil, tudo o que aconteceu no arroz irrigado ficou conhecido como *M. graminicola*, mas, a partir da identificação de uma nova espécie *M. oryzae* feita por Da Mattos et al. (2018) pela primeira vez no Brasil e segunda no mundo após a descrição da espécie em 1971, acredita-se que muitos dos trabalhos feitos anteriormente ao relato feito por Da Mattos et al. (2018), podem ter sido direcionados para outra espécie, mas não para *M. graminicola*, pelo qual estudos atualizadas sobre reação de cultivares ante esta espécie deverão ser conduzidos, uma vez que ficou conhecido que existia outra espécie de fitonematoide parasitando a cultura de arroz.

3.4 Conclusões

O conteúdo de clorofila, peso de massa fresca da parte aérea ou da raiz, foi alterada na presença de *P. brachyurus*, *M. javanica* e *M. sp.0* dependendo do genótipo.

Os genótipos, BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, PELBR10-6049, BMX Ícone IPRO e Tecirga 6070 RR avaliados no presente estudo são resistentes a *M. sp.0* e susceptíveis a *M. javanica*.

Os genótipos, BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, PELBR10-6049, BMX Ícone IPRO, BRS 246 RR, PELBR 10-6005, PELBR116001, PF 103251, PELBR 116038, PELBR 106016, PELBR 116028, BMX APOLO, PELBR 116035, PF 11651, PELBR 106050, PELBR 116007, PELBR 116042, PELBR 106017 e PELBR 106049 mostram resistência para *M. graminicola*.

4 CONCLUSÕES GERAIS

Meloidogyne spp., *Pratylenchus* spp. e *Helicotylenchus* são os fitonematoides mais frequente na cultura da soja no estado do Rio Grande do Sul;

Pratylenchus spp. e *Helicotylenchus* são os fitonematoides mais frequentes na cultura da soja em Santa Catarina;

M. javanica e *P. brachyurus* são as espécies com maior frequência na cultura da soja no Sul do Brasil;

Existem outras espécies de *Pratylenchus* parasitando a cultura da soja no Sul do Brasil;

Existem diferentes genótipos de soja susceptíveis (BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, PELBR10-6049, BMX Ícone IPRO e Tecirga 6070 RR) a *M. javanica* e resistentes (BMX Potência RR, BMX Valente RR 6968, PELBR10-6049, BMX Ícone IPRO, Tecirga 6070 RR) a *M. sp.0* e (BRS IRGA 410, BRS 246 RR, PELBR 10-6005, PELBR116001, PF 103251, PELBR 116038, PELBR 106016, PELBR 116028, BMX APOLO, PELBR 116035, PF 11651, PELBR 106050, PELBR 116007, PELBR 116042, PELBR 106017 e PELBR 106049) a *M. graminicola*.

5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGARWAL, D. K.; BILLORE, S. D.; SHARMA, A. N.; DUPARE, B. U.; SRIVASTAVA, S. K. Soybean: Introduction, improvement, and utilization in India-Problems and prospects. **Agricultural Research**, v.2, n.4, p.293–300, 2013.

ANKROM, K. E.; LOPEZ-NICORA, H.; NIBLASCK, T. L.; LINDSEY, L. E. First Report of a Pin Nematode (*Paratylenchus neoamblycephalus*) From Soybean in Ohio. **Plant Disease**, v.101, n.7, p.1330, 2017.

ARAUJO, Filho. **Meloidoginoses da cultura do tabaco: identificação de espécies, caracterização de isolados e reação de genótipos de *Nicotiana* spp. a *Meloidogyne enterolobii***. 2012. 90f. Teses (Doutorado em Ciências) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba.

ASMUS, G. L.; FERRAZ, L. C. C. B. Relações entre a densidade populacional de *Meloidogyne javanica* e a área foliar, a fotossíntese e os danos causados a variedades de soja. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.25, n.1. p.1-13, 2001.

BARKER, K.R. Introduction. In: BARKER, K. R.; PEDERSON, G.A.; WINHAN, G.L. editors. **Plant and Nematode Interactions**. Madison, USA: American Society of Agronomy, 1998. p.1-120.

BLACK, R. J. Complexo soja: fundamentos, situação atual e perspectiva. In: **Soja: tecnologia de produção II**. Piracicaba: ESALQ, 2000. p.1-18.

BLOK, V. C. Achievements in and future prospects for molecular diagnostics of plant-parasitic nematodes. **Canadian Journal of Plant Pathology**, v.27, n.2, p.176–185, 2005.

BLOK, V. C.; POWERS, T. O. Biochemical and Molecular Identification, In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds.) **Root-knot Nematodes**. Cambridge: CABI International, 2009. p.98-118.

BONETTI, J. I. S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.6, n.3, p.553, 1981.

BONETTI, L. P. Distribuição da soja no mundo: origem, história e distribuição. In: **A soja no Brasil**. Campinas: ITAL, 1981. p.1-6.

CARDOSO, P. C.; ASMUS, G. L.; GONÇALVES, M. C.; ARIAS, C. A. A.; CARNEIRO, G. E. Inheritance of soybean resistance to *Rotylenchulus reniformis*. **Tropical Plant Pathology**, v.39, n.3, p.251-258, 2014.

CARNEIRO, R. G.; FERRAZ, L. C. C. B.; MAZZAFERA, P. Carbon partitioning in soybean infected with *Meloidogyne incognita* and *M. javanica*. **Journal of Nematology**, Lake Alfred, v.31, n.3, p.348-355, 1999.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A. Técnica de eletroforese usada no estudo de enzimas dos nematoides das galhas para identificação de espécies. **Nematologia Brasileira**. v.25, n.1, p.35-44, 2001.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; QUÉNHERVÉ, P. Enzyme phenotype of *Meloidogyne* spp. populations. **Nematology**, v.2, n.6, p.645-654, 2000.

CARNEIRO, R. M. D. G.; CARNEIRO, R. G.; ABRANTES, I. M. DE O.; SANTOS, M. S. N. A.; ALMEIDA, M. R. A. *Meloidogyne paranaensis* n. sp. (Nemata: Meloidogyne) a Root-knot nematode parasitizing coffee in Brazil. **Journal of Nematology**, v.28, n.2, p.177-189, 1996b.

CARNEIRO, R. M. D. G.; ALMEIDA, M. R. A.; CARNEIRO, R. G. Enzyme phenotypes of Brazilian populations of *Meloidogyne* spp. **Fundamental and Applied Nematology**, v.19, n.6, p.555-560, 1996a.

CARNEIRO, Rui Gomes. **Efeitos de *Meloidogyne incognita* raça 3 e *M. javanica* sobre a absorção e translocação de nitrogênio, fósforo e cálcio e sobre a partição de carbono em cultivares de soja**. Piracicaba, 2000. 96p. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - ESALQ/Universidade de São Paulo.

CASTAGNONE-SERENO, P. Genetic variability of nematodes: a threat to the durability of plant resistance genes? **Euphytica**, v.124, n.2, p.193-199, 2002.

CASTILLO, P.; STANLEY, J.; INSERRA, R. N.; MANZANILLA-LÓPEZ, R.H. Pratylenchidae – the lesion nematodes. In: MANZANILLA-LÓPEZ, R. H.; MARBÁN-MENDOZA, N. **Practical plant nematology**. Montecillo, Colegio de Postgraduados, 2012. p.411-478.

CASTILLO, Pablo et al. ***Pratylenchus* (Nematoda: Pratylenchidae): diagnosis, biology, pathogenicity and management**. 6.ed. Leiden-Boston: Brill, 2007. 529p.

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

CASTRO, José Mauro da Cunha. **Caracterização de populações de *Meloidogyne* spp. de regiões brasileiras produtoras de soja**. 2001. 82f. Tese (Doutorado), Universidade Federal de Viçosa, Viçosa.

CATTELAN, A. J.; DALL'AGNOL, A. The rapid soybean growth in Brazil. **OCL**, v.25, n.1, p. D102, 2018.

CHUNG, G.; SINGH, R.J. Broadening the Genetic Base of Soybean: A multidisciplinary Approach. **Critical Reviews in Plant Sciences**, v.27, n.5, p. 295-341, 2008.

CINTRA, G.A.M. **Aspectos gerais sobre nematoides-das-lesões-radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. 1.ed. Planaltina-DF: Embrapa Cerrados, 2008. 30p.

CONAB, 2018. **2° Levantamento de safra 2018/2019**. Disponível em: <<https://www.conab.gov.br/info-agro/safras/graos/boletim-da-safra-de-graos>>. Acesso em: 25 nov. 2018.

COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J. **A method for the quantitative extraction of nematodes plant tissue**: Ghent, 1972. 77p.

CORBETT, D. C. M. *Pratylenchus penetrans*. Descriptions of plant parasitic nematodes. Herts: **Commonwealth Institute of Helminthology**, v.2, n.25, p.4,1973.

COSTA NETO, P. R.; ROSSI, L. F. S. Produção de biocombustível alternativo ao óleo diesel através da transesterificação de óleo de soja usado em fritura. **Química Nova**, v.23, n.4, p.531-537, 2000.

COSTA, D. C.; FERRAZ, S. Avaliação da resistência de cultivares e linhagens de soja a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.13, n.1, p 4-5, 1998.

DA MATTOS, V. S.; CARES, J. E.; GOMES, C. B.; et al. Integrative Taxonomy of *Meloidogyne oryzae* (Nematoda: Meloidogyninae) parasitizing rice crops in Southern Brazil. **European Journal of Plant Pathology**, v.151, n.3, p.649–662, 2018.

DALLA, Favera. **Plantas de cobertura, cultivares e nematicidas ao manejo de *Meloidogyne javanica* e *Pratylenchus brachyurus* em soja**. Tese (Doutorado) –

Universidade Federal de Santa Maria, Centro de Ciências Rurais, Programa de Pós-Graduação em Agronomia. 2014.

DAVIS, R. F.; BERTRAND, P. F.; GAY, J. D.; BAIRD, R. E.; PADGETT, G. B.; BROWN, E. A.; BALSDON, J. A. **Guide for interpreting nematode assay results**, 2009. 16p.

DEUNER, C. C.; GHISSI, V. C.; DEUNER, E.; TISHER, A. Nematoides em soja: distribuição populacional no Rio Grande do Sul. **Plantio Direto**, v.24, n.142-143, p.2-9, 2014.

DIAS, Pereira et al. **Nematoides em soja: Identificação e Controle**. (Circular Técnica 76). Londrina: Embrapa Soja, 2010. 8p.

DIAS, W. P.; MORAES, L. A. C.; DE CARVALHO, C. G. P.; et al. Resistance to *Meloidogyne incognita*, *Meloidogyne javanica* and *Pratylenchus brachyurus* in sunflower cultivars adapted to the tropical region of Brazil. **Tropical Plant Pathology**, v.41, n.5, p.325–330, 2016.

DONALD, P. A.; HOLGUIN, C. M.; AGUDELO, P. A. First Report of Lance Nematode (*Hoplolaimus magnistylus*) on Corn, Soybean and Cotton in Tennessee. **Plant Disease**, v.97, n.10, p.1389-1389, 2013.

DOUCET, M. E.; LAX, P. Caracterización de una población y un aislado de *Pratylenchus vulnus* Allen et Jensen, 1951 (nematode: Tylenchida) provenientes de la Provincia de Cordoba, Argentina. **Nematologia Mediterranea**, Bari, v.25, n.2, p.287-298, 1997.

DOUCET, M.; LAX, P.; DI RIENZO, J. A.; PINOCHET, J.; BAUJARD, P. Temperature-induced morphometrical variability in an isolate of *Pratylenchus vulnus* Allen & Jensen, 1951 (Nematoda: Tylenchida). **Nematology**, Leiden, v.3, n.1, p.1-8, 2001.

DOUCET, M.; PINOCHET, J.; DI RIENZO, J. A. Comparative analysis of morphological and morphometrical characters in six isolates of *Pratylenchus vulnus* Allen & Jensen, 1951 (Nemata: Tylenchida). **Fundamental Applied Nematology**, Paris, v.19, n.1, p.79-84, 1996.

EISENBACK, J. D. AND TRIANTAPHYLLOU, H.H. Root-knot Nematodes: *Meloidogyne* species and races. In: **Manual of Agricultural Nematology**. New York: Marcel Dekker, 1991. p.281-286.

ELHADY, A.; HEUER, H.; HALLMANN, J. Plant parasitic nematodes on soybean in expanding production areas of temperate regions. **Journal of Plant Diseases and Protection**, v.125, n.6, p.567–576, 2018.

EMBRAPA SOJA. **Tecnologias de produção de soja** – Região Central do Brasil 2014. n.16. Londrina, Brasil: Embrapa Soja; 2013. 265p.

EMBRAPA, 2018. **Dados econômicos**. Disponível em: <<https://www.embrapa.br/soja/cultivos/soja1/dados-economicos>>. Acesso em: 25 nov. 2018.

ESBENSHADE, P.R.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Isozyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, v.22, n.1, p.10-15, 1990.

FERRAZ, L.C.C.B. Patogenicidade de *Pratylenchus brachyurus* a três cultivares de soja. **Nematologia Brasileira**, Piracicaba, v.19, p.1-8, 1995.

FERRAZ, L.C.C.B. Reações de cultivares de soja a *Pratylenchus brachyurus*. **Nematologia Brasileira**, Brasília, v.20, n.1, p.22-31, 1996.

FERRAZ, L.C.C.B; BROWN, D.J.F. **Nematologia de plantas: fundamentos e importância**. São Paulo-SP: Norma editora, 2016. 251p.

FERRAZ, L.C.C.B et al. **Relações Parasito-hospedeiro nas Meloidoginoses da Soja**. Londrina-PR: Embrapa Soja, 2001. 127p.

FONTANA, J.D. **Biodiesel: para leitores de 9 a 90 anos**. 1st ed. Curitiba, Brazil: UFPR; 2011. 253p.

FREITAS, L.G et al. **Introdução a Nematologia**. 8.re. Viçosa: Editora UFV, 2001. 84p.

FREITAS, M.D.C.M.D. (2011). A cultura da soja no brasil: o crescimento da produção brasileira e o surgimento de uma nova fronteira agrícola. **Enciclopédia Biosfera, Centro Científico Conhecer**: Goiânia, v.7, n.12, p.1-12, 2011.

GOMEZ, C. R. M. D.; DOS SANTOS, M. J. M.; CAVALCANTE, S.; GUILLERMO, G. Gênero *Meloidogyne*: diagnose através de eletroforese de isoenzima e marcadores

moleculares. Em: **Diagnose de Fitonematoides**. Campinas, SP: Millennium, 2016. p.47-70.

GONZAGA, Vilmar et al. Gênero *Pratylenchus*. In: **Diagnose de fitonematoides**. Campinas-SP: Millenium, 2016. p.71-98.

Gonzaga, Vilmar. **Caracterização morfológica, morfométrica e multiplicação in vitro das seis espécies mais comuns de *Pratylenchus filipjev*, 1936 que ocorrem no brasil**. 2006. 79f. Tese (Doutor em Agronomia (Produção Vegetal)) -Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias - UNESP, Campus de Jaboticabal. Jaboticabal-SP.

HANDOO, Z. A.; SKANTAR, A. M.; MULROONEY, R. P. First Report of the Sting Nematode *Belonolaimus longicaudatus* on Soybean in Delaware. **Plant Disease**, v.94, n.1, p.133-133, 2010.

HUNT, D. J.; HANDOO, Z. A. Taxonomy, identification and principal species, In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds.) **Root-knot Nematodes**. Cambridge: CABI International, 2009. p.55-97.

HUTANGURA, P.; MATHESIUS, U.; JONES, M.G.K.; ROLFE B.G. Auxin induction is a trigger for root gall formation caused by root-knot nematodes in white clover and is associated with the activation of the flavonoid pathway. **Australian Journal of Plant Physiology**, Melbourne, v.26, n.3, p.221-231, 1999.

INOMOTO, M. M.; SIQUEIRA, K. M. S.; MACHADO A. C. Z. Sucessão de culturas sob pivô central para controle de fitonematoides: variação populacional, patogenicidade e estimativa de perdas. **Tropical Plant Pathology**, v.36, n.3, p.178–185, 2011.

JANATI, A.; BERGÉ, J.; TRIANTAPHYLLOU, A. C.; DALMASSO, A. Nouvelles données sur l'utilisation des isoestérasas pour l'identification des Meloidogyne. **Revue de Nématologie**, v.5, n.1, p.147-154, 1982.

JELOČNIK, M.; ZUBOVIĆ, J. Irrigation and Food Security: Case of Soybean Production in Serbia. In Establishing Food Security and Alternatives to International Trade in Emerging Economies. **IGI Global**, p.269-296, 2018.

JENKINS, W. R. A. Rapid centrifugal-flotation technique for separating nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v.48, n.9, p.629, 1964.

KARSSSEN, G.; van AELSI, A. C.; WAEYENBERGE, L.; MOENS, M. Observations on *Pratylenchus penetrans* Cobb, 1917 parasitizing the coastal dune grass *Ammophila arenaria* (L.) Link in the Netherlands. **Journal of Nematode Morphology and Systematics**, Jaén, v.4, n.1, p.1-9, 2001.

KIIHL, R. A. S.; GARCIA, A. The use of the long-juvenile trait in breeding soybean cultivars. In: **World soybean research conference**. Londrina-PR; EMBRAPA-CNPSO, 1989. p.994-1000.

KIRSCH, V. G.; KULCZYNSKI, S. M.; GOMES, C. B.; BISOGNIN, A. C.; GABRIEL, M.; BELLÉ, C.; LIMA-MEDINA, E. I. Caracterização de espécies de *Meloidogyne* e de *Helicotylenchus* associadas à soja no Rio Grande do Sul. **Nematropica**, v.46, p.197-208, 2016.

KIRSCH, V. G. **Fitonematoides na cultura da soja: levantamento, caracterização de espécies e reação de cultivares a *Meloidogyne* spp.** 2016. 86f. Dissertação (Mestrado em agronomia) Universidade Federal de Santa Maria, Frederico Westphalen – RS.

KORNOBIS, F. W.; DOBOSZ, R.; BUBNIEWICZ, P.; FILIPIAK, A. First Record of Nematode *Longidorus attenuatus* on Soybean in Poland. **Plant Disease**, v.100, n.1, p.228, 2016.

LANGE, Cláudia. Soja. In: **Origem e evolução de plantas cultivadas**. Brasília: Embrapa Clima Temperado, 2008. p.779-802.

LAZZAROTTO, Joelsio et al. **Evolução e perspectivas de desempenho econômico associadas com a produção de soja nos contextos mundial brasileiro**. 1.ed. Londrina: Embrapa Soja, 2010. 58p.

LEHMANN, P. S.; MACHADO, C. C.; TARRAGÓ, M. T. Frequência e severidade de doenças da soja nos estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina. **Fitopatologia Brasileira**, v.1, p.183-193, 1976.

LIMA, F. S. D. O.; G. R. D. SANTOS; S. R. NOGUEIRA; P. R. R. D. SANTOS; V. R. CORREA. Population dynamics of the root lesion nematode, *Pratylenchus brachyurus*, in soybean fields in Tocantins State and its effect to soybean yield. **Nematropica**, v.45, n.2, p.170-177, 2015.

LIMA, F. S. O.; CORREA, V. R.; NOGUEIRA, S. R.; SANTOS, P. R. R. Nematodes affecting soybean and sustainable practices for their management. In M. Kasai (Ed.),

Soybean – the basis of yield, biomass and productivity. Rijeka: **InTech**. v.1, p.95-110, 2017.

LONG, H. B.; SUN, Y. F.; FENG, T. Z.; PEI, Y. L.; PENG, D. L. First Report of *Meloidogyne graminicola* on Soybean (*Glycine max*) in China. **Plant Disease**, v.101, n.8, p.1554–1554, 2017.

LOOF, P. A. A. The family Pratylenchidae Thorne, 1949. In: NICKLE, W. R. (ed.). **Manual of agricultural nematology**. New York: Marcel Dekker, Inc., 1991. p.363-421.

LOPES, Carina. **Populações de nematoides fitoparasitas em áreas de cultivo de soja, algodão, café e de vegetação nativa do Cerrado na região Oeste da Bahia**. 2015. 57f. Dissertação de mestrado. Programa de Pós-graduação em Fitopatologia, Universidade de Brasília, Brasília.

MACHADO, A. C. Z.; DE SIQUEIRA, K. M. S.; DE ARAÚJO FILHO, J. V. **Methods and Techniques in Plant Nematology**. A practical review on methods and techniques in Plant Nematology: VDM-Verlag Dr. Müller, 2010. 181p.

MACHADO, A. C. Z.; DORIGO, O. F.; SILVA, S. A.; AMARO, P. M. Parasitismo De *Helicotylenchus dihystera* Nas Culturas Da Soja E Milheto. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE NEMATOLOGIA, XXXII., 2015 Londrina. **Anais do...** Londrina-PR, 2015.

MAI, W. F.; MULLIN, P. G. **Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera**. Ithaca: Cornell University Press, 1996. 271p.

MANTELIN, S.; BELLAFFIORE, S.; KYNDT, T. *Meloidogyne graminicola*: a major threat to rice agriculture: *Meloidogyne graminicola*. **Molecular Plant Pathology**, v. 18, n. 1, p. 3–15, 2017.

MARCONDES, M. C.; SILVA, J. F. V.; MACEDA, A.; DIAS, W. P.; SANTOS, J. M.; LIMA, C. G. Ocorrência do nematóide *Scutellonema* sp. associado a danos em lavouras de soja no Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE SOJA, 5.; MERCOSOJA 2009, Goiânia. **Anais do...** Londrina: Embrapa-PR, 2009.

MEYER, M. C; FAVORETO, L.; KLEPKER, D.; MARCELINO-GUIMARÃES, F. C. Soybean green stem and foliar retention syndrome caused by *Aphelenchoides besseyi*. **Tropical Plant Pathology**, v.42, n.5 p.403-409, 2017.

NEGRETTI, R. R. R. D.; GOMES, C. B.; MATTOS, V. S.; et al. Characterisation of a Meloidogyne species complex parasitising rice in southern Brazil. **Nematology**, v.19, n.4, p.403–412, 2017.

NEVES, D. I. DAS.; HUANG, S. P. Differential responses of nematode communities to soybean genotypes resistant and susceptible to Heterodera glycines race 3. **Fitopatologia Brasileira**, v.30, n.1, p.21-25, 2005.

NYCZEPIR, A. P.; TAHOMAS, S. H. Current and future management strategies in intensive crop production systems. In: PERRY, R. N.; MOENS, M.; STARR, J. L. (Eds.) **Root-Knot Nematodes**. Cambridge: CABI International, 2009, p.412-417.

OOSTENBRINK, M. **Major characteristics of the relation between nematodes and plants**. Mendelingen Landbouwhoghe School Wageningen, v.6, p.1-46, 1966.

OLWE, T.; CORBETT, D. C. M. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. II. Influence of environmental factors. **Indian Journal of Nematology**, v.14, n.1, p.6-17, 1984a.

OLWE, T.; CORBETT, D. C. M. Morphology and morphometrics of *Pratylenchus brachyurus* and *P. zae*. III. Influence of geographical location. **Indian Journal of Nematology**, v.14, n.1, p.30-35, 1984b.

PLOWRIGHT, R.; BRIDGE, J. Effect of Meloidogyne Graminicola (Nematoda) On the Establishment, Growth and Yield of Rice Cv Ir36. **Nematologica**, v.36, n.1–4, p.81–89, 1990.

POWERS, T. NEMATODE MOLECULAR DIAGNOSTICS: From Bands to Barcodes. **Annual Review of Phytopathology**, v.42, n.1, p.367–383, 2004.

QUÉNÉHERVÉ, P.; COFCEWICZ, E.; CASTAGNONE-SERENO, P.; CARNEIRO, R. D. G. Enzyme phenotypes and genetic diversity of root-knot nematodes parasitising Musa in Brazil. **Nematology**, v.6, n.1, p.85–95, 2004.

RIBEIRO, N. R.; DIAS, W. P.; SANTOS, J. M. Distribuição de fitonematoides em regiões produtoras de soja do Estado de Mato Grosso. In: HINOMOTO, D. M.; CAJU, J.; CAMACHO, S.A. (Ed.). **Boletim de Pesquisa de Soja 2010**. Rondonópolis: Fundação MT, 2010, p.289-296.

ROESE, A.D.; ROMANI, R. D.; FURLANETTO, C.; STANGARLIN, J. R.; PORTZ, R. L. Levantamento de doenças na cultura da soja em municípios da região oeste do estado do Paraná. **Acta Scientiarum**, v.23, p.1293-1297, 2001.

ROY, A. K. Host suitability of some crops to *Meloidogyne graminicola*. **Indian Phytopathology**, New Delhi, v.30, n.4, p.483-5, 1977.

SAUCET, S. B.; VAN GHELDER, C.; ABAD, P.; DUVAL, H.; ESMENJAUD, D. Resistance to root-knot nematodes *Meloidogyne* spp. in woody plants. **New Phytologist**, v.211, n.1, p.41–56, 2016.

SAVARY, S.; WILLOCQUET, L.; PETHYBRIDGE, S. J.; et al. The global burden of pathogens and pests on major food crops. *Nature Ecology & Evolution*, 2019. **Disponível em:** <<http://www.nature.com/articles/s41559-018-0793-y>>. Acesso em: 25/2/2019.

SCANDALIOS, J. C. **Genetic control of multiple forms of enzymes in plants: A review.** *Biochemical Genetics*, v.3, p.37-79, 1969.

SCHMITT, D. P.; BARKER, K. R. Damage and reproduction potentials of *Pratylenchus brachyurus* and *P. penetrans* on soybean. **Journal of Nematology**, v.13, n.3, p.327–332, 1981.

SCHMITT, J.; BELLÉ, C. Reação de cultivares de soja a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. **Nematopica**, v.46, n.1, p.76–80, 2016.

SICILIANO, Sílvia. **Hospedabilidade de diferentes espécies vegetais ao nematoide das galhas *Meloidogyne graminicola*.** 1990. 34f. Dissertação (Mestre em Ciências Biológicas) Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, São Paulo.

SIKORA, R.A.; GRECO, N.; SILVA, F.V. Nematode parasites of Food Legumes. In: **Plant Parasitic Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture.** Wallingford, Oxfordshire, UK; Cambridge, MA: CABI, 2005. p.259-318.

SILVA, R. A.; SERRANO, M. A. S.; GOMES, A. C.; BORGES, D.C.; SOUZA, A. A.; ASMUS, G. L.; INOMOTO, M. M. Ocorrência de *Pratylenchus brachyurus* e *Meloidogyne incognita* na cultura do algodoeiro no Estado do Mato Grosso. **Fitopatologia Brasileira**, Fortaleza, v.29, n.3, p.337-337, 2004.

SKANTAR, A. M.; CARTA, L. K. Multiple displacement amplification (MDA) of total genomic DNA from *Meloidogyne* spp. and comparison to crude DNA extracts in PCR of ITS1, 28S D2-D3 rDNA and Hsp90. **Nematology**, v.7, n.2, p.285-293, 2005.

SMITHIES, O. Zone electrophoresis in starch gels: group variations in the serum proteins of normal human adults. **Biochemistry Journal**, v.61, n.4, p.629-641, 1955.

SORIANO, I. R. S.; PROT, J. C.; MATIAS, D. M. Expression of tolerance for *Meloidogyne graminicola* in rice cultivars as affected by soil type and flooding. **J. Nematol.** V.32, n.3 p.309–317, 2000.

TARTE, R.; MAI, W. F. Morphological variation in *Pratylenchus penetrans*. **Journal of Nematology**, DeLeon Springs, v.8, n.3, p.185-195, 1976a.

TEIXEIRA, Renato. **Reação de cultivares de soja a *Meloidogyne incognita* e *M. javanica***. 2013. 60f. Tese (Doutorado em Agronomia: Genética e Melhoramento de Plantas) – Escola de Agronomia, Universidade Federal de Goiás-Goiânia.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 1993. 372p.

TOWNSHEND, J. L. Morphological observations of *Pratylenchus penetrans* from celery and strawberry in southern Ontario. **Journal of Nematology**, Lawrence, v.23, n.2, p.205-209, 1991.

TROCCOLI, A.; LAMBERTI, F.; GRECO, N. *Pratylenchus* species occurring in Algeria (Nematoda, Pratylenchidae). **Nematologia Mediterranea**, Bari, v.20, n.1, p.97-103, 1992.

WRATHER, A.; SHANNON, G.; BALARDIN, R.; CARREGAL, L.; ESCOBAR, R.; GUPTA, G. K.; MA, Z.; MOREL, W.; PLOPER, D.; TENUTA, A. Effect of diseases on soybean yield in the top eight producing countries in 2006. **Plant Health Progress**, v.10, p.1094, 2010.

WRATHER, J. A.; ANDERSON, T. R.; ARSYAD, D. M.; GAI, J.; PLOPER, L. D.; PORTA-PUGLIA, A., RAM, H. H.; YORINORI, J. T. Soybean disease loss estimates for the top 10 soybean producing countries in 1994. **Plant Dis**, v.81, n.1, p.107-110, 1997.

YAN, G.; PLAISANCE, A.; HUANG, D.; A. HANDOO, Z. First Report of the Spiral Nematode *Helicotylenchus microlobus* Infecting Soybean in North Dakota. **Journal of Nematology**, v.49, n.1 p.1-1, 2017.

ANEXO

Anexo 1 - Diferentes gêneros de fitonematoides identificados em amostras provenientes de áreas de cultivo de soja no estado do Rio Grande do Sul.

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Canguçu	A75	-	-	100	-	-	-
Canguçu	A76	-	-	-	-	-	-
Canguçu	A79	-	-	-	-	-	-
Canguçu	A80	-	-	-	-	-	-
Canguçu	A81	-	-	-	-	-	-
Capão de Leão	A77	-	-	-	-	-	-
Capão de Leão	A78	-	-	-	-	-	-
Erechim	A44	-	-	50	-	-	-
Erechim	A46	-	50	250	-	-	-
Erechim	A49	-	-	750	-	-	-
Erechim	A56	-	-	-	-	-	-
Ipiranga do Sul	A50	-	100	50	-	-	-
Ipiranga do Sul	A51	-	500	100	-	-	-
Ipiranga do Sul	A69	-	500	-	-	-	-
Pelotas	A15	-	250	700	-	-	-
Pelotas	A16	-	-	50	-	-	-
Pelotas	A17	-	-	50	-	-	-
Pelotas	A18	-	-	50	-	-	-
Pelotas	A19	-	-	-	-	-	-
Pelotas	A20	-	-	-	-	-	-
Pelotas	A21	-	-	750	-	-	-
Pelotas	A22	700	250	200	-	-	-

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Pelotas	A23	-	50	250	-	-	-
Pelotas	A24	-	100	1750	-	-	-
Pelotas	A25	-	-	50	-	-	-
Pelotas	A26	-	-	250	-	-	-
Pelotas	A70	5850	-	1000	-	-	2400
Pelotas	A71	100	50	50	-	-	100
Pelotas	A72	14700	100	700	-	-	-
Pelotas	A73	-	2700	1000	-	-	-
Paulo Bento	A45	-	50	100	-	-	-
Paulo Bento	A48	-	50	-	-	-	100
Paulo Bento	A53	-	-	450	-	-	-
Paulo Bento	A55	-	-	400	-	-	-
Rio Grande	A74	-	4300	-	-	-	-
São Lourenço do Sul	A2	50	50	100	-	-	-
São Lourenço do Sul	A3	-	-	300	-	-	-
São Lourenço do Sul	A4	-	-	800	50	-	-
São Lourenço do Sul	A5	-	-	900	50	-	-
Tupanciretã	A6	5450	50	50	-	-	-
Tupanciretã	A7	1100	50	50	-	-	-
Tupanciretã	A8	1400	100	450	-	-	-
Tupanciretã	A9	400	50	-	-	-	-
Tupanciretã	A10	400	100	-	-	-	-
Tupanciretã	A11	1350	50	-	-	-	-
Tupanciretã	A12	1400	100	-	-	-	-
Tupanciretã	A13	300	150	350	-	-	-

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Tupanciretã	A14	650	50	200	-	-	-
Turuçu	A1	3200	100	-	-	-	-
Turuçu	A27	400	-	250	-	-	-
Turuçu	A28	500	50	150	-	-	-
Turuçu	A29	800	-	50	-	50	-
Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicycliophora</i>				
Canguçu	A75	-	-				
Canguçu	A76	-	-				
Canguçu	A79	-	-				
Canguçu	A80	-	-				
Canguçu	A81	-	-				
Capão de Leão	A77	-	-				
Capão de Leão	A78	-	-				
Erechim	A44	-	-				
Erechim	A46	-	-				
Erechim	A49	-	-				
Erechim	A56	-	-				
Ipiranga do Sul	A50	-	-				
Ipiranga do Sul	A51	-	-				
Ipiranga do Sul	A69	-	-				
Pelotas	A15	-	-				
Pelotas	A16	-	-				
Pelotas	A17	-	-				
Pelotas	A18	-	-				

Municípios	Código	Gêneros	
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicycliophora</i>
Pelotas	A19	-	-
Pelotas	A20	-	-
Pelotas	A21	-	-
Pelotas	A22	-	-
Pelotas	A23	-	-
Pelotas	A24	-	-
Pelotas	A25	-	-
Pelotas	A26	-	-
Pelotas	A70	-	-
Pelotas	A71	-	-
Pelotas	A72	-	-
Pelotas	A73	-	-
Paulo Bento	A45	-	-
Paulo Bento	A48	-	-
Paulo Bento	A53	-	-
Paulo Bento	A55	-	-
Rio Grande	A74	-	-
São Lourenço do Sul	A2	50	-
São Lourenço do Sul	A3	100	-
São Lourenço do Sul	A4	150	-
São Lourenço do Sul	A5	250	-
Tupanciretã	A6	-	-
Tupanciretã	A7	-	-
Tupanciretã	A8	-	-
Tupanciretã	A9	-	-

Municípios	Código	Gêneros	
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicycliophora</i>
Tupanciretã	A10	-	-
Tupanciretã	A11	50	-
Tupanciretã	A12	-	-
Tupanciretã	A13	-	-
Tupanciretã	A14	650	-
Turuçu	A1	3200	-
Turuçu	A27	400	-
Turuçu	A28	500	-
Turuçu	A29	800	-

*Número médio de nematoides por 10 gramas de raízes.

Anexo 2 - Diferentes gêneros de fitonematoides identificados em amostras provenientes de áreas de cultivo de soja no estado do Rio Grande do Sul.

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Canguçu	A75	-	-	1200	50	50	-
Canguçu	A76	-	-	300	100	-	550
Canguçu	A79	-	-	1600	200	200	-
Canguçu	A80	550	-	2500	150	100	-
Canguçu	A81	-	-	5000	100	100	50
Capão de Leão	A77	-	-	450	-	-	-
Capão de Leão	A78	-	-	900	-	-	-
Erechim	A44	-	-	250	-	-	-
Erechim	A46	-	-	300	-	-	-
Erechim	A49	-	-	200	-	-	-
Erechim	A56	-	-	650	-	-	-
Ipiranga do Sul	A50	-	150	750	-	-	-
Ipiranga do Sul	A51	-	150	650	-	-	-
Ipiranga do Sul	A69	-	300	650	-	-	-
Pelotas	A15	50	550	1550	100	-	100
Pelotas	A16	50	50	50	-	-	-
Pelotas	A17	100	50	650	50	-	-
Pelotas	A18	-	150	750	200	50	-
Pelotas	A19	-	-	150	50	-	-
Pelotas	A20	-	50	50	-	-	-
Pelotas	A21	-	50	8050	-	-	-
Pelotas	A22	19250	-	2800	-	-	-

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Pelotas	A23	-	-	1000	-	250	-
Pelotas	A24	-	50	2400	-	-	-
Pelotas	A25	-	-	50	350	-	-
Pelotas	A26	-	-	9150	100	50	-
Pelotas	A70	5000	-	1750	50	-	200
Pelotas	A71	-	50	3450	-	-	100
Pelotas	A72	15250	-	3050	100	100	-
Pelotas	A73	100	300	2650	100	50	-
Paulo Bento	A45	-	-	350	50	-	-
Paulo Bento	A48	-	-	400	-	-	-
Paulo Bento	A53	-	-	650	-	-	-
Paulo Bento	A55	-	-	400	-	-	-
Rio Grande	A74	-	250	-	-	50	-
São Lorenzo do Sul	A2	-	-	4150	550	50	-
São Lorenzo do Sul	A3	-	-	1850	350	100	-
São Lorenzo do Sul	A4	-	-	3750	150	50	50
São Lorenzo do Sul	A5	-	-	5850	200	50	-
Tupanciretã	A6	700	100	50	-	50	-
Tupanciretã	A7	100	50	950	-	-	50
Tupanciretã	A8	8400	50	100	-	-	50
Tupanciretã	A9	1250	550	50	50	100	-
Tupanciretã	A10	1800	100	450	50	-	-
Tupanciretã	A11	1700	200	-	-	150	-
Tupanciretã	A12	1150	50	150	50	100	-
Tupanciretã	A13	-	-	2700	-	50	50

Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Meloidogyne</i>	<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Tupanciretã	A14	700	-	350	-	-	-
Turuçu	A1	850	-	-	-	-	100
Turuçu	A27	150	-	2950	100	50	-
Turuçu	A28	4450	-	4100	-	50	-
Turuçu	A29	-	-	1500	350	50	50
Municípios	Código	Gêneros					
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicyclophora</i>	<i>Discocriconemella</i>	<i>Tylenchorhynchus</i>		
Canguçu	A75	-	-	-	50		
Canguçu	A76	-	-	-	-		
Canguçu	A79	-	-	-	-		
Canguçu	A80	-	-	-	-		
Canguçu	A81	-	-	-	-		
Capão de Leão	A77	-	-	-	-		
Capão de Leão	A78	-	-	-	-		
Erechim	A44	-	-	-	-		
Erechim	A46	-	-	-	-		
Erechim	A49	-	-	-	-		
Erechim	A56	-	-	-	-		
Ipiranga do Sul	A50	-	-	-	-		
Ipiranga do Sul	A51	-	-	-	-		
Ipiranga do Sul	A69	-	-	-	-		
Pelotas	A15	-	50	-	-		
Pelotas	A16	-	-	-	-		
Pelotas	A17	-	-	-	-		
Pelotas	A18	-	-	-	-		

Municípios	Código	Gêneros			
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicycliophora</i>	<i>Discocriconemella</i>	<i>Tylenchorhynchus</i>
Pelotas	A19	-	-	-	-
Pelotas	A20	-	-	-	-
Pelotas	A21	-	-	-	-
Pelotas	A22	-	-	-	-
Pelotas	A23	-	-	-	-
Pelotas	A24	-	-	-	-
Pelotas	A25	-	-	-	-
Pelotas	A26	-	-	-	-
Pelotas	A70	-	-	950	-
Pelotas	A71	-	-	-	-
Pelotas	A72	-	-	-	-
Pelotas	A73	-	-	-	-
Paulo Bento	A45	-	-	-	-
Paulo Bento	A48	-	-	-	-
Paulo Bento	A53	-	-	-	-
Paulo Bento	A55	-	-	-	-
Rio Grande	A74	-	-	-	-
São Lorenzo do Sul	A2	550	-	-	-
São Lorenzo do Sul	A3	500	-	-	-
São Lorenzo do Sul	A4	400	-	-	-
São Lorenzo do Sul	A5	1900	-	-	-
Tupanciretã	A6	850	-	-	-
Tupanciretã	A7	-	-	-	-
Tupanciretã	A8	-	-	-	-
Tupanciretã	A9	-	-	-	-

Municípios	Código	Gêneros			
		<i>Rotylenchus</i>	<i>Hemicycliophora</i>	<i>Discocriconemella</i>	<i>Tylenchorhynchus</i>
Tupanciretã	A10	-	-	-	-
Tupanciretã	A11	50	-	-	-
Tupanciretã	A12	-	-	-	-
Tupanciretã	A13	50	-	-	-
Tupanciretã	A14	-	-	-	-
Turuçu	A1	-	-	-	-
Turuçu	A27	-	-	-	-
Turuçu	A28	-	-	-	-
Turuçu	A29	-	-	-	-

*Número médio de nematoides por 250 cm³ de solo.

Anexo 3 - Diferentes gêneros de fitonematoides identificados em amostras provenientes de áreas de cultivo de soja no estado de Santa Catarina.

Municípios	Código	Gêneros	
		<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>
Campo Belo do Sul	A35	-	-
Campo Belo do Sul	A37	100	350
Campo Belo do Sul	A42	-	-
Campos Novos	A47	-	-
Campos Novos	A52	-	150
Campos Novos	A54	250	-
Campos Novos	A57	-	100
Curitibanos	A30	-	-
Curitibanos	A31	-	-
Curitibanos	A32	-	-
Curitibanos	A33	-	-
Curitibanos	A34	-	-
Curitibanos	A36	-	300
Curitibanos	A38	-	100
Curitibanos	A39	50	50
Curitibanos	A40	50	-
Curitibanos	A41	50	-
Curitibanos	A43	-	250
São José do Cerrito	A58	-	-
São José do Cerrito	A59	-	-
São José do Cerrito	A60	-	-
São José do Cerrito	A61	-	100

Municípios	Código	Gêneros	
		<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>
São José do Cerrito	A62	150	-
São José do Cerrito	A63	250	100
São José do Cerrito	A64	-	-
São José do Cerrito	A65	200	200
São José do Cerrito	A66	-	-
São José do Cerrito	A67	500	50
São José do Cerrito	A68	300	50

*Número médio de nematoides por 10 gramas de raízes.

Anexo 4 - Diferentes gêneros de fitonematoides identificados em amostras provenientes de áreas de cultivo de soja no estado de Santa Catarina.

Municípios	Código	Gêneros				
		<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
Campo Belo do Sul	A35	-	50	-	-	-
Campo Belo do Sul	A37	-	250	-	-	-
Campo Belo do Sul	A42	-	-	-	-	-
Campos Novos	A47	-	550	-	-	-
Campos Novos	A52	-	1050	-	-	-
Campos Novos	A54	-	350	-	-	-
Campos Novos	A57	-	500	-	50	-
Curitibanos	A30	-	100	-	-	-
Curitibanos	A31	-	350	-	-	-
Curitibanos	A32	-	-	-	50	50
Curitibanos	A33	-	-	50	50	50
Curitibanos	A34	-	-	-	-	-
Curitibanos	A36	-	1250	-	-	-
Curitibanos	A38	-	100	-	-	-
Curitibanos	A39	-	-	-	-	-
Curitibanos	A40	-	1900	-	-	-
Curitibanos	A41	-	-	-	-	-
Curitibanos	A43	-	300	-	-	-
São José do Cerrito	A58	-	250	-	50	-
São José do Cerrito	A59	-	700	-	100	-
São José do Cerrito	A60	-	700	-	-	-
São José do Cerrito	A61	-	350	-	-	-

Municípios	Código	Gêneros				
		<i>Pratylenchus</i>	<i>Helicotylenchus</i>	<i>Tylenchus</i>	<i>Xiphinema</i>	<i>Mesocriconema</i>
São José do Cerrito	A62	-	1450	-	-	-
São José do Cerrito	A63	-	100	-	100	-
São José do Cerrito	A64	-	900	-	-	100
São José do Cerrito	A65	-	400	-	50	-
São José do Cerrito	A66	-	100	-	-	-
São José do Cerrito	A67	50	250	-	-	-
São José do Cerrito	A68	-	300	-	-	-

*Número médio de nematoides por 250 cm³ de solo.