

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



Dissertação

**Caracterização do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.)
em cultivo de arroz irrigado nos Estados do Rio Grande do
Sul e de Santa Catarina e hospedabilidade de plantas
daninhas e forrageiras a *Meloidogyne graminicola***

Rafael Roberto Dallegrave Negretti

Pelotas, 2013

RAFAEL ROBERTO DALLEGRAVE NEGRETTI

CARACTERIZAÇÃO DO NEMATOIDE DAS GALHAS (*Meloidogyne spp.*) EM CULTIVO DE ARROZ IRRIGADO NOS ESTADOS DO RIO GRANDE DO SUL E DE SANTA CATARINA E HOSPEDABILIDADE DE PLANTAS DANINHAS E FORRAGEIRAS A *Meloidogyne graminicola*

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

Orientadora: Dr^a. Roberta Manica-Berto

Coorientadores: Dr. Dirceu Agostinetto

Dr. Cesar Bauer Gomes

Pelotas, 2013

Dados de catalogação na fonte:
(Marlene Cravo Castillo – CRB-10/744)

N385c Negretti, Rafael Roberto Dallegrave

Caracterização do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em cultivo de arroz irrigado nos estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina e hospedabilidade de plantas daninhas e forrageiras a *Meloidogyne graminicola* / Rafael Roberto Dallegrave Negretti; orientador Roberta Manica-Berto; co-orientadores Dirceu Agostinnetto e Cesar Bauer Gomes - Pelotas, 2013.-70f. : il.- Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel . Universidade Federal de Pelotas. Pelotas, 2013.

1. Fitonematoides 2. Fenótipos enzimáticos 3. *Oryza sativa* (L.) 4. Planta daninha 5. Hospedeiro I. Manica-Berto, Roberta (orientador) II. Título.

CDD 595.13

Banca examinadora:

Elis Teresinha Cofcewicz, Dra.

Jesus Juares de Oliveira Pinto, Dr.

Cesar Bauer Gomes, Dr.
(Coorientador)

Roberta Manica-Berto, Dra.
(Orientadora)

Aos meus pais Jovir e Claudete;
Aos meus irmãos Fabio e Mateus.

OFEREÇO E DEDICO

Agradecimentos

A Deus, pela saúde, determinação e perseverança em todos os momentos.

Aos meus pais e irmãos que, com muito apoio, não mediram esforços para o cumprimento de mais essa etapa.

À professora Roberta Manica-Berto, pela dedicação, confiança, paciência, amizade e ensinamentos passados durante a orientação.

Ao Professor Dirceu Agostinetto, pelos conhecimentos, ensinamentos transmitidos e amizade.

Ao Prof. Cesar Bauer Gomes, pela orientação, amizade e por ter disponibilizado a estrutura para que esse trabalho fosse realizado.

Ao Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade pela oportunidade de realização do curso e aos professores que contribuíram para minha formação.

A Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária, Embrapa Clima Temperado, pelo apoio concedido para o desenvolvimento da pesquisa.

A amiga Katia Mariele do Amaral Rolim pelo incentivo e apoio em todos os momentos do curso.

Aos funcionários do laboratório de Fitopatologia da Embrapa Clima Temperado em especial, ao Gelson Krolow, pela contribuição nos trabalhos de campo, aos colegas Michele Santiago, Caroline Wille, Monalize Motta, Victor Hugo Casa Coila, Israel Lima Medina, Lucia Somavilla, Josiane Vergara Casarin e Jaqueline Tavares Schafer, as estagiárias Chaiane Signori, Aline Tietz Ferrari, Daniele Brum, Fernanda Cruz e Vanessa Wolter Schlee pelo auxílio na execução dos trabalhos.

Aos meus colegas e amigos do Centro de Herbologia (CEHERB): Marcos André Nohatto, André Ulguim, Carlos Eduardo Schaedler, Diecson da Silva, Nixon Westendorff, Camila Tarouco, Cláudia de Oliveira, Diego Fraga, Franciele Mariani,

Jader Job Franco, Queli Ruchel, Lais Perboni, Ana Claudia Langaro, Leor Oliveira dos Santos, Rafael Rubin e Alfran Martini pela amizade, incentivo, auxílio na execução dos trabalhos e pelos momentos de convívio.

Aos estagiários e bolsistas, em especial Lucas Thürmer, pelo auxílio na execução dos experimentos, Bruno Moncks, Daniela Tessaro, Marcelo Timm, Sandro Roberto Piesanti e Thiago Vieira Duarte, pela amizade e convivência.

A todos os que contribuíram, para a realização deste trabalho.

Resumo

NEGRETTI, Rafael Roberto Dallegrave. **Caracterização do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em cultivo de arroz irrigado nos Estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina e hospedabilidade de plantas daninhas e forrageiras a *Meloidogyne graminicola***, 2013. 70f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

O Sul do Brasil detém a maior área cultivada com arroz irrigado do país. Entretanto, a produção pode ser limitada por vários agentes fitopatogênicos, dentre eles o nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.). Dessa forma, o objetivo da pesquisa foi realizar um levantamento do nematoide das galhas em lavouras de arroz irrigado nos Estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina, e, verificar a hospedabilidade nas principais espécies de plantas daninhas, encontradas com maior frequência na entressafra e durante o período de cultivo do arroz irrigado, ao nematoide das galhas, *Meloidogyne graminicola*. As populações obtidas foram caracterizadas bioquimicamente através das isoenzimas esterase (Est), malato desidrogenase (Mdh) e morfológicamente através da configuração da região perineal das fêmeas. Posteriormente, avaliou-se em casa de vegetação a reação de 18 espécies de plantas daninhas de outono/inverno e primavera/verão que ocorrem nas lavouras arroteiras a *M. graminicola*. Detectou-se 56 populações de *Meloidogyne* spp. em 48% das amostras coletadas, detectando-se cinco fenótipos esterásticos (Est) e dois fenótipos de Mdh. Nas amostras provenientes do RS, foram detectadas 16 populações de *M. graminicola* com o fenótipo Est VS1 (Rm: 0,70), oito populações de *Meloidogyne* sp.2 Est Ar2 (Rm: 0,81; 0,91) e duas populações com duas bandas, *Meloidogyne* sp.3 Est VS1a2 (Rm: 0,61; 0,70), as quais corresponderam a 80, 40 e 10% das amostras analisadas, respectivamente. No Estado de SC foram detectadas 15 populações de *M. graminicola* fenótipo Est VS1 (Rm: 0,70), duas populações de *M. javanica* Est J3 (Rm: 1,00, 1,20 e 1,35), 10 populações de *Meloidogyne* sp.1 Est Ar1 (Rm: 1,02), duas populações de *Meloidogyne* sp.2 Est Ar2 (Rm: 0,81; 0,91) e uma população de *Meloidogyne* sp.3 Est VS1a2 (Rm: 0,61; 0,70), que corresponderam a 93,75, 12,5, 62,5, 12,5 e 6,25% das amostras analisadas, respectivamente. Quando se utilizou a enzima Mdh, todas as populações do nematoide apresentaram bandas monomórficas, sendo aquelas de *M. graminicola*, *Meloidogyne* sp.1, *Meloidogyne* sp.2 e *Meloidogyne* sp.3, pelo fenótipo N1a (Rm:1.4) e *M. javanica* com o fenótipo N1 (Rm: 1,0). Pela caracterização morfológica pela região perineal das fêmeas, os padrões de *M. javanica* Est Mdh J3 e

M. graminicola Est Mdh VS1N1a foram similares à descrição das espécies tipo. Entretanto, a análise das configurações perineais das populações atípicas, *Meloidogyne* sp.1, *Meloidogyne* sp.2 e *Meloidogyne* sp.3, não permitiram a identificação a nível específico. Estudando-se a reação das plantas daninhas a *M. graminicola*, observou-se que *Avena strigosa* e *Lolium multiflorum* que ocorrem no outono/inverno e *Alternanthera philoxeroides*, *Oryza sativa*-ARV, *Echinochloa crusgalli*, *Cyperus difformis*, *Cyperus esculentus*, *Cyperus iria* e *Fimbristylis miliacea* que ocorrem na primavera/verão, comportam-se como boas hospedeiras do nematoide das galhas; *Cyperus esculentus* comportou-se como resistente em condição de solo alagado; e, *Aeschynomene denticulata* e *Leersia hexandra* foram imunes ao nematoide, independentemente do regime de irrigação.

Palavras Chave: Fitonematoides. fenótipos enzimáticos. *Oryza sativa* (L.). Planta daninha. Hospedeiro.

Abstract

NEGRETTI, Rafael Roberto Dallegrave. **Characterization of nematode galls (*Meloidogyne* spp.) In irrigated rice in the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina and hospitability of weeds in forage to *Meloidogyne graminicola***, 2013. 70f. Master of Science - Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

The southern Brazil has the largest area planted to rice in the country. However, production can be limited by various pathogenic agents, including the nematode galls (*Meloidogyne* spp.). Thus, the aim of the research was to survey the nematode galls in irrigated rice fields in the states of Rio Grande do Sul and Santa Catarina, and check the hospitability in major weed species, found most often in the offseason and during the rice crop, the gall nematode, *Meloidogyne graminicola*. The populations were characterized biochemically by the isozyme esterase (Est), malate dehydrogenase (Mdh) and morphologically by setting the perineal region of females. Later, it was evaluated in a greenhouse the reaction of 18 weed species in autumn/winter and spring/summer rice farms that occur in the *M. graminicola*. Was detected 56 populations of *Meloidogyne* spp. in 48% of samples, detecting five phenotypes esterásticos (Est) and two Mdh phenotypes. In the samples of RS were detected 16 populations of *M. graminicola* phenotype VS1 Est (Rm: 0.70), eight populations of *Meloidogyne* sp.2 Est Ar2 (Rm: 0.81, 0.91) and two populations with two bands, *Meloidogyne* sp.3 Est VS1a2 (Rm: 0.61, 0.70), which corresponded to 80, 40 and 10% of samples, respectively. In the state of SC 15 were detected populations of *M. graminicola* Est VS1 phenotype (Rm: 0.70), two populations of *M. javanica* Est J3 (Rm: 1.00, 1.20 and 1.35), 10 populations of *Meloidogyne* sp.1 Est Ar1 (Rm: 1.02), two populations of *Meloidogyne* sp.2 Est Ar2 (Rm: 0,81, 0.91) and a population of *Meloidogyne* sp.3 Est VS1a2 (Rm: 0.61, 0.70), corresponding to 93.75, 12.5, 62.5, 12.5 and 6.25% of samples, respectively. When using the enzyme Mdh, all nematode populations showed monomorphic bands, and those of *M. graminicola*, *Meloidogyne* sp.1, and *Meloidogyne* sp.2 and *Meloidogyne* sp.3 at N1A phenotype (Rm: 1.4) and *M. javanica* phenotype N1 (Rm 1,0). For morphological characterization by the perineal region of females, patterns of *M. javanica* Est Mdh J3 and *M. graminicola* Est Mdh VS1N1a were similar to the description of the type species. However, the analysis of the configurations of perineal atypical populations, *Meloidogyne* sp.1, *Meloidogyne* sp.2 and *Meloidogyne* sp.3 did not allow identification to species level. Studying the reaction of the weed *M. graminicola*, it was observed that *Avena strigosa* and *Lolium multiflorum* occurring in autumn/winter and *Alternanthera philoxeroides*, *Oryza sativa*-ARV, *Echinochloa crusgalli*, *Cyperus difformis*, *Cyperus esculentus*, *Cyperus iria* and *Fimbristylis miliacea* occurring

in spring/summer, behave like good hosts of the nematode galls; *Cyperus esculentus* behaved as resistant in waterlogged soil condition and, *Aeschynomene denticulata* and *Leersia hexandra* were immune to nematodes, regardless of irrigation regime.

Key words: Phytonematodes. enzymatic phenotypes. *Oryza sativa* (L.). Weed. Host.

Lista de Figuras

Figura 1	Mapa das seis regiões orizícolas do Estado do Rio Grande do Sul. Fonte: SOSBAI, 2012.....	22
Figura 2	Mapa das quatro regiões orizícolas do Estado de Santa Catarina. Fonte: SOSBAI, 2012.....	22
Figura 3	Mapa de localização e distribuição de espécies de <i>Meloidogyne</i> spp. por município em lavouras de arroz irrigado provenientes dos Estados do RS e de SC. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	27
Figura 4	Fenótipos de esterase detectados em 36 populações de <i>Meloidogyne</i> spp. provenientes de plantas de arroz irrigado em lavouras localizadas nos Estados do RS e SC. <i>M. javanica</i> (J3), <i>M. graminicola</i> (VS1), <i>Meloidogyne</i> sp.1 (Ar1), <i>Meloidogyne</i> sp.2 (Ar2) e <i>Meloidogyne</i> sp.3 (VS1a2). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	31
Figura 5	Fenótipos de malato desidrogenase observados em populações de <i>Meloidogyne</i> spp. provenientes de plantas de arroz irrigado de lavouras localizadas nos Estados do RS e de SC, anteriormente caracterizados pelos fenótipos de esterase <i>M. javanica</i> J3 (Rm: 1.0), <i>M. graminicola</i> VS1, <i>Meloidogyne</i> sp.1 Ar1, <i>Meloidogyne</i> sp.2 Ar2, <i>Meloidogyne</i> sp.3 VS1a2 (Rm: 1.4). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	34
Figura 6	Padrões perineais de populações de <i>Meloidogyne</i> spp. provenientes de plantas de arroz irrigado de lavouras localizadas nos Estados do RS e de SC, com os fenótipos Est J3 (A), Est VS1 (B), Est Ar1 (C), Est Ar2 (D) e Est VS1a2 (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	35
Figura 7	Sintomas na parte aérea e de raízes de arroz irrigado em lavouras atacadas por <i>Meloidogyne</i> sp. com mancha em reboleira (plantas de porte reduzido) de aproximadamente 2m ² (A) e 30m ² (B); lavoura completamente tomada <i>M. graminicola</i> (C); lavoura em pousio com a presença do nematoide das galhas (D) e presença de galhas nas	

	raízes das plantas localizadas em taipa (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	39
Figura 8	Sintomas de galhas nas raízes de arroz (A, C, D e E) e <i>E. crusgalli</i> (capim-arroz) (B), <i>M. graminicola</i> (A e B), <i>Meloidogyne</i> sp.2 (C), <i>Meloidogyne</i> sp.1 (D) e <i>M. javanica</i> (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	40
Figura 9	Plantas daninhas de inverno (A) e de verão em condições de sequeiro (B) e alagamento (C), avaliadas quanto à reação a <i>M. graminicola</i> . Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.....	45
Figura 10	Massas de ovos de <i>M. graminicola</i> externamente as raízes de <i>Lolium multiflorum</i> . Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.....	47

Lista de Tabelas

Tabela 1	Fenótipos de esterase (Est) e suas percentagens de ocorrência observados em 16 populações de <i>Meloidogyne</i> spp. provenientes de lavouras de arroz irrigado do Estado de SC. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	29
Tabela 2	Fenótipos de esterase (Est) e suas percentagens de ocorrência observadas em 20 populações de <i>Meloidogyne</i> spp. provenientes de lavouras de arroz irrigado do Estado do RS. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.....	29
Tabela 3	Número de galhas, fator de reprodução (FR) e reação de espécies de plantas daninhas de outono/inverno (que ocorrem na entressafra ao arroz) a <i>M. graminicola</i> . Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.....	48
Tabela 4	Número de galhas, fator de reprodução (FR) e reação de espécies de plantas daninhas de primavera/verão (que ocorrem no período de cultivo do arroz) a <i>M. graminicola</i> em manejos de irrigação, sequeiro e alagado. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.....	50

Sumário

1 INTRODUÇÃO.....	15
2 CAPÍTULO I - Caracterização bioquímica e morfológica do nematoide das galhas (<i>Meloidogyne</i> spp.) em arroz irrigado nos Estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina	19
2.1 Introdução.....	19
2.2 Material e Métodos.....	21
2.2.1 Levantamento do Nematoide das Galhas em Lavouras Arrozeiras dos Estados do RS e SC.....	21
2.2.2 Caracterização Bioquímica.....	23
2.2.3 Caracterização Morfológica.....	25
2.2.4 Aspectos da Sintomatologia das Plantas Amostradas.....	25
2.3 Resultados e Discussão.....	25
2.3.1 Levantamento do Nematoide das Galhas em Lavouras Arrozeiras dos Estados do RS e SC.....	25
2.3.2 Caracterização Bioquímica.....	27
2.3.3 Caracterização Morfológica.....	35
2.3.4 Aspectos da Sintomatologia das Plantas Amostradas.....	36
2.4 Conclusões.....	41
3 CAPÍTULO II - Hospedabilidade de plantas daninhas de áreas de cultivo de arroz irrigado a <i>Meloidogyne graminicola</i>.....	43
3.1 Introdução.....	43
3.2 Material e Métodos.....	44
3.3 Resultados e Discussão.....	47
3.4 Conclusões.....	53
4 CONCLUSÕES.....	54
5 REFERÊNCIAS.....	55
6 APÊNDICES.....	62
VITA.....	69

1 INTRODUÇÃO

O cultivo do arroz irrigado (*Oryza sativa* L.) sempre foi uma atividade com grande importância dentro da cadeia agrícola mundial. A produção mundial atinge cerca de 696 milhões de toneladas, em área cultivada de 159 milhões de hectares. A China é o maior produtor (197 milhões de toneladas), seguida pela Índia (144 milhões de toneladas) e Indonésia (66 milhões de toneladas). Por sua vez, o Brasil ocupa a oitava posição, com produção de 11,2 milhões de toneladas em uma área de 2,7 milhões de hectares (FAO, 2012).

Entre os Estados brasileiros, o Rio Grande do Sul (RS) é o maior produtor nacional, responsável por 65% da produção de arroz, o que significa 8,9 milhões de toneladas, em área superior a 1 milhão de hectares e produtividade de 7,6t ha⁻¹. Em segundo lugar, está o Estado de Santa Catarina (SC), sendo responsável por cerca de 7,3% da produção nacional de arroz, o que representa em torno de 1 milhão de toneladas, em 150 mil hectares, alcançando a produtividade de 6,6t ha⁻¹, valores esses referentes a safra 2010/11 (CONAB, 2012).

Dessa forma, o Brasil apresenta-se em posição de destaque no cenário orizícola mundial, com grande potencial de crescimento. Entretanto, há diversos fatores que determinam perdas na produtividade, principalmente em função das condições fitossanitárias devido à presença de pragas ou patógenos. Dentre os fatores que interferem na produção de arroz irrigado, destaca-se a presença de fitonematoides causadores de galhas nas raízes das plantas (GOMES; STEFFEN; ANTONIOLLI, 2009).

Os nematoides formadores de galhas radiculares, pertencentes ao gênero *Meloidogyne* Goeldi, 1887, constituem o grupo de maior importância econômica na agricultura. Devido ao grande número de hospedeiros existentes e a interação com outros organismos patogênicos, os nematoides estão entre as principais pragas

responsáveis pela limitação da produtividade agrícola no mundo (SASSER; FRECKMAN, 1987).

No arroz irrigado são relatadas oito espécies do nematoide das galhas que parasitam a cultura, todas causam danos e afetam os processos fisiológicos envolvidos no desenvolvimento das plantas, resultando em redução do crescimento da planta e rendimento da produção. No entanto, *Meloidogyne graminicola* Golden; Birchfield, é relatada como a espécie mais prejudicial nas diferentes partes do globo (BRIDGE; PLOWRIGHT; PENG, 2005). Em países Asiáticos, os produtores de arroz irrigado quantificam os prejuízos causados pelo ataque de *M. graminicola*, na produtividade da cultura, entre 11 e 80% (SORIANO; REVERSAT, 2003; DE WAELE; ELSSEN, 2007). Estes patógenos prejudicam as plantas devido a sua ação nociva sobre o sistema radicular, alterando a absorção e translocação de água e nutrientes, predispondo a planta a estresses ambientais (WHITEHEAD, 1997).

A presença de *M. graminicola* em lavouras de arroz irrigado foi constatada inicialmente nos Estados Unidos em raízes de plantas daninhas (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1965), sendo posteriormente encontrado no sistema radicular de plantas de arroz (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1968). Devido ao fato de ser um organismo bem adaptado à sobrevivência e multiplicação em áreas inundadas (PROT; MATIAS, 1995), a sua ocorrência tem sido extensamente relatada nas décadas de 1990 e 2000 nas lavouras de arroz irrigado em vários países Asiáticos (PADGHAM et al., 2004; SOBITA; ANAMIKA, 2011), além de países Norte Americanos (SORIANO; REVERSAT, 2003; XU et al., 2004).

No Brasil, existem relatos da ocorrência do nematoide das galhas em arroz irrigado desde a década de 80 (RIBEIRO; SPERANDIO; SELISTRE; 1984). Quanto à espécie, somente nos anos 90 foi reportada a presença *M. graminicola* na cultura (SPERANDIO; MONTEIRO, 1991). O primeiro levantamento do nematoide das galhas em arroz irrigado foi realizado no Estado do Rio Grande do Sul (STEFFEN et al., 2007). Nesse estudo, os autores, detectaram a ocorrência generalizada de *M. graminicola* (Est. VS1) em lavouras da depressão central do Estado. A seguir, Gomes, Steffen e Antonioli (2009) relataram a presença de *M. graminicola* em arroz irrigado em Santa Catarina.

A identificação de espécies dos nematoides do gênero *Meloidogyne* até pouco tempo era realizada exclusivamente por caracteres morfológicos, morfométricos e citogenéticos nas populações estudadas, além de hospedeiros diferenciadores

(TAYLOR; SASSER, 1978), o que tornava o processo moroso e de difícil caracterização das espécies, mesmo para nematologistas com grande experiência no gênero *Meloidogyne*. No entanto, a caracterização específica de fêmeas adultas de *Meloidogyne* spp. por métodos bioquímicos, através da eletroforese de isoenzimas, tem demonstrado que as principais espécies de *Meloidogyne* podem ser diferenciadas por fenótipos enzimáticos espécie-específico (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). Desde a década de 80, mais de 40 espécies podem ser caracterizadas por esta técnica sendo as esterases, as isoenzimas mais precisas para identificação das espécies, além das malato desidrogenases que auxiliam na diferenciação (CARNEIRO; ALMEIDA; QUENEHERVE, 2000; BLOK; POWERS, 2009).

Além do arroz irrigado, outras culturas hospedam *M. graminicola* como aveia, trigo, soja, tomate, pimenta e cebola (BAJAJ; DABUR, 2000). As plantas daninhas presentes nas lavouras de arroz irrigado podem hospedar o nematoide na entressafra e durante o cultivo do arroz. Várias plantas daninhas podem abrigar o nematoide, entre elas *Echinochloa colonum* (L.) Link (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1965), *Echinochloa crusgalli* (L.) P. Beauv., *Eleusine indica* (L.) Gaert., *Fimbristylis miliacea* (L.) Vahl, *Cyperus difformis* L., *Panicum* spp. (BAJAJ; DABUR, 2000). Essas plantas garantem a sobrevivência do nematoide no período de entressafra da cultura, contribuindo com o aumento da densidade populacional no solo, para depois, na estação seguinte, parasitar a cultura do arroz (POKHAREL, 2007).

Apesar da existência de relatos de ocorrência e de um levantamento do nematoide das galhas em arroz irrigado no Sul do Brasil (SPERANDIO; MONTEIRO, 1991; STEFFEN et al., 2007; GOMES; STEFFEN; ANTONIOLLI, 2009), até o momento, existe pouca informação disponível sobre a diversidade de espécies de *Meloidogyne* em lavouras orizícolas dos Estados do RS e SC. Dessa forma, o conhecimento da gama de espécies em arroz irrigado, se constitui na primeira etapa para o estudo da resistência genética de genótipos de arroz e da hospedabilidade de plantas daninhas associadas à cultura. Assim, levando-se em conta a importância do arroz irrigado na região Sul do Brasil e a necessidade de pesquisas aprofundadas sobre ocorrência, diversidade e hospedabilidade do nematoide das galhas na cultura, tais estudos permitirão a geração de novas estratégias de manejo e de controle da referida praga.

Diante do exposto, o estudo teve como hipóteses gerais que outras espécies do nematoides das galhas, além de *M. graminicola*, parasitam a cultura do arroz

irrigado nos Estados do RS e de SC; e, que plantas daninhas hospedam *M. graminicola* na entressafra e durante o cultivo do arroz irrigado. Dessa forma, os objetivos da pesquisa foram investigar a ocorrência e distribuição do gênero *Meloidogyne* em lavouras de arroz irrigado nos Estados do RS e SC através da caracterização bioquímica e morfológica das populações encontradas; e, estudar a hospedabilidade das principais espécies de plantas daninhas e forrageiras encontradas com maior frequência nas lavouras de arroz irrigado a *M. graminicola*.

2 CAPÍTULO I - Caracterização bioquímica e morfológica do nematoide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em arroz irrigado nos Estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina

2.1 Introdução

O Brasil cultiva uma área de aproximadamente 2,8 milhões de hectares de arroz irrigado. Destes, mais de 1 milhão de hectares estão localizados no RS, onde a produção se concentra em 133 municípios situados na metade Sul do Estado. Em SC, a área tem se mantido constante ao longo do tempo, em torno de 150 mil hectares, distribuídos em 142 municípios concentrados no litoral ou nas proximidades. Juntos, os dois Estados sulinos totalizam cerca de 70% do arroz produzido no Brasil (SOSBAI, 2012).

Em torno de 29 espécies de fitonematoides podem estar associadas ao arroz irrigado (BRIDGE; PLOWRIGHT; PENG, 2005). Dentre esses, os nematoides das galhas, pertencentes ao gênero *Meloidogyne*, constituem o grupo de maior importância econômica na agricultura por causarem perdas significativas nas diferentes culturas. Devido ao grande número de hospedeiros existentes e a interação com outros organismos patogênicos, os fitonematoides estão entre as principais pragas responsáveis pela limitação da produtividade agrícola, causando reduções de aproximadamente 157 bilhões de dólares anuais (SASSER; FRECKMAN, 1987; ABAD et al., 2008).

Na cultura do arroz irrigado *M. graminicola* é relatada como a espécie mais prejudicial nas diferentes partes do globo. Estes patógenos prejudicam as plantas devido à sua ação nociva sobre o sistema radicular, alterando a absorção e a translocação de nutrientes, predispondo a planta a estresses ambientais

(WHITEHEAD, 1997). Os prejuízos causados por estes nematoides variam com o grau de resistência das plantas, com a sua densidade populacional no solo e com o manejo da irrigação na área cultivada (GOMES et al., 1997). Plantas de arroz severamente atacadas por esse patógeno apresentam amarelecimento e redução da parte aérea, decorrente de um volume radicular reduzido, bem como, um sistema vascular completamente desorganizado devido à formação das galhas (TIHOHOD, 2000; STEFFEN et al., 2007).

Vastos relatos citam que *M. graminicola* (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1965) é considerado o nematoide de maior ocorrência na cultura do arroz irrigado em todas as regiões produtoras do mundo. Em países Asiáticos, os prejuízos causados pelo ataque do *M. graminicola* na produtividade de arroz irrigado são estimados entre 11 e 80% (SORIANO; REVERSAT, 2003; DE WAELE; ELSEN, 2007). No Brasil, é registrada a ocorrência de *M. graminicola* (Est. VS1) associado à rizosfera de plantas de arroz irrigado no Estado do RS (SPERANDIO; MONTEIRO, 1991; STEFFEN et al., 2007) e de SC (GOMES; STEFFEN; ANTONIOLLI, 2009).

A identificação das espécies do gênero *Meloidogyne* é realizada pela observação de caracteres morfológicos e morfométricos com o auxílio de microscópio óptico e eletrônico de varredura (EISENBACK; HIRSCHMANN, 1979, 1980; EISENBACK; HIRSCHMANN; TRIANTAPHYLLOU, 1980). A configuração da região perineal e o teste com hospedeiros diferenciadores (HARTMANN; SASSER, 1985) ainda são métodos muito utilizados na prática. Porém, essas técnicas são subjetivas e frequentemente pouco precisas para serem utilizadas rotineiramente (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001).

A aplicação de técnicas bioquímicas, sobretudo com padrões eletroforéticos com o uso de proteínas, além de ser um método mais rápido, é a ferramenta que permite maior precisão na identificação das espécies de *Meloidogyne*. Atualmente, mais de 40 espécies de *Meloidogyne* podem ser caracterizadas por esta técnica (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1990; CARNEIRO; ALMEIDA; CARNEIRO, 1996; CARNEIRO; ALMEIDA; QUENEHERVE, 2000). No primeiro levantamento nematológico realizado em arroz irrigado, no Brasil, Steffen et al. (2007) identificaram apenas uma única espécie do nematoide das galhas, *M. graminicola*, na região central do RS, cuja espécie apresentou o mesmo padrão de esterase VS1.

Considerando-se a possível ocorrência de populações atípicas do nematoides das galhas em arroz irrigado nos Estados do RS e SC e a necessidade

da realização de um trabalho com maior abrangência das regiões coletadas, foi objetivo desse estudo, realizar um levantamento nematológico em lavouras arrozeiras nos Estados do RS e SC a fim de caracterizar bioquímica e morfológicamente as espécies de *Meloidogyne* que ocorrem na cultura.

2.2 Material e Métodos

2.2.1 Levantamento do Nematóide das Galhas em Lavouras Arrozeiras dos Estados do RS e SC

Durante as estações de crescimento do arroz irrigado de 2010/11 e 2011/12 foram coletadas 75 amostras de plantas de arroz irrigado em 59 lavouras comerciais da cultura, localizadas em 16 municípios dos Estados do RS e SC (Apêndice A), a fim de avaliar a presença e caracterizar as espécies de *Meloidogyne* associadas à cultura.

As coletas foram realizadas com a colaboração do Instituto Rio Grandense do Arroz (IRGA) e da Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina (EPAGRI-SC), sendo cada amostra coletada, geo-referenciada com GPS (*Global Position System*). O ponto mais setentrional foi em Guaramirim - SC (S:26°33'05.5 W:48°51'34.4") e o extremo meridional foi em Santa Vitória do Palmar - RS (S:33°19'19" W:53°10'17"). De leste a oeste, Camboriú - SC, a leste (S:27°05'59.6" W:48°41'45.6") e a oeste, Uruguaiana - RS (S:29°52'35.5 W:57°08'50.4").

As amostras de plantas de arroz irrigado foram coletadas em todas as seis regiões orizícolas do Estado do RS e na região do Baixo/Médio Vale do Itajaí do Estado de SC (Fig. 1 e 2). Visitou-se de dois a três municípios mais representativos em produtividade de cada região produtora do Estado do RS: Fronteira Oeste (Uruguaiana e Itaqui); Campanha (Dom Pedrito e Bagé); Depressão Central (Cachoeira do Sul e Rio Pardo); Planície Costeira Interna (Camaquã e Guaíba); Planície Costeira Externa (Viamão e Mostardas); e, Zona Sul (Pelotas, Santa Vitória do Palmar e Capão do Leão). Em SC as coletas foram realizadas nos municípios de Guaramirim, Camboriú e Ilhota, todos da região 1 (Fig. 2). Em cada município, três lavouras (produtores) foram amostradas (Apêndice A).



Figura 1 - Mapa das seis regiões orizícolas do Estado do Rio Grande do Sul.
Fonte: SOSBAI, 2012.

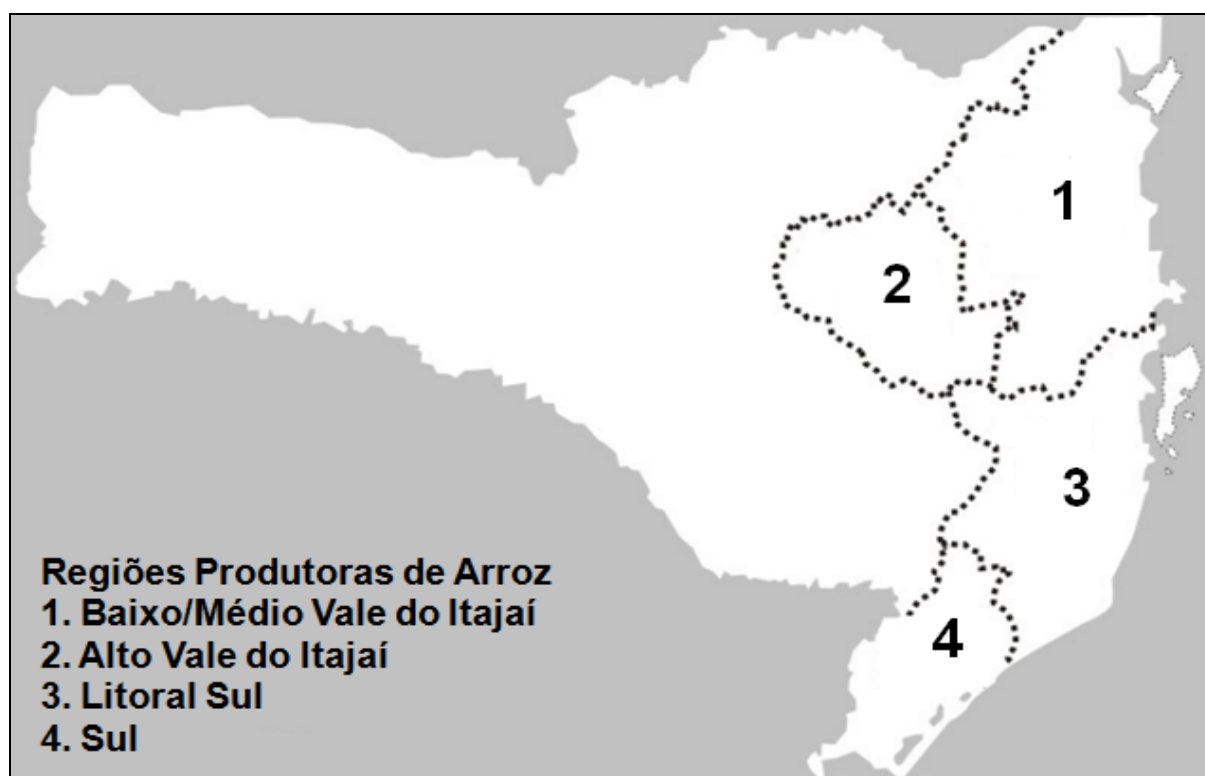


Figura 2 - Mapa das quatro regiões orizícolas do Estado de Santa Catarina.
Fonte: SOSBAI, 2012.

Em cada lavoura amostrada percorreu-se a área em zigue-zague e coletou-se uma amostra composta de plantas de arroz (em fase de enchimento de grãos) e

solo proveniente de pelo menos 10 pontos da área. Lavouras com manchas em reboleiras exibindo plantas com sintomas de amarelecimento e/ou porte reduzido foram coletadas separadamente (TIHOHOD, 2000). Em algumas lavouras onde detectou-se a presença de plantas daninhas com galhas nas raízes também foram coletadas amostras separadamente. Logo após, as amostras foram acondicionadas em sacos plásticos identificados quanto à origem do material (cultivar), local da lavoura onde se localizava a presença de sintomas (taipas ou entrada da lavoura) e manejo da irrigação. Após isso, as amostras foram levadas ao Laboratório de Nematologia da Embrapa Clima Temperado - Pelotas/RS, para avaliação da presença e caracterização da(s) espécie(s) de *Meloidogyne*.

Em laboratório, as raízes de cada amostra foram lavadas e avaliadas quanto à presença e número médio de galhas/planta. Em seguida, parte das raízes de cada amostra (10g) foi triturada em liquidificador conforme metodologia de Hussey e Barker (1973), modificada por Boneti e Ferraz (1981), sendo a suspensão obtida avaliada sob lupa quanto à presença e número de nematoides. Para identificação da espécie de *Pratylenchus* sp. uma amostra com nematoides foi enviada para o laboratório de Nematologia da Embrapa Cenargem em Brasília.

Posteriormente, procedeu-se à extração de fêmeas do nematoide das galhas das raízes de arroz para identificação da(s) espécie(s) de *Meloidogyne* através da técnica de eletroforese. A seguir, as populações de *Meloidogyne* spp. oriundas de cada amostra de arroz irrigado, foram inoculadas e multiplicadas em plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cv. Santa Cruz, e de arroz cv. BR-IRGA 410 mantidas em vasos com solo esterilizado em casa de vegetação ($\pm 25^{\circ}\text{C}$), para posteriores estudos bioquímicos e morfológicos.

2.2.2 Caracterização Bioquímica

Para identificação da(s) espécie(s) de *Meloidogyne*, 30 fêmeas adultas de coloração brancas leitosa, foram retiradas das raízes de arroz de cada amostra para caracterização bioquímica por eletroforese utilizando-se as isoenzimas esterase (Est) e malato desidrogenase (Mdh) (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). Complementarmente, amostras de plantas daninhas onde o nematoide das galhas foi encontrado, também foram submetidas à indentificação de espécies. Quando presentes, as massas de ovos correspondentes a cada fêmea retirada, foram coletadas e mantidas individualmente, em tubo *ependorf* contendo 0,1mL de

solução salina a 1% (1g NaCl, 100mL água destilada) para purificação das espécies de *Meloidogyne* detectadas em mistura (CARNEIRO et al., 1996).

Após a coleta, as fêmeas foram maceradas individualmente e a respectiva suspensão foi adsorvida em papel de filtro qualitativo em gel de poliácridamida a 6% devidamente preparado. Posteriormente, cada pedaço de papel adsorvido com a respectiva amostra foi colocado separadamente no gel, e em cada um deles, foi depositada uma gota de azul de bromofenol (0,01%), para visualizar a migração no gel. Foram realizados dois géis por amostra, a fim de se obter, no mínimo, trinta fêmeas amostradas. Para todos os géis, o extrato protéico de uma população pura de *Meloidogyne javanica* (TREUB, 1885) Chitwood, 1949, foi aplicado em duas cavidades do mesmo gel para utilização como padrão de comparação dos fenótipos encontrados (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001).

Na fase seguinte, o gel foi acomodado em uma cuba contendo tampão proposto por Scandalios (1969), ligada a uma fonte de 80 volts, mantida em balcão frigorífico a 4-8°C. A corrida eletroforética foi efetuada no sistema horizontal, conforme técnica proposta por Smithies (1955) e modificada por Carneiro e Almeida (2001). Após o azul de bromofenol ter migrado 5cm do ponto de aplicação no gel (2h de migração), a fonte foi desligada e o gel submetido à revelação das enzimas esterase (Est) e malato desidrogenase (Mdh) utilizando-se uma solução de 50mL de tampão fosfato, 50mg de Fast Blue RR Salt e 1,5mL de α -naftilacetato 1% (30mg α -naftilacetato, 15mL acetona, 15mL água destilada). A seguir, o material foi levado à incubação onde permaneceu em estufa a 37°C por 30 minutos, até que as bandas esterásticas (escuras) aparecessem em fundo claro. Após a revelação, o gel foi transferido para uma solução fixadora contendo 10% de ácido acético e 40% de solução de álcool metílico por 30 minutos. Logo após, o gel revelado e fixado, foi colocado entre folhas de papel celofane para secar a temperatura ambiente.

A identificação dos fenótipos de Est e Mdh de *Meloidogyne* spp. foi realizada pelo cálculo da mobilidade relativa (Rm) das bandas polimórficas de cada população, utilizando *M. javanica* como padrão de comparação (testemunha) em relação a espécie estudada (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1990; CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). Os fenótipos enzimáticos encontrados foram identificados por uma letra e um número que corresponderam, respectivamente, a inicial do nome de cada cultura onde o fenótipo foi encontrado pela primeira vez, seguido do número de bandas presente no gel (ESBENSHADE;

TRIANANTAPHYLLOU, 1985, 1990). A ocorrência dos diferentes fenótipos observados foi expressa em percentagem por amostra.

2.2.3 Caracterização Morfológica

Fêmeas adultas provenientes de cinco populações de *Meloidogyne* spp. foram também caracterizadas morfológicamente pela configuração da região perineal. Os cortes perineais foram efetuados em 20 fêmeas de cada uma das espécies encontradas. Primeiramente, as fêmeas foram cortadas e lavadas em ácido láctico a 45% e, logo após, foram montadas em lâminas com glicerina para observações microscópicas (HARTMANN; SASSER, 1985). Características como conformidade e tamanho de estrias, forma do arco dorsal, distância entre o ânus e a vulva, presença de pontuações na região perineal de cada população foram observadas e comparadas com as características das espécies já descritas na literatura.

2.2.4 Aspectos da Sintomatologia das Plantas Amostradas

Os aspectos da sintomatologia referentes à parte aérea e as raízes das plantas de arroz irrigado foram caracterizados a partir das observações a campo, com registro em fotografia das lavouras amostradas e os mesmos foram descritos com comparações a literatura. Após a realização das coletas, os sintomas de galhas nas raízes de arroz e de capim-arroz foram fotografados e também descritos conforme a literatura.

2.3 Resultados e Discussão

2.3.1 Levantamento do Nematóide das Galhas em Lavouras Arrozeiras dos Estados do RS e SC

Entre as amostras coletadas no levantamento, verificou-se a presença do nematóide das galhas em aproximadamente a metade das amostras coletadas (48%). Entretanto, avaliando-se a ocorrência do nematóide por Estado, identificou-se a presença de *Meloidogyne* spp. em 36,66 e 80% das amostras coletadas no RS e em SC, respectivamente (Fig. 3).

No RS, a grande maioria das amostras coletadas foi obtida de lavouras conduzidas com plantio convencional. A presença do nematóide das galhas foi detectada em áreas de arroz irrigado cultivado com 'Puitá INTA CL', 'IRGA 424', 'BR-

IRGA 409', 'INIA Olimar', 'IRGA 417', 'Avaxi CL', 'BRS Taim', 'Epagri 108' e 'Epagri 114', sendo a maior frequência de *Meloidogyne* spp., detectada em lavouras com as duas primeiras cultivares, as quais corresponderam a 30 e 15% das amostras, respectivamente. Nas amostras onde o nematoide foi encontrado, suas populações variaram de 8 a 1.182 J2 de *Meloidogyne* spp./10g de raízes/amostra com um número de 0 a 62 galhas/sistema radicular (amostras coletadas ao acaso). Nas amostras coletadas em locais das lavouras de arroz cujas plantas manifestavam algum tipo de definhamento, as populações variaram de 79 a 4.271 J2 de *Meloidogyne* spp./10g de raízes/amostra com um número de 9 a 65 galhas por raiz. Além da presença do nematoide das galhas, também foi verificada a ocorrência de *Pratylenchus zea* na cultivar Puitá INTA CL em Pelotas e Rio Pardo e, de *Helicotylenchus* sp. na mesma cultivar, em Pelotas (Apêndice A).

Em SC, todas as amostras coletadas foram provenientes de lavouras de arroz conduzidas em sistema pré-germinado, cuja maior frequência do nematoide das galhas foi detectada em área cultivada com as cultivares: Epagri 109 (50%), seguida por SCS 112 (37,5%) e SCS 114 (12,5%) (Apêndice A). Nos locais onde o nematoide foi encontrado, os níveis populacionais variaram entre 4,7 a 771 J2 de *Meloidogyne* spp./10g de raízes/amostra com um número médio de 0 a 10 galhas/sistema radicular (amostras coletadas ao acaso). E, nas lavouras de arroz onde as amostras coletadas apresentavam algum tipo de sintoma (menor desenvolvimento e/ou amarelecimento das plantas), as populações variaram de 14 a 2.479 J2 de *Meloidogyne* spp./10g de raízes/amostra com um número médio de 0 a 52 galhas/sistema radicular.

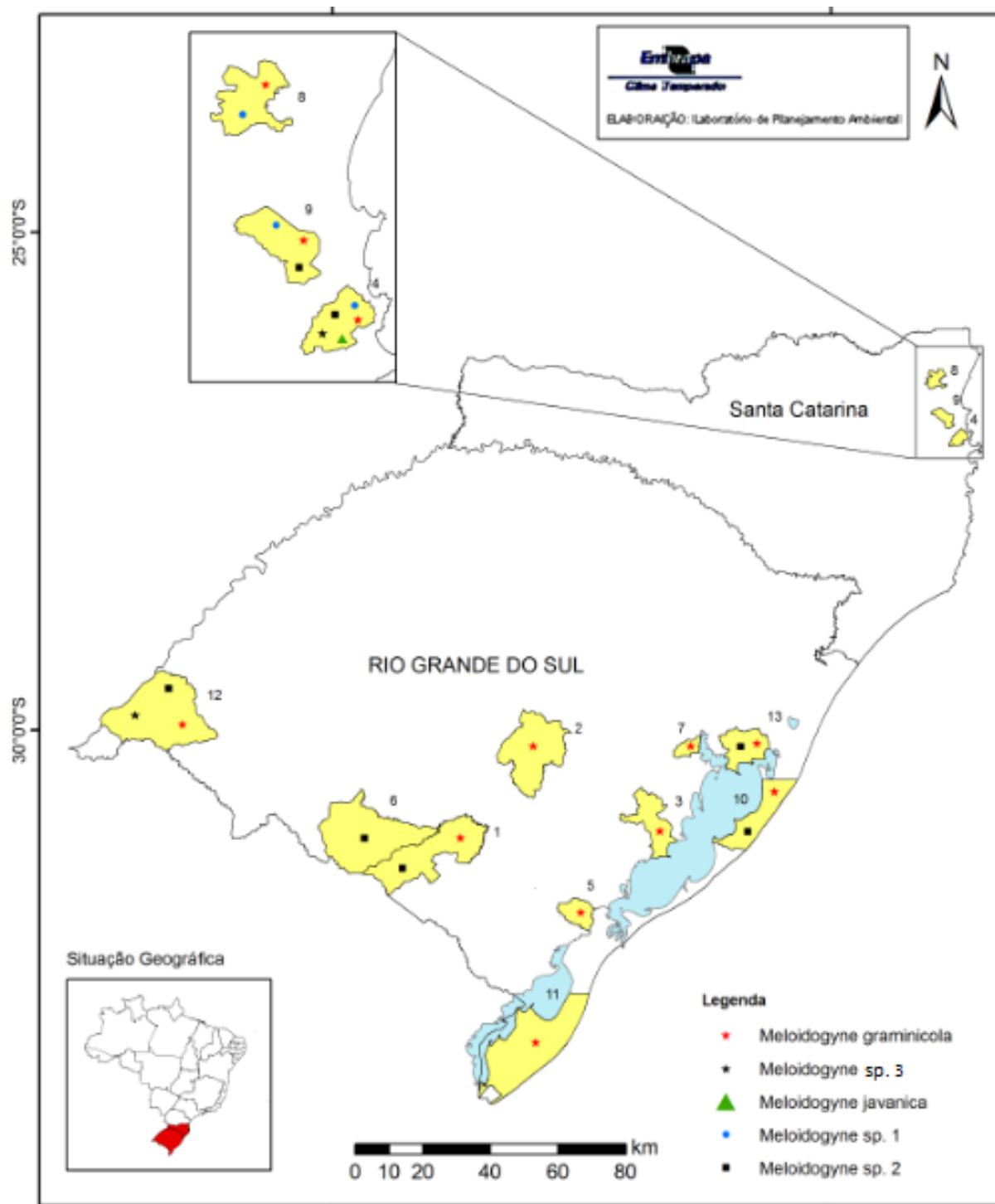


Figura 3 – Mapa de localização e distribuição de espécies de *Meloidogyne* spp. por município em lavouras de arroz irrigado provenientes dos Estados do RS e de SC. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

2.3.2 Caracterização Bioquímica

Foram caracterizadas bioquimicamente 56 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de lavouras de arroz irrigado, sendo 30 do RS e 26 de SC (Fig. 3). Entre as populações estudadas foram identificadas oito bandas com atividade

esterase e cinco fenótipos (EST). De acordo com as tab. 1 e 2, dois fenótipos corresponderam às espécies *M. graminicola* (Est. VS1) e *M. javanica* (Est. J3), sendo a primeira, a espécie predominante em ambos os Estados amostrados. Três populações atípicas foram detectadas em arroz irrigado, *Meloidogyne* sp.1 (Est. Ar1), *Meloidogyne* sp.2 (Est. Ar2) e *Meloidogyne* sp.3 (Est. VS1a2) (tab. 1, 2 e Fig. 4). Todas as populações obtidas no trabalho se reproduziram em arroz cv. BR IRGA 410 e tomate ‘Santa Cruz’, exceto a população de *Meloidogyne* sp.2, que reproduziu-se apenas em arroz.

Tabela 1 – Fenótipos de esterase (Est), malato desidrogenase (Mdh) e suas percentagens de ocorrência observados em 16 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de lavouras de arroz irrigado do Estado de SC. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12

Amostra	Procedência (Município)	Cultivar	Espécie	Fenótipo		Ocorrência (%)
				Est	Mdh	
1	Guaramirim	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
2	Guaramirim	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
4	Guaramirim	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	96,67
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	3,33
5	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	85,24
			<i>M. javanica</i>	**J3	N1	11,47
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	3,28
7	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
9	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
10	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	78,38
			<i>Meloidogyne</i> sp.3	**VS1a2	N1a	10,81
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	8,10
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	2,70
11	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	52,63
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	47,37
12	Camboriú	SCS 112	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	83,67
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	16,32
13	Camboriú	SCS 114	<i>M. javanica</i>	**J3	N1	100,00
14	Camboriú	SCS 114	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	52,94
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	47,06
16	Ilhota	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
17	Ilhota	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	72,97
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	27,03
18	Ilhota	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	90,32
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	9,68

Continuação da Tabela 1

19	Ilhota	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	71,87
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	21,87
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	6,25
20	Ilhota	Epagri 109	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	82,75
			<i>Meloidogyne</i> sp.1	**Ar1	N1a	17,25

*Reprodução em arroz; **Reprodução em arroz e tomate.

Tabela 2 – Fenótipos de esterase (Est), malato desidrogenase (Mdh) e suas percentagens de ocorrência observadas em 20 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de lavouras de arroz irrigado do Estado do RS. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12

Amostra	Procedência (Município)	Cultivar	Espécie	Fenótipo		Ocorrência (%)
				Est	Mdh	
22	Uruguaiana	IRGA 424	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	5,56
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	94,44
23	Uruguaiana	IRGA 424	<i>Meloidogyne</i> sp.3	**VS1a2	N1a	100,00
24	Uruguaiana	BRS Taim	<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	100,00
25	Uruguaiana	Puitá INTA CL	<i>Meloidogyne</i> sp.3	**VS1a2	N1a	100,00
26	Uruguaiana	IRGA 409	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
27	Uruguaiana	IRGA 409	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
32	Dom Pedrito	IRGA 424	<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	100,00
35	Bagé	INIA Olimar	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	8,70
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	91,30
36	Bagé	INIA Olimar	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	15,38
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	84,61
39	Capão Leão	Puitá INTA CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
40	Capão Leão	Puitá INTA CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
50	Santa Vitória do Palmar	Avaxi CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
60	Camaquã	Puitá INTA CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
62	Guaíba	IRGA 417	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
64	Guaíba	Epagri 108	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
67	Viamão	Epagri 114	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	9,67
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	90,33

Continuação da Tabela 2

68	Viamão	Puitá INTA CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	22,58
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	77,42
69	Mostardas	Puitá INTA CL	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	40,00
			<i>Meloidogyne</i> sp.2	*Ar2	N1a	60,00
73	Cachoeira do Sul	----	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00
75	Cachoeira do Sul	----	<i>M. graminicola</i>	**VS1	N1a	100,00

* Reprodução em arroz; ** Reprodução em arroz e tomate.

Nas amostras provenientes do RS, foram detectadas 16 populações de *M. graminicola* com o fenótipo Est VS1 (Rm: 0,70) e duas populações com duas bandas, sendo uma de menor mobilidade (Rm: 0,61; 0,70), as quais corresponderam a 80 e 10% das amostras analisadas, respectivamente. Também, foram encontradas oito populações de *Meloidogyne* sp.2 Est. Ar2 (Rm: 0,81; 0,91), cuja banda de maior mobilidade apresentou maior intensidade e correspondeu a 40% das amostras onde o nematoide das galhas for encontrado (tab. 2 e Fig. 4).

No Estado de SC foram detectadas 15 populações de *M. graminicola* com o fenótipo Est VS1 (Rm: 0,70) e uma população atípica (*Meloidogyne* sp.3) com duas bandas VS1a2 (Rm: 0,61; 0,70), que corresponderam a 93,75 e 6,25% das amostras analisadas, respectivamente. Ainda foram encontradas duas populações típicas de *M. javanica* Est J3 (Rm: 1,00, 1,20 e 1,35), 10 populações de *Meloidogyne* sp.1 Est Ar1 (Rm: 1,02), e duas populações de *Meloidogyne* sp.2 Est Ar2 (Rm: 0,81; 0,91), as quais corresponderam a 12,50; 62,50 e 12,50% das amostras onde foi detectada a presença do nematoide das galhas, respectivamente (Fig. 4).

Em ambos os Estados onde foi realizado o levantamento, observou-se a ocorrência de populações mistas de *Meloidogyne* spp. em 44,44% das amostras de arroz irrigado. No entanto, em SC, foi observada uma maior percentagem de amostras com mistura de populações (62,5%), comparativamente ao RS (30%) (tab. 1 e 2). Em todas as amostras coletadas no RS onde se observou essa mistura, *Meloidogyne* sp.2 foi predominante. Porém, em SC as populações de *M. graminicola* com o fenótipo Est. VS1 foram as mais frequentes dentro da mesma amostra.

A espécie *M. graminicola* esteve presente em 86,12% das amostras de arroz irrigado onde se constatou a presença do nematoide das galhas. Considerando-se os relatos dessa espécie em lavouras de arroz irrigado (SPERANDIO; MONTEIRO 1991; SPERANDIO; AMARAL 1994; GOMES et al., 1997), a sua ocorrência generalizada em levantamento realizado na região central do RS (STEFFEN, et al.

2007) e os resultados verificados no presente estudo, confirma-se a presença dessa espécie em todas as regiões orizícolas desse Estado. Assim como também em SC, conforme relatado de Gomes, Steffen e Antonioli (2009) na região Baixo/Médio Vale do Itajaí.

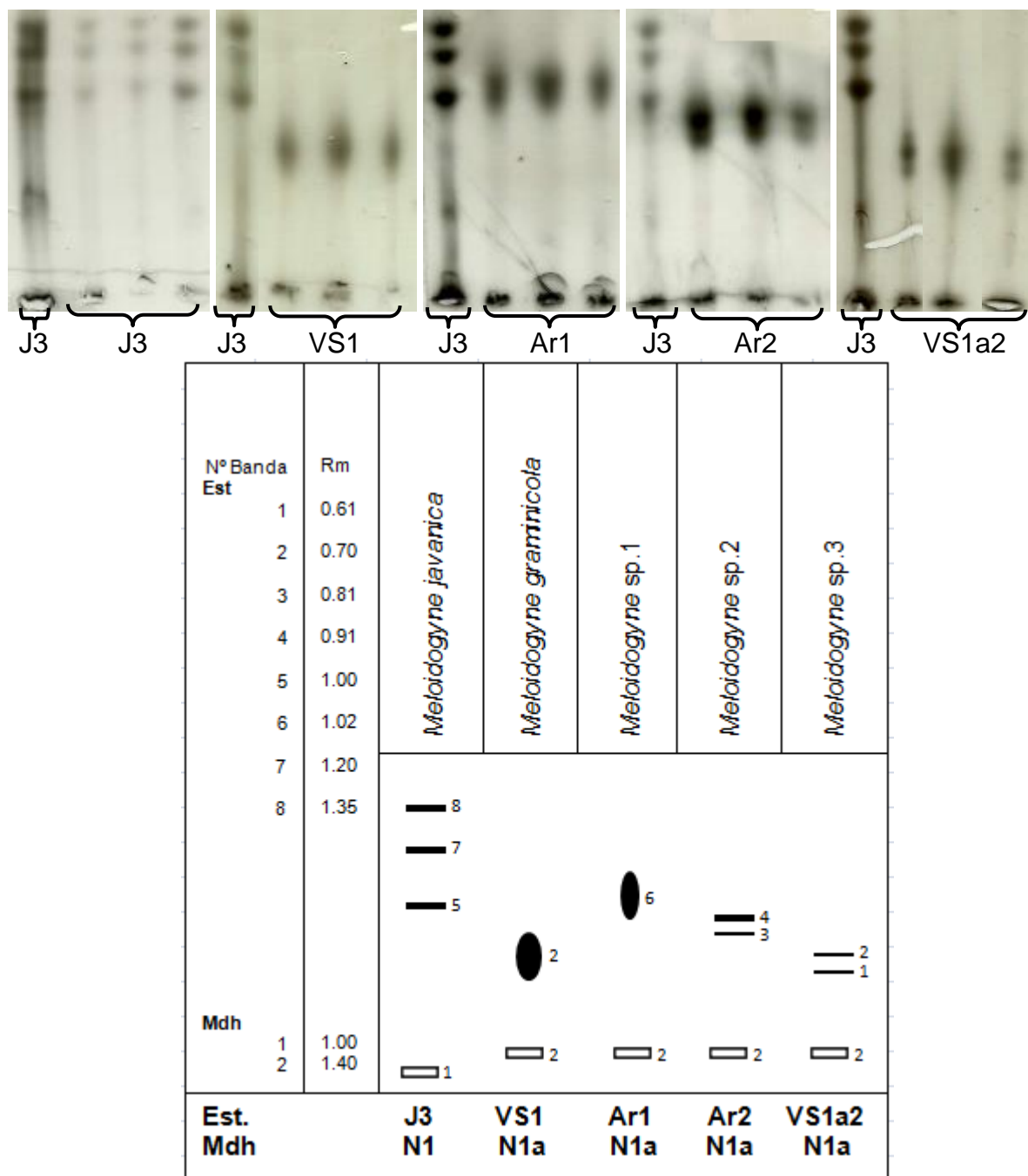


Figura 4 - Fenótipos de esterase detectados em 56 populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de plantas de arroz irrigado em lavouras localizadas nos Estados do RS e SC. *M. javanica* (J3), *M. graminicola* (VS1), *Meloidogyne* sp.1 (Ar1), *Meloidogyne* sp.2 (Ar2) e *Meloidogyne* sp.3 (VS1a2). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

A análise das bandas esterásticas das populações de *M. graminicola* Est VS1 confirmam o padrão de um 'borrão' com alta atividade enzimática como uma única banda (Fig. 4), semelhantemente ao relatado na literatura por Esbenshade e Triantaphyllou (1990); Carneiro, Almeida e Carneiro (1996); Carneiro, Almeida e Queneherve (2000); e, Steffen et al. (2007). De acordo com estudo realizado por Carneiro, Almeida e Queneherve (2000), o fenótipo Est de populações de *M. graminicola* provenientes do Brasil foi estreitamente relacionado ao fenótipo Est O1 de duas populações de *M. oryzae* do Suriname e da França, confirmando o relato de Esbenshade e Triantaphyllou (1985) da similaridade da banda esterástica entre essas duas espécies. No entanto, até o momento, não há registro da ocorrência de *M. oryzae* no Brasil.

Verificou-se a ocorrência de *M. javanica* (Est J3) em duas amostras de arroz irrigado (5,55%) coletadas em Camboriú/SC. Em uma das amostras (cv. SCS 112) essa espécie esteve associada a *M. graminicola* VS1 e *Meloidogyne* sp.1, e, em outra (SCS 114), foi a única espécie detectada nas raízes de arroz com um nível populacional de 51 J2/10g raízes. A espécie *M. javanica* foi relatada pela primeira vez na cultura do arroz irrigado no continente Africano em Gana (COYNE et al., 1999) e em cultivo de terras altas nos países do Egito, Ilhas Comores, Nigéria e Costa do Marfim (BRIDGE; PLOWRIGHT; PENG, 2005; POKHAREL et al., 2007). Embora *M. javanica* seja relatado no Brasil em arroz de sequeiro desde o final da década de 60 (LORDELLO, 1992), este é o primeiro registro da ocorrência dessa espécie em arroz irrigado no País (tab. 1 e Fig. 4). Na cultura do arroz de sequeiro existem relatos de lavouras seriamente afetadas por *M. javanica* no Estado de Goiás (SHARMA; PRABHU, 1983). No entanto, as plantas proveneintes das amostras coletadas nessas áreas apresentavam-se aparentemente normais (Apêndice A).

Utilizando-se a enzima esterase, não foi possível identificar as populações atípicas de *Meloidogyne* sp.1, sp.2 e sp.3. *Meloidogyne* sp.1 fenótipo (Est Ar1) apresentou uma única pequena banda difusa (borrão) no gel (Fig. 4) e foi detectado em 62,5% das amostras coletadas em SC. Sua ocorrência esteve associada a outras espécies em todas as lavouras onde foi detectada a sua presença. O padrão elíptico da banda em forma de 'borrão' e sua respectiva mobilidade relativa assemelham-se a ao fenótipo (Est M1) de *M. microtyla* Mulvey, Townshend e Potter (1975) descrito por Esbenshade e Triantaphyllou (1985). Essa espécie foi originalmente descrita no Canadá parasitando predominantemente gramíneas

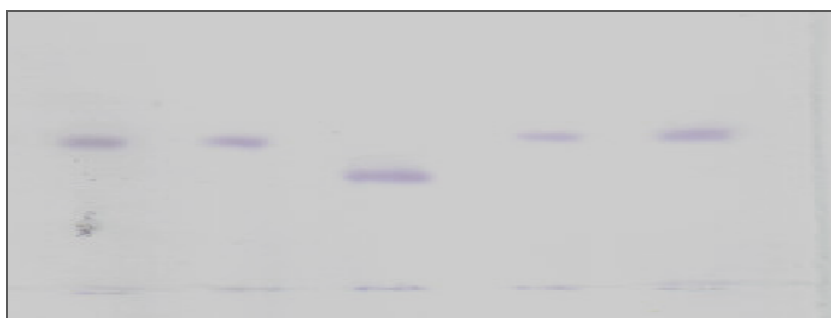
(MULVEY; TOWNSHEND; POTTER, 1975; TOWNSHEND et al., 1984) e é considerada uma praga exótica para o Brasil. No entanto, não há relato dessa espécie em plantas de tomate, planta hospedeira identificada nesse estudo (tab. 1). Assim, para a identificação ao nível específico dessas populações, estudos mais detalhados quanto à morfologia e morfometria das fêmeas, machos e juvenis de segundo estágio e especialização fisiológica, precisam ser realizados.

As populações atípicas de *Meloidogyne* sp.2 (Est Ar2), foram observadas no RS e em SC, ocorrendo com maior frequência no Estado do RS, em 40% das amostras onde detectou-se a presença do nematoide das galhas. De acordo com a Fig. 4, a primeira banda esterástica é mais tênue e a segunda possui intensidade mais forte. O fenótipo Est Ar2 não apresenta similaridade com outras espécies conhecidas, mas pode estar relacionado a populações atípicas de *M. incognita* e *M. chitwood* (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985; SANTOS et al., 2012). Porém, outros caracteres bioquímicos e morfológicos precisam ser estudados para comparação com outras espécies descritas na literatura.

Em duas amostras coletadas em Uruguaiana/RS e uma do município de Camboriú/SC foi detectado o fenótipo atípico (Est VS1a2) de *Meloidogyne* sp.3, cuja banda de maior mobilidade apresentou o mesmo valor daquela de *M. graminicola* VS1 e ocorreu em 10 e 6,25% das amostras coletadas no RS e em SC, respectivamente. Nas amostras coletadas no RS, os níveis populacionais do nematoide variaram de 8 a 23 J2/10g de raízes e os locais da lavoura onde as plantas foram coletadas, apresentavam-se normais. Na amostra coletada em SC, observou-se um número médio de 1.148 J2 de *Meloidogyne* spp./10g de raízes provenientes de plantas debilitadas e, o fenótipo VS1a2 foi associado a ocorrência concomitante de *M. graminicola* VS1 e às duas populações atípicas de *Meloidogyne* sp.1 e *Meloidogyne* sp.2 (Apêndice A). Esse é o primeiro relato da ocorrência de populações com fenótipo VS1a2, Ar1 e Ar2, em arroz irrigado.

A caracterização bioquímica das populações estudadas com a isoenzima Mdh evidenciou a presença de duas bandas individuais designadas pela letra N para fenótipo não específico (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985). Populações puras de *M. javanica* tiveram uma única banda com o fenótipo N1 (Rm:1.0) típico dessa espécie e de outras como *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. exigua*, *M. paranaensis*, *M. ethiopica* e *M. cruciani* (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985; 1990; CARNEIRO et al., 1996; CARNEIRO; ALMEIDA; CARNEIRO, 1996; COFCEWICZ et al., 2005;

CARNEIRO et al., 2007). No entanto, as populações de *M. graminicola* (Est VS1) e as populações atípicas *Meloidogyne* sp.1, (Est Ar1) *Meloidogyne* sp. 2 (Est Ar2) e *Meloidogyne* sp.3 (Est VS1a2) apresentaram uma banda com maior mobilidade relativa (Rm: 1.4) e com padrão Mdh N1a, o qual também é descrito nas espécies *M. chitwood*, *M. enterolobii*, *M. naasi*, *M. oryzae* e *M. platani* (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985; CARNEIRO; ALMEIDA; QUENEHERVE, 2000; MENG; LONG; XU, 2004) (Fig. 5).



Mdh	N1a	N1a	N1	N1a	N1a
Est	VS1	Ar1	J3	Ar2	VS1a2

Figura 5 - Fenótipos de malato desidrogenase observados em populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de plantas de arroz irrigado de lavouras localizadas nos Estados do RS e de SC, anteriormente caracterizados pelos fenótipos de esterase *M. javanica* J3 (Rm: 1.0), *M. graminicola* VS1, *Meloidogyne* sp.1 Ar1, *Meloidogyne* sp.2 Ar2, *Meloidogyne* sp.3 VS1a2 (Rm: 1.4). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

2.3.3 Caracterização Morfológica

Conforme observações microscópicas da região perineal das fêmeas das populações de *Meloidogyne* estudadas, foi possível confirmar duas espécies encontradas e identificadas através da isoenzima esterase. As configurações perineais das populações identificadas por esterase como J3, apresentaram arco dorsal baixo e arredondado, estrias suaves e a presença de duas incisuras (campo lateral) laterais cortando as estrias e se expandindo do setor dorsal para o ventral, características típicas de *M. javanica* (CHITWOOD, 1949) (Fig. 6 A).

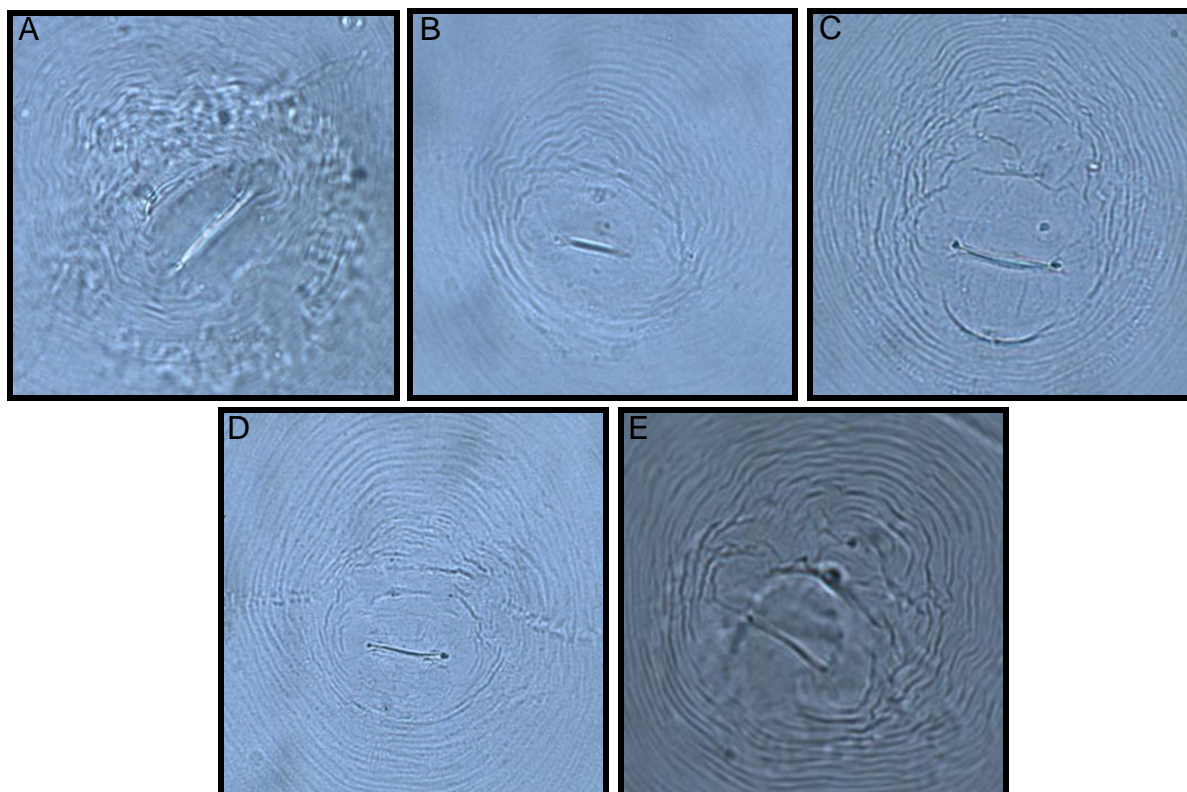


Figura 6 - Padrões perineais de populações de *Meloidogyne* spp. provenientes de plantas de arroz irrigado de lavouras localizadas nos Estados do RS e de SC, com os fenótipos Est J3 (A), Est VS1 (B), Est Ar1 (C), Est Ar2 (D) e Est VS1a2 (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

O padrão perineal das populações de *M. graminicola* VS1N1a, obtidas nesse estudo, apresentou formato ovoide e arco dorsal baixo, sem a presença de linha lateral e as estrias cuticulares apresentaram-se lisas e espessas na região dorsal da vulva semelhante ao relatado na sua descrição (YIK; BIRCHFIELD, 1978; STEFFEN et al., 2007) (Fig. 6 B). Observou-se pequenas variações no padrão perineal desse fenótipo principalmente no arco dorsal que variou de baixo a moderadamente alto, similarmente aquele descrito para *M. oryzae* (MAAS; SANDERS; DEDE, 1978). Conforme Pokharel et al. (2007) pequenas variações nos padrões perineais são de ocorrência natural dentro da espécie que pode ser devido ao tamanho das fêmeas examinadas ou da variação da constituição genética das espécies. Entretanto, conforme observações do mesmo autor, existe alguma variação na configuração perineal dessa espécie e sobreposição com aquela de outras espécies parasitas da cultura do arroz como *M. oryzae* e *M. trifoliophila*, o que evidencia a necessidade de estudos morfológicos, bioquímicos e moleculares mais específicos para sua diferenciação naqueles locais onde ocorrem concomitantemente.

Analizando-se as configurações das populações atípicas VS1a2N1a e Ar1N1a, verifica-se que as mesmas são muito próximas de *M. graminicola* cujas configurações da região perineal apresentaram um fenótipo oval, com arco dorsal arredondado, estrias mais espessas e ondulado, com ausência de linhas laterais (Fig. 6 C e E). Em relação a população Ar1, a morfologia do padrão perineal é distinta de *M. arenaria*, *M. javanica*, *M. hapla* e não possui semelhança alguma com o padrão perineal observado para *M. incognita*, embora o perfil das bandas de esterase possui semelhança com o fenótipo (Est I1). Já, o perfil perineal da população de Ar2N1a apresentaram um fenótipo oval, com arco dorsal arredondado ligeiramente alto, estrias suaves e lisas, com presença da linha lateral (Fig. 6 D). No entanto, investigações morfológicas, morfométricas e moleculares detalhadas são necessárias para determinar a identidade dessa população assim como de *Meloidogyne* sp.1 e *Meloidogyne* sp.3.

2.3.4 Aspectos da Sintomatologia das Plantas Amostradas

Entre as 36 amostras de arroz irrigado onde foi detectada a presença do nematoide das galhas, em 13 delas verificou-se a presença de sintomas na parte aérea das plantas (Apêndice A). Os sintomas na forma de manchas em reboleira na lavoura apresentavam plantas com amarelecimento foliar e crescimento reduzido (Fig. 7 A e B). Os sintomas observados nas lavouras foram idênticos aos descritos na literatura em que plantas de arroz atacadas pelo nematoide das galhas, frequentemente, apresentam amarelecimento das folhas, crescimento lento, porte reduzido, raquitismo e floração precoce (SPERANDIO; MONTEIRO, 1991; STEFFEN et al., 2007).

Observou-se a ocorrência de variação na expressão dos sintomas presentes nos locais onde as amostras foram coletadas, cuja extensão das áreas de reboleira variou de dois até aproximadamente 30m² nos municípios de Bagé/RS e Camboriú/SC, respectivamente. Visualizou-se lavoura completamente infestada pelo nematoide das galhas cuja área exibia manchas amareladas contendo plantas de porte reduzido em toda sua extensão (Fig. 7 C). Sintomas semelhantes, em lavouras de arroz irrigado com manchas em reboleira próximas de 2m² também foram observados em levantamento realizado por Steffen et al. (2007) na Depressão Central do RS. De acordo com Sobita e Anamika (2011), a magnitude dos sintomas pode variar com o nível populacional do nematoide no solo.

A maioria das áreas onde se observaram sintomas na parte aérea das plantas associada com a presença do nematoide das galhas, foram em lavouras nas quais procedeu-se manejo inadequado com desnivelamento da área e/ou não possuíam lâmina de água regular e por consequência, os pontos mais altos das lavouras demoravam mais tempo a serem banhados pela água de irrigação. Além disso, essas lavouras apresentavam um alto grau de infestação com plantas daninhas. Em relato realizado por Steffen et al. (2007), *M. graminicola* ocorreu na maioria das lavouras com características semelhantes pertencentes a pequenos agricultores, predominantemente.

As principais plantas daninhas encontradas em lavouras associadas à presença do nematoide das galhas foram *Oryza sativa* (arroz-vermelho), *Cyperus* sp., *Echinochloa colonum* (L.) Link e *Echinochloa crusgalli* (L.) P. Beauv. (capim-arroz), todas apresentando galhas nas raízes. A análise eletroforética das fêmeas retiradas de *E. crusgalli* proveniente de Cachoeira do Sul/RS (coleta 75) (Apêndice A) confirmaram a presença de *M. graminicola* (Est VS1) (Fig. 8 B). De acordo com Pokharel (2007), essa espécie sobrevive e se reproduz em plantas daninhas que crescem nas lavouras e contribuem para o aumento do inócuo no solo. Assim, a presença do nematoide no solo aliada ao crescimento de plantas daninhas hospedeiras conjuntamente com o arroz, potencializa o aumento das populações de *Meloidogyne* no solo, contribuindo para aumentar os sintomas e os danos sobre a cultura. O nematoide pode se reproduzir na entressafra em plantas daninhas e forrageiras que crescem nas lavouras em pousio (POKHAREL, 2007) e até mesmo, em plantas remanescentes da própria cultura, para depois parasitar o arroz na safra seguinte, tendo os períodos de pousio como importante aliados para sua sobrevivência.

Em amostra coletada no município de Guaíba/RS (amostra 64), os produtores diminuíram a área plantada e deixaram as lavouras em pousio, o local apresentava plantas de arroz que emergiram naturalmente e apresentavam galhas em arroz parasitadas por *M. graminicola* (Apêndice A e Fig. 7 D).

Entre as 20 amostras onde foi confirmada a presença do nematoide das galhas no Estado do RS, 30% foram coletadas nas taipas e canais de irrigação, responsáveis pela condução e distribuição da água de irrigação da lavoura (Fig. 7 E). Foi registrada a presença do nematoide, especificamente *M. graminicola*, na entrada de uma lavoura de Cachoeira do Sul/RS (amostra 74), por onde as máquinas agrícolas tinham acesso (Apêndice A). De acordo com Amarasinghe,

Kariyapperuma e Pathirana (2007) e Lordello (1992), existe o perigo de disseminação do nematoide através dos instrumentos de trabalhos, como as pás e enxadas dos trabalhadores usadas no manejo da irrigação. Além disso, muitos produtores não possuem maquinário próprio, fazem uso de maquinário emprestado por outros produtores, o que pode contribuir para disseminação do nematoide (STEFFEN et al., 2007). Dessa forma, os sistemas interligados de irrigação entre lavouras, bem como, o uso conjunto de máquinas agrícolas, contribuem para aumentar a distribuição do nematoide para outras áreas.

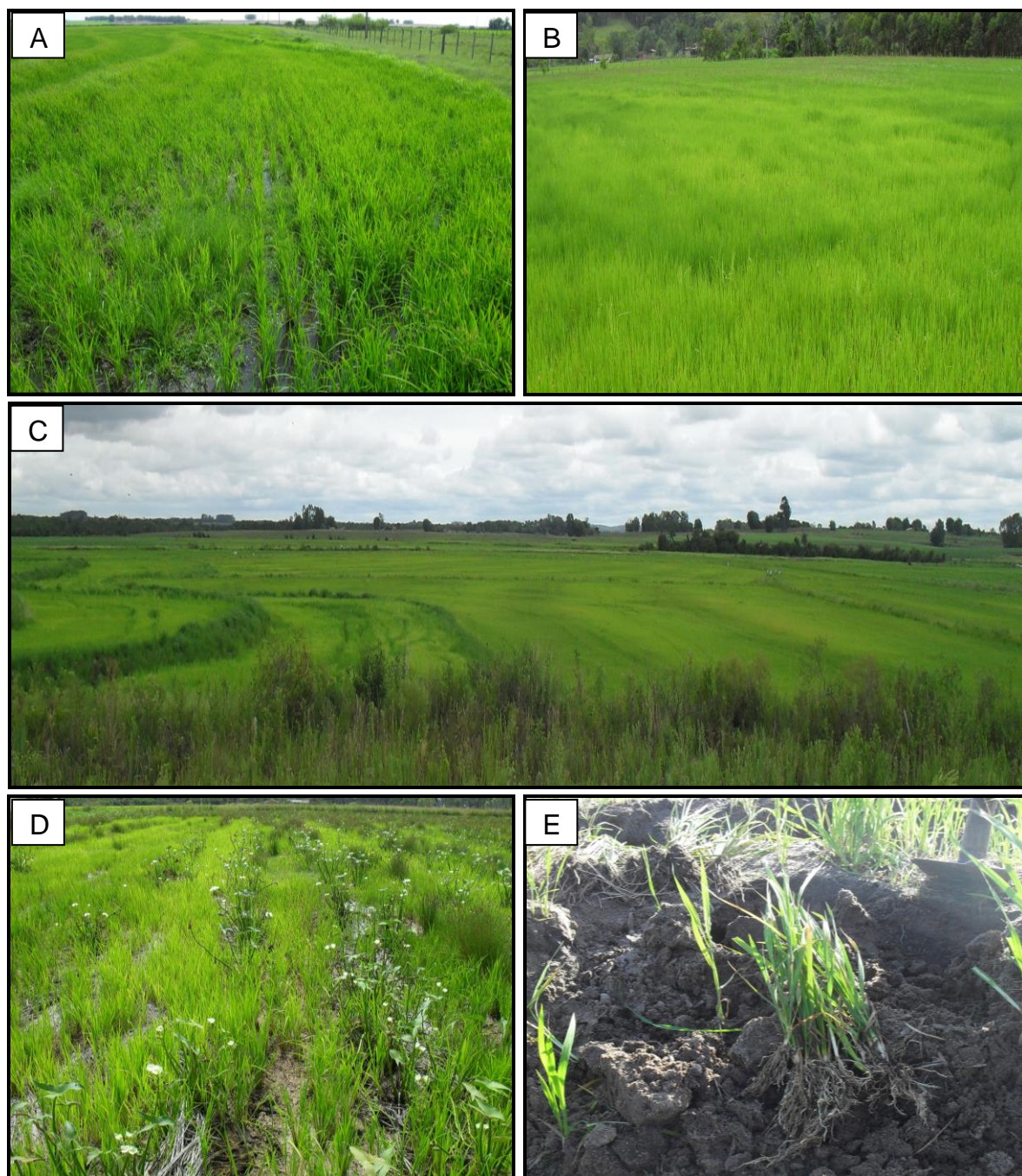


Figura 7 - Sintomas na parte aérea e de raízes de arroz irrigado em lavouras atacadas por *Meloidogyne* sp. com mancha em reboleira (plantas de porte reduzido) de aproximadamente 2m² (A) e 30m² (B); lavoura completamente tomada *M. graminicola* (C); lavoura em pousio com a presença do nematoide das galhas (D) e presença de galhas nas raízes das plantas localizadas em taipa (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

As galhas observadas nas raízes de plantas de arroz coletadas nas diferentes áreas apresentaram tamanhos e formatos diferenciados. Em amostras de arroz irrigado coletadas nesse trabalho, os fenótipos VS1N1a de *M. graminicola* e VS1a2N1a apresentaram galhas no formato de meia lua (STEFFEN et al., 2007), e à

semelhança de pequenos cabos de guarda-chuva (GOMES; STEFFEN; ANTONIOLLI, 2009), localizadas em maior parte nas pontas das raízes (Fig. 8 A e B). Em amostra coletada em Dom Pedrito/RS identificou-se uma única população com o fenótipo de Ar2N1a *Meloidogyne* de sp.2, onde as galhas apresentaram engrossamentos longos e arredondados na parte intermediária das raízes das plantas de arroz. Da mesma forma, uma população pura de J3 de *M. javanica*, coletada em Camboriú/SC e uma população purificada do fenótipo (Est Ar1) de *Meloidogyne* sp.1, apresentaram galhas de formato e tamanho semelhante ao descrito nas plantas de arroz parasitadas por *Meloidogyne* sp.2 (Fig. 8 C, D e E).

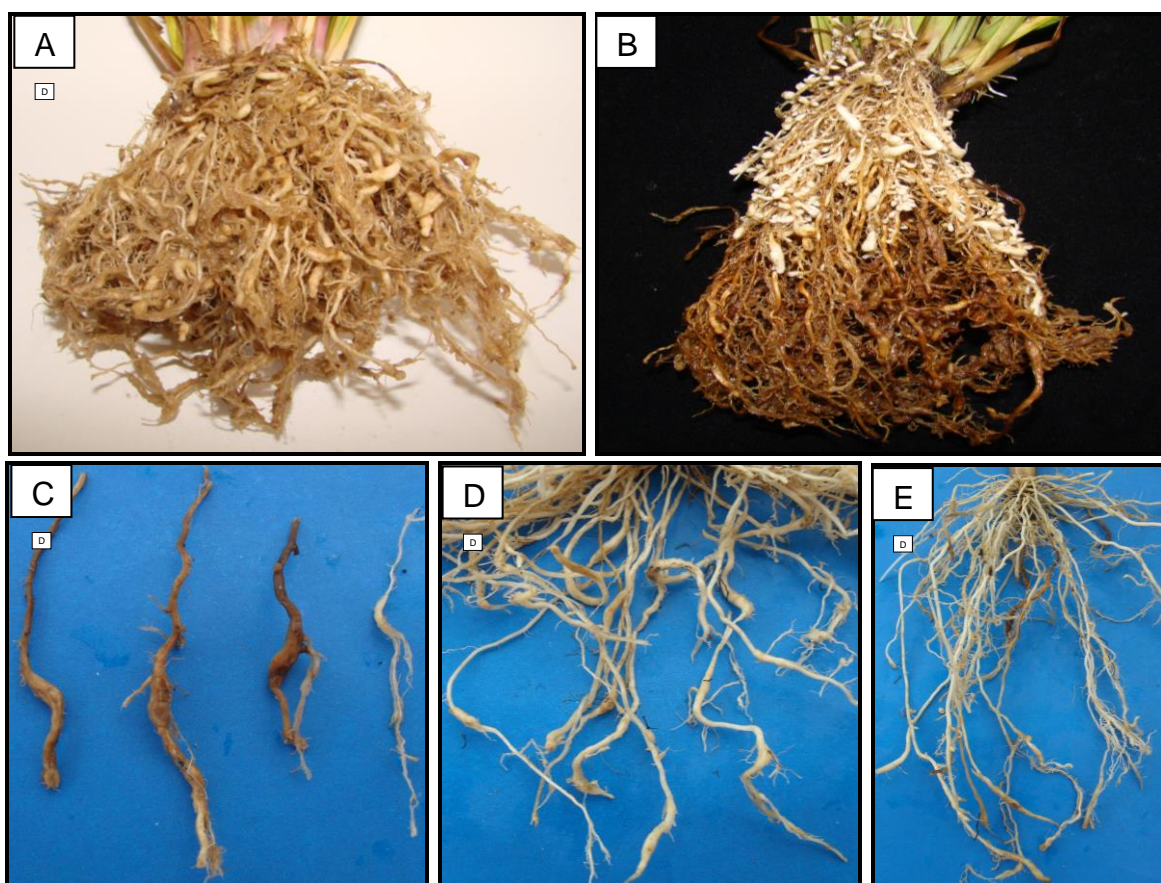


Figura 8 – Sintomas de galhas nas raízes de arroz (A, C, D e E) e *E. crusgalli* (capim-arroz) (B), *M. graminicola* (A e B), *Meloidogyne* sp.2 (C), *Meloidogyne* sp.1 (D) e *M. javanica* (E). Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12.

Embora a sintomatologia não seja um critério de identificação preciso em função da ocorrência de populações mistas, pode auxiliar na caracterização da espécie associada, assim como também a gama de hospedeiros alternativos, haja

vista, a existência de um grande número de espécies relacionadas à cultura do arroz com descrição incompleta.

Considerando-se os resultados obtidos nesse estudo, verificou-se que existe diversidade de espécies e populações atípicas do nematoide das galhas presentes em lavouras de arroz irrigado no Sul do Brasil. Entretanto, seriam de grande importância, investigações futuras tanto para caracterização e diferenciação dessas populações para estudo da resistência genética, assim como também, estudos relacionados a perdas na produtividade provocada pelos nematoides do gênero *Meloidogyne*.

2.4 Conclusões

Há diversidade inter e intraespecífica em populações do gênero *Meloidogyne* na cultura do arroz irrigado no Sul do Brasil.

Ocorrem populações atípicas de *Meloidogyne* spp. detectadas pelo polimorfismo das esterases em arroz irrigado.

No Estado de SC foi identificada maior diversidade de espécies e populações mistas de *Meloidogyne* spp.

M. graminicola, com o fenótipo de esterase VS1, é a espécie predominante em lavouras de arroz irrigado nos Estados do RS e de SC.

3 CAPÍTULO II - Hospedabilidade de plantas daninhas presentes em áreas de cultivo de arroz irrigado a *Meloidogyne graminicola*

3.1 Introdução

No Brasil, cerca de 2,8 milhões de hectares são cultivados anualmente com arroz, dos quais mais de um milhão estão localizados no RS e pouco mais de 150 mil em SC. O país ocupa posição de destaque no cenário orizícola mundial com produção total de 11,2 milhões de toneladas, destacando-se como maior produtor fora do continente asiático (CONAB, 2012; FAO, 2012). No entanto, ainda não se atingiu o patamar de produtividade considerado ideal para a cultura, devido à interferência de plantas daninhas e problemas fitossanitários. As plantas daninhas podem afetar diretamente o arroz irrigado pela competição por luz, espaço, água e nutrientes (AGOSTINETTO et al., 2009), e indiretamente, por garantirem a sobrevivência e multiplicação de organismos fitopatogênicos (VOLL et al., 2005).

Dentre as pragas que afetam o arroz irrigado, os fitonematoides são patógenos que infectam tanto a parte aérea quanto o sistema radicular das plantas parasitadas, podendo reduzir, consideravelmente, a produtividade da cultura (KARSSEN; MOENS, 2006). O gênero *Meloidogyne* é considerado o mais importante, principalmente devido a ampla gama de hospedeiros, conhecida por exceder 3.000 espécies de plantas selvagens e cultivadas (HUSSEY; JANSSEN, 2002). Dentre as plantas daninhas hospedeiras de *Meloidogyne* spp., quatro espécies estão entre aquelas com maior potencial de multiplicação desses organismos, são elas *Ageratum conyzoides* L., *Amaranthus spinosus* L., *Eleusine indica* (L.) Gaert. e *Portulaca oleracea* L. (HOLM et al., 1977). Além dessas, *Cyperus rotundus* L., *Amaranthus* spp., *Chenopodium album* L. e *Digitaria* sp. também são frequentemente encontradas como hospedeiras de espécies de *Meloidogyne* spp. formadoras de galhas (MYERS et al., 2004).

Meloidogyne graminicola é considerada uma das espécies com maior potencial de danos na cultura do arroz irrigado, reduzindo a produtividade entre 11 e 80% (SORIANO; REVERSAT, 2003; PADGHAM et al., 2004; DE WAELE; ELSEEN, 2007). A ocorrência dessa espécie foi inicialmente constatada nos Estados Unidos parasitando raízes de *Echinochloa colonum* (L.) Link (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1965), sendo posteriormente encontrada em raízes de plantas de arroz (GOLDEN; BIRCHFIELD, 1968).

Em países asiáticos já foi observado a ocorrência de *M. graminicola* em diversas plantas daninhas, tais como *Avena sativa* L., *Ranunculus pusillus* Poir., *Cyperus compressus* L., *Panicum miliaceum* L., *Pennisetum americanum* (L.) Leake/K.Schum., *Echinochloa crusgalli* (L.) P. Beauv., *E. indica*, *Eclipta alba* (L.) Hassk., *Phyllanthus niruri* L., *Fimbristylis miliacea* (L.) Vahl, *Blumea* sp., *Andropogon* sp., *Cyperus difformis* L. e *Panicum* spp. (BAJAJ; DABUR, 2000; DABUR, TAYA e BAJAJ HARISH, 2004). O nematoide também foi encontrado por Khan, Ghosh e Bhattacharya (2004) na Índia, em campos de arroz irrigado, associado a *Elymus repens* (L.) Gould, *Alternanthera sessilis* (L.) R. Br., *Bothriochloa bladhii* (Retz.) S.T. Blake, *Dactyloctenium aegyptium* (L.) Beauv., *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop., *Physalis minima* L. e *Sporobolus diandrus* (Retz.) P. Beauv. e, por Brito et al. (2008) em *C. rotundus* na Flórida.

A capacidade das plantas daninhas hospedarem a espécie *M. graminicola* no Brasil foi demonstrada por Monteiro e Ferraz (1988), quando verificaram a sua presença em *Cyperus ferax* L.C.Rich. e *Cyperus* sp. no Estado de São Paulo. Essa espécie também foi encontrada por Sperandio e Amaral (1994) infectando plantas daninhas associadas com o cultivo de arroz irrigado na região Sul do Brasil.

Devido a sua ampla polifagia, *M. graminicola* sobrevive e se reproduz na entressafra em plantas daninhas e forrageiras que crescem em lavouras de pousio, contribuindo para o aumento do inóculo no solo para depois parasitar a cultura do arroz na estação seguinte (POKHAREL et al., 2007). Relatos de Amarasinghe, Kariyapperuma e Pathirana (2007), citam que além da sobrevivência em plantas hospedeiras alternativas, existe o perigo de disseminação do nematoide através do movimento da água nos canais de irrigação, de equipamentos e máquinas agrícolas contaminados, e utensílios, como as pás dos trabalhadores usados no manejo da irrigação.

Dados de pesquisa realizadas em países Asiáticos e Norte Americanos, demonstram o potencial de dano causado pela ação parasítica de *M. graminicola* na

cultura do arroz irrigado, fica evidente a necessidade de estudos em relação à sua sobrevivência no período de entressafra (pousio) e no início do ciclo de desenvolvimento do arroz em lavouras orízicolas.

A hipótese dessa pesquisa foi de que plantas de outono/inverno e primavera/verão presentes em lavouras arroseiras hospedam o nematoide das galhas *M. graminicola*. Nesse contexto, objetivou-se verificar a hospedabilidade do nematoide das galhas *M. graminicola* nas principais espécies de plantas encontradas com maior frequência na entressafra e durante o período de cultivo do arroz irrigado.

3.2 Material e Métodos

Os experimentos foram conduzidos em casa de vegetação a $25 \pm 5^\circ\text{C}$ e no laboratório de Nematologia da Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, onde foram avaliadas dezesseis espécies de plantas daninhas e forrageiras da cultura do arroz irrigado quanto à reação ao nematoide *M. graminicola*.

Em ambos os experimentos o delineamento foi completamente casualizado, com seis repetições. No primeiro experimento os tratamentos foram arranjos em esquema unifatorial, onde para o fator A foi atribuído a espécie de planta. Para o segundo experimento os tratamentos foram arranjos em esquema bifatorial, onde para o fator A foi atribuído a espécie de planta e ao fator B os manejos de irrigação (sequeiro e alagado). Plantas de arroz cultivar BR-IRGA 410 foram utilizadas como testemunhas da viabilidade do inóculo do nematoide em ambos os experimentos.

No primeiro experimento foram testadas as plantas que ocorrem no período de entressafra e permanecem sob condições de pousio na lavoura: *Avena strigosa* Schreb. (aveia-preta), *Lolium multiflorum* Lam. (azevém), *Sida rhombifolia* L. (guanxuma), *Raphanus raphanistrum* L. (nabo), *Spergula arvensis* L. (espérgula), *Lotus corniculatus* L. (cornichão), *Trifolium repens* L. (trevo-branco) (Fig. 9 A).

Na execução do segundo experimento testaram-se plantas em condições de sequeiro e alagamento, que se instalam no início do ciclo de desenvolvimento da cultura: *Alternanthera philoxeroides* (Mart.) Griseb. (brejo-d'água), *Aeschynomene denticulata* Rudd. (angiquinho), *O. sativa* (arroz-vermelho - ARV), *E. crusgalli* (capim-arroz), *C. difformis* (junquinho), *Cyperus esculentus* L. (Tiririca amarela), *Cyperus iria* L. (junquinho), *F. miliacea* (L.) Vahl (cuminho), *Leersia hexandra* Sw. (grama-boiadeira) (Fig. 9 B e C).

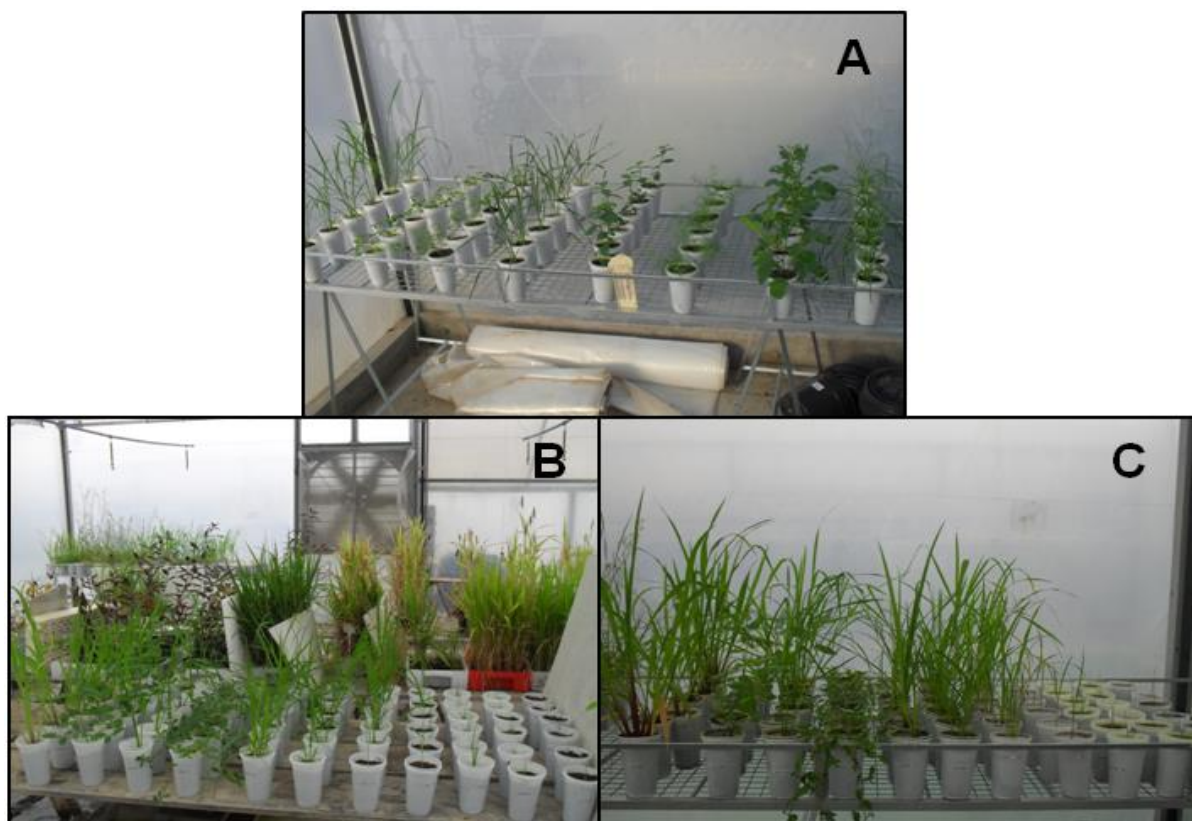


Figura 9 – Plantas daninhas de inverno (A) e de verão em condições de sequeiro (B) e alagamento (C), avaliadas quanto à reação a *M. graminicola*. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.

As sementes de *L. corniculatus* e *T. repens* foram adquiridas na Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS. A espécie *A. philoxeroides* foi reproduzida a partir de novas mudas de talos da parte aérea. Para as demais plantas daninhas foram coletadas sementes em lavouras orizícolas do município de Pelotas/RS e colocadas para germinar em substrato comercial (Germina Plant[®]) contido em vasos plásticos de 700mL. O substrato foi previamente esterilizado em autoclave por duas horas a 120°C. As sementes de *S. rhombifolia* e *S. arvensis* foram escarificadas e *C. difformis*, *C. esculentus*, *C. iria*, *F. miliacea* e *L. hexandra* submetidas a tratamentos em diferentes condições de luz e fotoperíodo para superação da dormência. Após a emergência, quando as plantas apresentavam entre duas e quatro folhas, foi efetuado o transplante para vasos plásticos com a mesma capacidade e substrato, mantendo-se uma planta por vaso. A semeadura foi iniciada pelas sementes das plantas daninhas com menor velocidade de germinação e desenvolvimento e, finalizada com as espécies de rápida germinação. Assim, manteve-se a homogeneização de desenvolvimento na inoculação.

Utilizou-se como inóculo do nematoide, uma população pura de *M. graminicola* (Est VS1) mantida em casa de vegetação em plantas de arroz BR IRGA 410, sendo a certificação da pureza da espécie realizada por eletroforese utilizando-se a isoenzima esterase (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). A extração dos nematoides foi realizada pela trituração das raízes em liquidificador conforme técnica descrita por Hussey e Barker (1973), modificado por Boneti e Ferraz (1981). Logo após a suspensão de ovos e juvenis de segundo estágio (J2) do nematoide obtido foi quantificado em lâmina de Petters para posterior utilização.

Cinco dias após o transplante, cada planta foi inoculada com 5.000 ovos + J₂ de *M. graminicola* (população inicial), sendo o inóculo depositado em três orifícios de aproximadamente 2cm de profundidade ao redor da planta. Os experimentos na condição de sequeiro receberam regas quando necessário. No segundo experimento, que simula a condição de alagamento, as plântulas foram inoculadas e 48 horas após foi colocada a água, com reposição sempre que necessário.

Sessenta dias após a inoculação, primeiramente foi verificado a presença ou ausência de massas de ovos externamente as raízes das plantas daninhas e, as que apresentavam foram fotografadas em microscópio. Posteriormente, os sistemas radiculares de cada planta foram coletados separadamente, lavados e procedeu-se a contagem do número de galhas. A seguir, cada raiz foi processada conforme método de Hussey e Barker (1973), modificado por Boneti e Ferraz (1981) para posterior determinação do número de ovos e J₂ (população final) e cálculo do fator de reprodução (FR) do nematoide/planta. Considerou-se como resistentes e más hospedeiras, aquelas espécies vegetais cujo nematoide apresentou $FR < 1,00$; suscetíveis ou boas hospedeiras, $FR \geq 1,00$; e, imunes ou não hospedeiras, $FR = 0$ (OOSTENBRINK, 1966).

Os dados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk, à homocedasticidade pelo teste de Hartley e a independência dos resíduos foi verificada graficamente. Para as variáveis número de galhas e fator de reprodução de ambos os experimentos foi necessária a transformação $\sqrt{(x+0,5)}$. Posteriormente, os dados foram submetidos à análise de variância ($p \leq 0,05$). Em caso de significância estatística, compararam-se os efeitos das plantas daninhas pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$) e os efeitos de manejo de irrigação pelo teste t ($p \leq 0,05$).

3.3 Resultados e Discussão

Avaliando-se a reação das plantas daninhas de entressafra ao arroz a *M. graminicola* (primeiro experimento), verificou-se que apenas a *A. strigosa* e o *L. multiflorum* foram suscetíveis ao nematoide, comparativamente a testemunha. Para variável número de galhas observou-se que *M. graminicola* desenvolveu galhas típicas em duas espécies de plantas, embora essas espécies não tenham apresentado diferença estatística em relação à testemunha. Em *A. strigosa* e no arroz não foi observada a presença de massas de ovos externamente à raiz. Já, na espécie *L. multiflorum* algumas massas de ovos externas foram detectadas (Fig. 10 e tab. 3). Tais observações demonstram que a expressão da sintomatologia e da reprodução do nematoide é dependente do tipo de hospedeiro (ROESE; OLIVEIRA, 2004). Esse fato é bastante comum nas interações entre *Meloidogyne*-planta (CARNEIRO; ALMEIDA; CARNEIRO, 1996). No entanto, convém ressaltar, que em arroz irrigado, *M. graminicola* normalmente deposita seus ovos em massa gelatinosa na parte interna da raiz (PRASAD; SOMASEKHAR; VARAPRASAD, 2013), fato esse, pouco estudado até hoje.

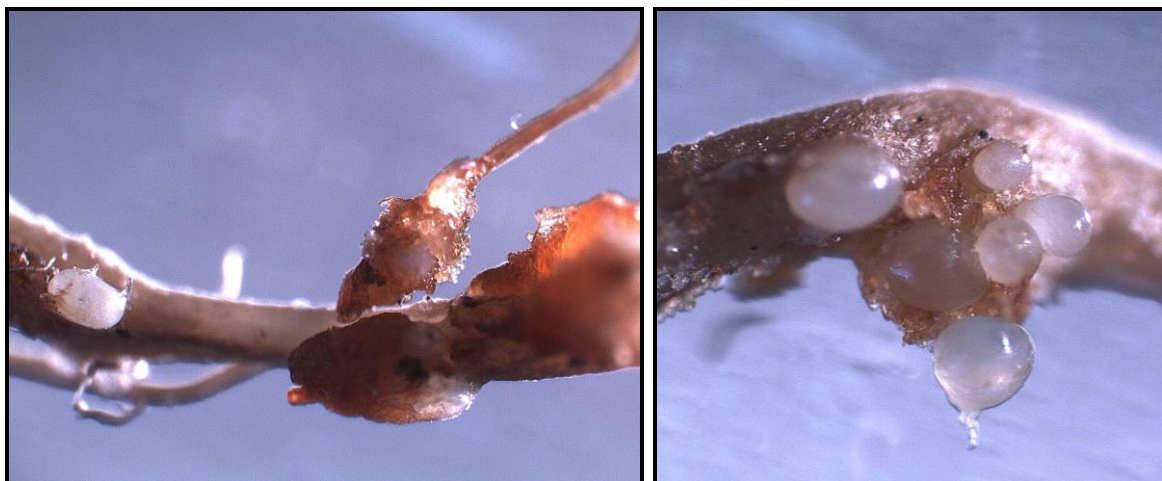


Figura 10 - Massas de ovos de *M. graminicola* externamente as raízes de *Lolium multiflorum*. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012.

Embora *M. graminicola* tenha se reproduzido menos em *L. multiflorum* e *A. strigosa*, essas plantas foram consideradas hospedeiras de *M. graminicola*. Nas demais espécies, os fatores de reprodução foram iguais a zero e as plantas foram consideradas imunes ao nematoide (tab. 3). Alguns autores (MACGOWAN; LANGDON, 1989; POKHAREL et al., 2007) consideram a *A. strigosa* como não sendo uma boa hospedeira de *M. graminicola*, mas mesmo assim, com capacidade de

reproduzir o nematoide. Isso pode ser atribuído a diferenças clonais do material vegetal e à variação na virulência entre raças ou populações da mesma espécie do nematoide (LOUBSER; MEYER, 1987).

Tabela 3 - Número de galhas, fator de reprodução (FR) e reação de espécies de plantas daninhas de outono/inverno (que ocorrem na entressafra ao arroz) a *M. graminicola*. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012

Espécies	Número de galhas	FR	Reação
<i>Oryza sativa</i> (T)	98,33 a ^{1/}	74,76 a	S
<i>Avena strigosa</i>	111,17 a	15,45 b	S
<i>Lolium multiflorum</i>	65,50 a	3,79 c	S
<i>Sida rhombifolia</i>	0,00 b	0,00 d	I
<i>Raphanus raphanistrum</i>	0,00 b	0,00 d	I
<i>Spergula arvensis</i>	0,00 b	0,00 d	I
<i>Lotus corniculatus</i>	0,00 b	0,00 d	I
<i>Trifolium repens</i>	0,00 b	0,00 d	I

^{1/} Médias seguidas de letras diferentes diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$). T: testemunha, plantas de arroz BR-IRGA 410.

A imunidade de *S. rhombifolia* a *M. graminicola* verificada no presente estudo (tab. 3) faz alusão ao trabalho de Siciliano, Ferraz e Monteiro (1990), os quais observaram que plantas dessa mesma espécie inoculada com o nematoide não apresentaram galhas nas raízes e tão pouco possibilitaram sua reprodução.

Embora no presente estudo, *T. repens* e *S. arvensis* tenham se comportado como imunes ao nematoide (tab. 3), Windham e Pederson (1992) após terem realizado testes de reação com várias espécies de *Trifolium* spp. a *M. graminicola*, verificaram que a primeira foi suscetível ao nematoide. Da mesma forma, Dabur, Taya e Bajaj Harish (2004) consideraram *S. arvensis* hospedeira de *M. graminicola*. De acordo com Mônaco et al. (2008), pode-se creditar as diferenças de reações observadas para mesmas espécies de plantas daninhas a duas hipóteses: variabilidade intraespecífica das plantas daninhas ou variação fisiológica (POKHAREL et al., 2010) de populações do nematoide, fato já observado para outras espécies de *Meloidogyne* por Taylor e Sasser (1978) e comentado por Loubser e Meyer (1987).

A imunidade das espécies *S. rhombifolia*, *R. raphanistrum*, *S. arvensis*, *L. corniculatus* e *T. repens*, verificada nesse trabalho (tab. 3), representa uma informação importante na adoção de práticas para o manejo de *M. graminicola* na cultura do arroz irrigado, por serem redutoras das populações de *M. graminicola*. Diante disso, a utilização de pastagens, a partir do cultivo de nabo, trevo e cornichão, no período de

outono/inverno, apresentam-se como alternativas de manejo em áreas com alta infestação de *M. graminicola*.

As espécies *L. multiflorum* e *A. strigosa* representaram 25% das plantas de outono/inverno avaliadas e proporcionaram grande potencial de incremento populacional do nematoide na entre safra ao arroz irrigado (tab. 3). Comumente conhecidas por azevém e aveia, essas plantas são consideradas as principais pastagens anuais cultivadas ou naturais usadas em sucessão com as culturas de verão (MACARI et al., 2006). Geralmente, após a colheita do arroz, essas plantas ocupam as áreas, integrando o processo de rotação do cereal com a pecuária de corte ou leiteira, sistema amplamente utilizado nas áreas de várzea do RS (LUPATINI et al., 1998), onde se cultiva arroz irrigado.

Embora *L. multiflorum* e *A. strigosa* tenham apresentado menor suscetibilidade que o arroz irrigado, em condições de campo, tais plantas hospedeiras podem assegurar a sobrevivência do nematoide e contribuir para um rápido aumento populacional no solo, que por sua vez, se constituirá como fonte de inóculo primário à cultura na próxima estação de cultivo. Portanto, é necessário o estabelecimento de formas de manejo dessas plantas consideradas boas hospedeiras, pois a sua presença nas lavouras arrozeiras representa o risco de aumentar a infestação do nematoide das galhas, principalmente em áreas onde existe alto nível populacional.

No segundo experimento verificou-se interação entre os fatores de tratamento espécies de plantas e manejos de irrigação. Observou-se no regime de sequeiro, que *M. graminicola* desenvolveu maior número de galhas na testemunha arroz BR-IRGA 410, seguida pela *A. philoxeroides* e *O. sativa*-ARV. Enquanto que as espécies, *A. denticulata*, *C. esculentus* e *L. hexandra* não apresentaram galhas. Já, na condição de alagamento, o nematoide desenvolveu maior número de galhas na testemunha arroz BR-IRGA 410, *A. philoxeroides*, *O. sativa*-ARV, *E. crusgalli* e *C. difformis*, seguidas por, *C. iria*. As espécies *A. denticulata*, *C. esculentus*, *F. miliacea* e *L. hexandra* não apresentaram galhas nesse regime de irrigação (tab. 4).

Na comparação entre manejos de irrigação, ocorreu diferença entre sequeiro e alagado, tanto para variável número de galhas quanto para reprodução do nematoide. Nas plantas *A. philoxeroides*, *O. sativa*-ARV, *E. crusgalli* e *F. miliacea* foi verificado maior número de galhas na condição de sequeiro (tab. 4). Provavelmente, nessa condição, maiores quantidades de juvenis J2 penetraram nas raízes das espécies testadas pela maior facilidade de movimentação no perfil do solo,

chegando rapidamente até a parte apical das raízes, com menor gasto energético. Já, em condições de alagamento, os J2 possuíam maior gasto energético, reduzindo assim, a mobilidade e a infectividade. Conforme já verificado por Rocha (2007), a sobrevivência do nematoide é maior em solo do que em água e está associada à retenção de reservas do corpo.

Tabela 4 - Número de galhas, fator de reprodução (FR) e reação de espécies de plantas daninhas de primavera/verão (que ocorrem no período de cultivo do arroz) a *M. graminicola* em manejos de irrigação, sequeiro e alagado. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2012

Espécies	Manejo de irrigação					
	Sequeiro		Alagado		Sequeiro Alagado	
	Número de galhas		FR		Reação	
<i>Oryza sativa</i> (T)	138,50 a *	28,83 a ^{1/}	88,40 b *	7,67 a	S	S
<i>Alternanthera philoxeroides</i>	104,00 ab *	30,83 A	22,37 d *	3,15 bcd	S	S
<i>Aeschynomene denticulata</i>	0,00 e ^{ns}	0,00 C	0,00 e ^{ns}	0,00 f	I	I
<i>Oryza sativa</i> -ARV	100,33 ab *	38,00 A	38,04 c *	3,67 bcd	S	S
<i>Echinochloa crusgalli</i>	88,67 b *	45,00 A	110,19 a *	5,43 ab	S	S
<i>Cyperus difformis</i>	51,17 c ^{ns}	38,33 A	51,83 c *	3,98 bc	S	S
<i>Cyperus esculentus</i>	0,00 e ^{ns}	0,00 C	14,07 d *	0,14 ef	S	R
<i>Cyperus iria</i>	12,33 d ^{ns}	11,17 B	20,40 d *	1,87 cd	S	S
<i>Fimbristylis miliacea</i>	24,67 d *	0,00 C	13,80 d *	1,48 de	S	S
<i>Leersia hexandra</i>	0,00 e ^{ns}	0,00 C	0,00 e ^{ns}	0,00 f	I	I

^{1/} Médias seguidas de letras minúsculas diferentes na coluna diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$), comparando as espécies. * e ^{ns}, significativo e não significativo, respectivamente, pelo teste de t ($p \leq 0,05$), comparando manejos de irrigação. T: testemunha, plantas de arroz BR-IRGA 410.

Dentre as plantas daninhas avaliadas no regime sequeiro, o *E. crusgalli* foi a planta onde o nematoide teve maior taxa de reprodução, demonstrando maior suscetibilidade para *M. graminicola*, seguida pela testemunha, *C. difformis*, *O. sativa*-ARV, *A. philoxeroides*, *C. iria*, *C. esculentus* e *F. miliacea* (tab. 4). A suscetibilidade de *E. crusgalli* e das demais plantas testadas em sequeiro a *M. graminicola* pode estar relacionada a fatores de atração. Dentre as fontes de estímulos a nematoides, apenas os químicos, temperatura, dióxido de carbono, vibração e estímulo tátil podem ser reconhecidos no solo (GREEN, 1971). Assim, as substâncias atrativas exsudadas pela raiz da planta hospedeira, podem estar associados à resposta sensorial dos nematoides (ROVIRA, 1969), sendo responsáveis pela formação de um gradiente de concentração na solução do solo, o que orienta a migração dos nematoides em direção à raiz (LAVALLEE; ROHDE, 1962).

Embora seja conhecido por muitos anos que os nematoides são atraídos por raízes de plantas hospedeiras suscetíveis (LAVALLEE; ROHDE, 1962; SILVA; FERRAZ; SANTOS, 1989) e exsudatos radiculares (ZHAO; SCHMITT; HAWES,

2000), pouco se conhece sobre compostos derivados de plantas que podem produzir tais respostas e sua natureza química. Existem outros fatores, como a textura do solo e o tamanho dos poros que influenciam a migração dos nematoides (PROT; VAN GUNDY, 1981). Assim, a reprodução dos fitonematoides não depende somente do hospedeiro, mas do sucesso da sua movimentação pelo solo, influenciada, como por exemplo, pelo tamanho dos poros entre as partículas e a espessura do filme de água existente nos espaços (FERRIS; FERRIS, 1998). Relatos de Campos (2003) mencionam que a migração estaria relacionada às características morfológicas das células do tecido radicular. Entretanto, alguns detalhes desses processos referentes à atração pelas plantas necessitam ser melhor investigados.

No regime de alagamento, o nematoide apresentou menor FR na testemunha arroz irrigado, seguido pelas espécies *E. crusgalli*, *C. difformis*, *O. sativa*-ARV, *A. philoxeroides*, *C. iria* e *F. miliacea* comparativamente ao regime de sequeiro. A espécie *C. esculentus* apresentou-se resistente na condição de alagamento e suscetível quando em sequeiro. No entanto, *A. denticulata* e *L. hexandra* foram imunes ao nematoide em ambos os regimes. As demais espécies foram suscetíveis em ambos os regimes (tab. 4). Para essa condição, de alagamento, podem estar relacionados fatores como a anaerobiose, o que resulta no processo de asfixia do nematoide. Da mesma forma, as temperaturas elevadas durante o alagamento são mais eficazes no controle de nematoides quando comparadas as temperaturas mais baixas (STOVER, 1979). O solo estando sob condições de saturação proporciona uma redução na infecção em função do acúmulo de substâncias tóxicas e ácido orgânicos, que passam a agir como nematicidas. Além disso, a difusão do estímulo no solo pode também ser perdida em partículas de argilas e de matéria orgânica por adsorção e absorção, pela degradação de micro-organismos ou pela temperatura produzida por esses durante o metabolismo (ZUCKERMAN et al., 1971).

Entre as ciperáceas hospedeiras de *M. graminicola*, o nematoide já foi encontrado em *C. difformis* (SPERANDIO; AMARAL, 1994; BAJAJ; DABUR, 2000); *C. esculentus* (MINTON; TUCHER, 1987); *C. iria* (ROY, 1977; DABUR, TAYA; BAJAJ HARISH, 2004) e *F. miliacea* (SPERANDIO; AMARAL, 1994). No presente trabalho todas as ciperáceas citadas foram suscetíveis a *M. graminicola*, com exceção de *C. esculentus* que foi resistente no regime alagado. Embora, *C. esculentus* não tenha apresentado galhas nas condições avaliadas e *F. miliacea* não apresentou galhas sob

condição de alagamento, ambas reproduziram o nematoide (tab. 4). Esse comportamento pode ser devido a possíveis mudanças morfológicas no sistema radicular da planta, provocado pela saturação do solo, o que pode ter influenciado o não desenvolvimento das galhas nas raízes.

Embora no presente estudo *A. philoxeroides* tenha se comportado como suscetível a *M. graminicola* em ambos os regimes de irrigação testados (tab. 4), Yik e Birchfield (1979) avaliando a reação dessa plantas daninha ao mesmo nematoide, em casa de vegetação, verificaram que a mesma não hospeda essa espécie do nematoide das galhas. A explicação para esse fato relaciona-se com a capacidade que as plantas daninhas possuem de modificarem-se de acordo com o ambiente em que vivem, adaptando-se as condições de clima, solo, áreas geográficas e da competição inter e intraespecífica (RADOSEVICH; HOLT; GHERSA, 1997). Outra justificativa para esse fato, encontra-se na presença de raças fisiológicas em *M. graminicola*, conforme verificado por Pokharel et al. (2010).

As espécies *A. denticulata* e *L. hexandra* demonstraram imunidade a *M. graminicola* em ambos os regimes (tab. 4). Resultados semelhantes foram encontrados por Roy (1977), em que a *L. hexandra* não apresentou reprodução do nematoide.

A ocorrência de maiores sintomas nas lavouras arrozeiras oriundas da ação do nematoide *M. graminicola* está situada nas porções onde a lâmina de água é menor ou em pontos mais elevados no terreno onde não há acúmulo de água (SPERANDIO; AMARAL, 1994). Sintomas podem ocorrer também em lavouras manejadas inadequadamente e desniveladas, onde a água demora mais tempo para chegar. As plantas de arroz e daninhas localizadas em taipas e bordadura das lavouras registram a ocorrência do nematoide, pois permanecem secas durante todo o ciclo de cultivo, sendo alvo do parasitismo. Diante disso, observa-se a importância do desenvolvimento de estratégias de manejo e controle dessas plantas no verão e principalmente na entressafra para diminuir o nível populacional do nematoide, reduzindo assim a infecção na cultura do arroz irrigado.

3.4 Conclusões

As espécies que ocorrem na entressafra *S. rhombifolia*, *R. raphanistrum*, *S. arvensis*, *L. corniculatus* e *T. repens* e durante o ciclo de cultivo do arroz irrigado *A. denticulata*, *L. hexandra*, são más hospedeiras de *M. graminicola*.

As plantas daninhas e forrageiras que ocorrem na entressafra, *A. strigosa* e *L. multiflorum* e durante o ciclo de cultivo do arroz irrigado, *A. philoxeroides*, *O. sativa-ARV*, *E. crusgalli*, *C. difformis*, *C. esculentus*, *C. iria* e *F. miliacea* comportam-se como boas hospedeiras de *M. graminicola*, principalmente em condições de sequeiro.

A água de irrigação reduz a reprodução e o número de galhas causadas por *M. graminicola* em raízes de *A. philoxeroides*, *O. sativa-ARV*, *E. crusgalli*, *C. difformis*, *C. iria* e *F. miliacea*.

4 CONCLUSÕES

Diferentes espécies de nematoides do gênero *Meloidogyne* parasitam a cultura do arroz irrigado em lavouras no Sul do Brasil.

Plantas daninhas que ocorrem nas lavouras arrozeiras na entressafra outono/inverno e primavera/verão hospedam *Meloidogyne graminicola*.

Estudos relacionados a identificação de populações atípicas de *Meloidogyne* spp. necessitam ser realizados, para determinação da espécie envolvida.

5 REFERÊNCIAS

- ABAD, P.; GOUZY, J.; AURY, J.M.; CASTAGNONE-SERENO, P.; DANCHIN, E.G.; DELEURY, E.; PERFUS-BARBEOCH, L.; ANTHOUARD, V.; ARTIGUENAVE, F.; BLOK, V.C. Genome sequence of the metazoan plant parasitic nematode *Meloidogyne incognita*. **Nature Biotechnology**, v.26, p.909–915, 2008.
- AGOSTINETTO, D.; TIRONI, S.P.; GALON, L.; DAL MAGRO, T. Desempenho de formulações e doses de Glyphosate em soja transgênica. **Revista Trópica**, v.3, p.35-41, 2009.
- AMARASINGHE, L.D.; KARIYAPPERUMA, K.A.D.P.S.; PATHIRANA, H.N.I. Study on approaches to integrated control of *Meloidogyne graminicola* in rice. **Journal of Science of the University of Kelaniya**, v.3, p.29-46, 2007.
- BAJAJ, H.K.; DABUR, K.R. *Cyperus defformis*, a new host record of rice root-knot nematode, *Meloidogyne graminicola*. **Indian Journal of Nematology**, v.30, p.256, 2000.
- BLOK, V.C.; POWERS, T.O. Biochemical and molecular identification. In: PERRY, R.N.; MOENS, M.; STARR, J. (Ed.). **Root-knot nematodes**. Lincoln: CABI, 2009. p.98-112.
- BONETI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificação do método de Hussey and Barker para a extração de ovos de *Meloidogyne exigua*, em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.6, p.553, 1981.
- BRIDGE, J.; PLOWRIGHT, R.A.; PENG, D. **Nematodes parasites of rice**. In: LUC, M.; SIKORA, R.A.; BRIDGE, J. (Ed.). Plant parasitic nematodes in subtropical and tropical agriculture. agriculture. 2. ed. Wallingford: CABI Publishing, 2005. 871p.
- BRITO, J.A.R.; KAUR, R.; CETINTAS, J.D.; STANLEY, M.L.; MENDES, E.J.; MCAVOY, T.O.; POWERS, D.W.D. Identification and characterization of *Meloidogyne* spp. infecting horticultural and agronomic crops, and weeds in Florida. **Nematology**, v.10, p.757-766, 2008.
- CAMPOS, H.D. **Aspectos do parasitismo e da privação alimentar do nematoide de galhas (*Meloidogyne javanica*) e do cisto (*Heterodera glycines*) em soja**. 2003. 203f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ABRANTES, I.M.O.; SANTOS, M.S.N.; ALMEIDA, M.R.A. *Meloidogyne paranaensis* n.sp. (Nemata: Meloidogynidae) A Root-Knot Nematode Parazitizing Coffee From Brazil. **Journal of Nematology**, v.28, p.177-189, 1996.

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

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; CARNEIRO, R.G. Enzyme Phenotypes Of Brazilian Population Of *Meloidogyne* Spp. **Fundamental and Applied Nematology**, v.3, p.555-560, 1996.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; MAGUNACELAYA, J.C.; COFCEWICZ, E.T.; ALBALLAY, E. *Meloidogyne ethiopica*, a major root-knot nematode parasitising *Vitis vinifera* and other crops in Chile. **Nematology**, v.9, p.635-641, 2007.

CARNEIRO, R.M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; QUENEHERVE, P. Enzyme phenotypes of *Meloidogyne* sp. Populations. **Nematology**, v.2, p.645-654, 2000.

CHITWOOD, B.G. Root-knot nematodes. In: A revision of the genus *Meloidogyne* Goeldi, 1987. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v.16, p.90-104, 1949.

COFCEWICZ, E.T.; CARNEIRO, R.M.D.G.; RANDING, O.; CHABRIER, C.; QUENEHERVE, P. Diversity of *Meloidogyne* spp. On Musa in Martinique, Gualdalupe, and grench Guiana. **Journal of Nematology**, v.37, p.1-10, 2005.

CONAB. Companhia Nacional de Abastecimento. **Estatística da produção agrícola**. Disponível em: <http://www.ibge.gov.br/home/estatistica/indicadores/agropecuaria/estProdAgr_201203.pdf> Acesso em: 10 nov. 2012.

COYNE, D.L.; PLOWRIGHT, R.A.; TWUMASI, J.; HUNT, D.J.H. Prevalence of plant parasitic nematodes associated with rice in Ghana with a discussion of their importance. **Nematology**, v1, p.399–405, 1999.

DABUR, K.R.; TAYA, A.S.; BAJAJ HARISH, K. Life cycle of *Meloidogyne graminicola* on paddy and its host range studies. **Indian Journal of Nematology**, v.34, p.80-84, 2004.

DE WAELE, D.; ELSSEN, A. Challenges in Tropical Plant Nematology. **Annual Review of Phytopathology**, v.45, p.457-485, 2007.

EISENBACK, J.D.; HIRSCHMANN, H. Morphological comparison of *Meloidogyne* males by scanning electron microscopy. **Journal of Nematology**, v.12, p.23-32, 1980.

EISENBACK, J. D.; HIRSCHMANN, H. Morphological comparison of second-stage juveniles of several *Meloidogyne* species (root-knot nematodes) by scanning electron microscopy. **Scanning Electron Microscopy**, v.3, p.223-230, 1979.

EISENBACK, J. D.; HIRSCHMANN, H.; TRIANTAPHYLLOU, A. C. Morphological comparison of *Meloidogyne* female head structures, perineal patterns, and stylets. **Journal of Nematology**, v.12, p.300-313, 1980.

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

ESBENSHADE, P.R.; TRIANTAPHYLLOU, A.C. Use of enzyme phenotypes for the identification of *Meloidogyne* species. **Journal of Nematology**, v.17, p.6–20, 1985.

FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. **Production of cereals and share in world**. Disponível em: <<http://faostat.fao.org/site/339/default.aspx>> Acesso em: 24 jun. 2012.

FERRIS, J.M.; FERRIS, V.R. Biology of plant-parasitic nematodes. In: BARKER, K.R.; PEDERSON, G.A.; WINDHAM, G.L. **Plant and nematode interactions**. Hardcover: American Society of Agronomy, 1998. p.21-35.

GOLDEN, A.M.; BIRCHFIELD, W. *Meloidogyne graminicola* (Heteroderidae), a new species of root-knot nematode from grass. **Proceedings of the Helminthological Society of Washington**, v.32, p.228-231, 1965.

GOLDEN, A.M.; BIRCHFIELD, W. Rice root-knot nematode *Meloidogyne graminicola* as a new pest of rice. **Plant Disease Reporter**, v.52, p.423, 1968.

GOMES, C.B.; MARCHEZAN, E.; FONTANA, I.; CARNEIRO, R.M.G.; ALMEIDA, M.R.A. Ocorrência *Meloidogyne graminicola* em Santa Maria, RS. **Ciência Rural**, v.27, p.501-502, 1997.

GOMES, C.B.; STEFFEN, R.B.; ANTONIOLLI, Z.I. **Levantamento do nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em arroz irrigado na região Sul do Brasil**. (Embrapa Clima Temperado. Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 87). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 15p.

GREEN, C.D. Mating and host finding behaviour of plant nematodes. In.: ZUCKERMAN, B.M., MAI, W.F.; ROHDE, R.A. (Ed.). **Plant parasitic nematodes**. vol. II: Cytogenetics, Host-parasitic interaction and physiology. New York: Academic Press, 1971. p.247-266.

HARTMANN, K.M.; SASSER, J.N. Identification of *Meloidogyne* species on the basis of differential host test and perineal patterns morphology. In: BARKER, K. R.; CARTER, C.C.; SASSER, J.N. (Eds). **An advanced treatise on *Meloidogyne*, Methodology**. North Carolina State University Graphics: Raleigh, 1985. p.69-77.

HOLM, L.G.; PLUCKNETT, D.L.; PANCHO, J.V.; HERBERGER, J.P.; **World's worst weeds: Distribution and biology**. University Press: Hawaii, USA, 1977. 609p.

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

HUSSEY, R.S.; JANSSEN, G.J.W. Root-knot nematodes: *Meloidogyne* species. In: STARR, J.L.; COOK, R.; BRIDGE, J. (Eds.) **Plant resistance to parasitic nematodes**. Oxford, UK: CAB International, 2002. p.43-70.

KARSSSEN, G.; MOENS, M. **Root-knot nematodes**. In: PERRY, R.N.; MOENS, M. Eds). *Plant Nematology*. CABI publishing, 2006. p.59-90.

KHAN, M.R.; GHOSH, S.; BHATTACHARYA, S.P. Weed hosts of rice root-knot nematode, *Meloidogyne graminicola*, from West Bengal. **Environment and Ecology**, v.22, p.583-584, 2004.

LAVALLEE, W.H.; ROHDE, R.A. Attractiveness of plant roots to *Pratylenchus penetrans* (Cobb). **Nematologica**, v.8, p.252-260, 1962.

LORDELLO, L.G.E. **Nematóides das plantas cultivadas**. 8.ed São Paulo: Nobel, 1992. 314p.

LOUBSER, J.T.; MEYER, A.J. Resistance of Grapevine rootstocks to *Meloidogyne incognita* under field conditions. **South African Journal of Entology and Viticulture**, v.2, p.70-74, 1987.

LUPATINI, G.C.; RESTLE, J.; CERETTA, M.; MOOJEN, E.L.; BARTZ, H.R. Avaliação da mistura de aveia-preta e azevém sob pastejo submetida a níveis de nitrogênio. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v.33, p.1939-1943, 1998.

MAAS, P.W.; SANDERS, H.; DEDE, J. *Meloidogyne oryzae* n. sp. (nematoda, Meloidogynidae) infesting irrigated rice in Surinam (South America). **Nematologica**, v.24, p.305-312, 1978.

MACARI, S.; ROCHA, M.G.; RESTLE, J.; PILAU, A.; FREITAS, F.K.; NEVES, F.P. Avaliação da mistura de cultivares de aveia preta (*Avena strigosa* Schreb) com azevém (*Lolium multiflorum* Lam.) sob pastejo. **Ciência Rural**, v.36, p.910-915, 2006.

MACGOWAN, J.B.; LANGDON, K.R. Host of the rice rootknot nematode *Meloidogyne graminicola*. Florida Department of Agricultural and Consumer Service, USDA, Florida, USA. **Nematology circulation**, n.172, 1989.

MENG, Q.P.; LONG, H.; XU, J.H. PCR assays for rapid and sensitive identification of three major root-knot nematodes, *Meloidogyne incognita*, *M. Javanica* and *M. arenaria*. **Acta Phytopathologica Sinica**, v.34, p.204-210, 2004.

MINTON, N.A.; TUCHER, E.T. First report of *Meloidogyne graminicola* in Georgia. **Plant Disease**, v.71, p.336, 1987.

MÔNACO, A.P.A.; CARNEIRO, R.G.; KRANZ, W.M.; GOMES, J.C.; SCHERER, A.; SANTIAGO, D.C. Reação de espécies de plantas daninhas a *Meloidogyne paranaensis*. **Nematologia Brasileira**, v.32, p.279-284, 2008.

MONTEIRO, A.R.; FERRAZ, L.C.C.B. Encontro de *Meloidogyne graminicola* e primeiro ensaio de hospedabilidade no Brasil. **Nematologia Brasileira**, v.12, p.149-50, 1988.

MULVEY, R.H.; TOWNSHEND, J.L.; POTTER, J.W. *Meloidogyne microtyla* sp. nov. from southwestern Ontario, Canada. **Canadian Journal of Zoology**, v.53, p.1528-1536, 1975.

MYERS, L.K.; WANG, H.; MCSORLEY, R.; CHASE, C. Investigations of weeds as reservoirs of plant-parasitic nematodes in agricultural systems in Northern Florida. Proceedings of 26th Annual Southern Conservation Tillage Conference for Sustainable Agriculture. **North Carolina Agricultural Research Service Technical Bulletin**, v.321, p.258-267, 2004.

OOSTENBRINK, M. Major characteristics of the relation between nematodes and plants. **Mededelingen Landbouwhogeschool**, v.66, p.1-46, 1966.

PADGHAM, J.L.; DUXBURY, J.M.; MAZID, A.M.; ABAWI, G.S.; HOSSAIN, M. Yield loss caused by *Meloidogyne graminicola* on lowland rainfed rice in Bangladesh. **Journal of Nematology**, v.36, p.42-48, 2004.

POKHAREL, R.R.; ABAWI, G.S.; DUXBURY, J.M.; SMART, C.D.; WANG, X.; BRITO, J.A. Variability and the recognition of two races in *Meloidogyne graminicola*. **Australasian Plant Pathology**, v.39, p.326-333, 2010.

POKHAREL, R.R.; ABAWI, G.S.; ZHANG, N.; DUXBURY, J.; SMART, C.D. Characterization of isolates of *Meloidogyne* from rice-wheat production fields in Nepal. **Journal of Nematology**, v.39, p.221-230, 2007.

PRASAD, J.S.; SOMASEKHAR, N.; VARAPRASAD, K.S. **Status of Rice Nematode Research in India**. 2013. Disponível em: <<http://www.rkmp.co.in/sites/default/files/ris/research-themes/Status>>. Acesso em: 5 jan. 2013.

PROT, J.C.; MATIAS, D.M. Effects of water regime on the distribution of *Meloidogyne graminicola* and other root-parasitic nematodes in a rice field toposequence and pathogenicity of *M. graminicola* on rice cultivar UPL R15. **Nematologica**, v.41, p.219-228, 1995.

PROT, J.C.; VAN GUNDY, S.D. Effect of soil texture and the clay component on migration of *Meloidogyne incognita* second-stage juveniles. **Journal of Nematology**, v.13, p.213-217, 1981.

RADOSEVICH, S.; HOLT, J.; GHERSA, C. **Weed ecology: implications for vegetation management**. 2.ed. Wiley, 1997. 589p.

RIBEIRO, A.S.; SPERANDIO, G.A.D.; SELISTRE, J.F.D. Novo nematóide ataca o arroz no RS. **Revista Lavoura Arrozeira**, v.37, p.6-7, 1984.

ROCHA, F.S. **Aspectos da coloração, ciclo de vida, parasitismo por *Pasteuria penetrans* suas relações com a reserva energética de juvenis do segundo estágio de *Meloidogyne* spp.** 2007. 148f. Tese (Doutorado em Fitopatologia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras.

ROESE, A.D.; OLIVEIRA, R.D.L. Capacidade reprodutiva de *Meloidogyne paranaensis* em espécies de plantas daninhas. **Nematologia Brasileira**, v.28, p.137-141, 2004.

ROVIRA, A. D. Plant root exudates. **The Botanical Review**, v.35, p.35-57, 1969.

ROY, A.K. weed host of *Meloidogyne graminicola*. **Indian Journal of Nematology**, v.7, p.160-163, 1977.

SANTOS, M.F.A.; FURLANETTO, C.; CARNEIRO, M.D.G.; ALMEIDA, M.R.A.; MOTA, F.C.; MENDES, A.C.M.; SILVEIRA, N.O.R.; SILVA, J.G.P.; CASTAGNONE - SERENO, P.; MYRIAN S.; CARNEIRO, R.M.D.G. Biometrical, biological, biochemical and molecular characteristics of *Meloidogyne incognita* isolates and related species. **European Journal of Plant Pathology**, v.134, p.671-684. 2012.

SASSER, J.N.; FRECKMAN, D.W. A world perspective on nematology: the role of the society. In: VEECH, J.A.; DICKSON, D.W. (Eds.) **Vistas on Nematology**. Maryland: Society of Nematologists, 1987. p.7-14.

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

SHARMA, R.D.; PRABHU, A.S. Reação de cultivares de arroz de sequeiro ao nematoide *Meloidogyne javanica*. **Nematologia Brasileira**, v.7, p.160-167, 1983.

SICILIANO, S.R.; FERRAZ, L.C.C.B.; MONTEIRO, A.B. Hospedabilidade de plantas a *Meloidogyne graminicola* no Brasil: Primeira parte. **Nematologia Brasileira**, v.14, p.121-130, 1990.

SILVA, G.S. da; FERRAZ, S.; SANTOS, J.M. Atração, penetração e desenvolvimento de larvas de *Meloidogyne javanica* em raízes de *Crotalaria* spp. **Nematologia Brasileira**, v.13, p.151-163, 1989.

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

SOBITA, S.; ANAMIKA, A. Management of root knot disease in rice caused by *Meloidogyne graminicola* through nematophagous fungi. **Journal of Agricultural Science**, v.3, p.122-127, 2011.

SORIANO, I.R.S.; REVERSAT, G. Management of *Meloidogyne graminicola* and yield of upland rice in South-Luzon, Philippines. **Nematology**, v.5, p.879-884, 2003.

SOSBAI. SOCIEDADE SUL-BRASILEIRA DE ARROZ IRRIGADO. **Arroz irrigado: recomendações técnicas da pesquisa para o sul do Brasil**. Itajaí: SOSBAI, 2012, 179p.

SPERANDIO, C.A.; AMARAL, A.S. Nematoides fitoparasitas associados ao cultivo de arroz irrigado no Rio Grande do sul. **Lavoura Arrozeira**, v.47, p.3-5, 1994.

SPERANDIO, C.A.; MONTEIRO, A.R. Ocorrência de *Meloidogyne graminicola* em arroz irrigado no Rio Grande do Sul. **Nematologia Brasileira**, v.15, p.24, 1991.

STEFFEN, R.B.; ANTONIOLLI, Z.I.; KIST, G.P.; LUPATINI, M.; GOMES, C.B. Caracterização bioquímica do nematóide das galhas (*Meloidogyne* spp.) em lavouras de arroz irrigado na região central do Rio Grande do Sul. **Ciência e Natura**, v.29, p.37-46, 2007.

STOVER, R.H. Flooding of soil for disease control. In: MULDER, D.J. Ed. **Soil desinfestation**. Amesterdan: Elsevier, 1979. p.19-28.

TAYLOR, A.L.; SASSER, J.N. **Biology, identification and control of root-knot nematodes *Meloidogyne* species**. Raleigh: N. C. Coop. Publ. Dep. Plant path., North Caroline State Univ. and U. S. Agency Int. Dev., 1978. 111p.

TIHOHOD, D. **Nematologia agrícola aplicada**. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 473p.

TOWNSHEND, J.L. Anhydrobiosis in *Pratylenchus penetrans*. **Journal of Nematology**, v.16, p.282-289, 1984.

VOLL, E.; GAZZIERO, D.L.P.; BRIGHENTI, A.M.; ADEGAS, F.S.; GAUDÊNCIO, C. de A.; VOLL, C.E. **Dinâmica das plantas daninhas e práticas de manejo**. Londrina: Embrapa Soja, 2005. 85p.

WINDHAM, G.L.; PEDERSON, G.A. Comparison of reproduction by *Meloidogyne graminicola* and *M. incognita* on *Trifolium* Species. **Journal of Nematology**, v.24, p.257-261, 1992.

WHITEHEAD, A.G. **Plant nematode control**. Wallingord: CAB International, 1997. 384p.

XU, J.; LIU, P.; MENG, O.; LONG, H. Characterisation of *Meloidogyne* species from China using Isozyme Phenotypes and Amplified Mitochondrial DNA Restriction Fragment Length Polymorphism. **European Journal of Plant Pathology**, v.110, p.309-315, 2004.

YIK, C.P.; BIRCHFIELD, W. Host studies and reationes of rice cultivars to *Meloidogyne graminicola*. **Phytopatology**, v.69, p.497-499, 1979.

YIK, C.P.; BIRCHFIELD, W. Scanning Electron Microscopy of Perineal Patterns of Three species of *Meloidogyne*. **The Journal of Nematology**, v.10, p.118-122, 1978.

ZHAO, X.; SCHMITT, M.; HAWES, C. M. Species-dependent effects of border cell and root tip exudates on nematodes behavior. **Phytopathology**, v.90, p.1239-1245, 2000.

ZUCKERMAN, B.M. Gnotobiology. In: ZUCKERMAN, B.M.; MAI, W.F.; ROHDE, R. A. **Plant parasitic nematodes**. New York: Academic Press, 1971. p.159-184.

6 APÊNDICES

Apêndice A – Lavouras orizícolas coletadas nos Estados do RS e SC e as espécies de nematoides encontradas. Embrapa Clima Temperado, Pelotas/RS, 2010/11 e 2011/12

Amostra	Procedência	Coordenadas	Cultivar	OSPL*	Presença de** nematoides	Nº galhas	Nº J2/10g raízes
1	Guaramirim/SC	S:26°29'32.1" W:048°53'46.0"	Epagri 109	2	Mg	-	4,7
2	Guaramirim/SC	S:26°29'32.1" W:048°53'46.0"	Epagri 109	3	Mg	-	14
3	Guaramirim/SC	S: 26°33'05.5" W: 48°51'34.4"	Epagri 109	2	ND	-	-
4	Guaramirim/SC	S: 26°33'05.5" W: 48°51'34.4"	Epagri 109	1	Mg M sp.1	10	1.670
5	Camburiú/SC	S: 27°02'59.5" W: 048°40'56.6"	SCS 112	2	Mg Mj M sp.1	-	15
6	Camburiú/SC	S: 27°02'59.5" W: 048°40'56.6"	SCS 112	3	ND	-	-
7	Camburiú/SC	S: 27°03'07.5" W: 048°41'43.2"	SCS 112	2	Mg	-	6
8	Camburiú/SC	S: 27°03'07.5" W: 048°41'43.2"	SCS 112	1	ND	-	-
9	Camburiú/SC	S: 27°03'01.4" W: 048°42'18.1"	SCS 112	2	Mg	-	32

10	Camburiú/SC	S: 27°03'01.4" W: 048°42'18.1"	SCS 112	1	Mg M sp.3 M sp.1 M sp.2	15	1148
11	Camburiú/SC	S: 27°05'20.2" W: 048°44'27.6"	SCS 112	2	Mg M sp.1	-	29
12	Camburiú/SC	S: 27°05'20.2" W: 048°44'27.6"	SCS 112	1	Mg M sp.1	9	1239
13	Camburiú/SC	S: 27°05'59.6" W: 048°41'45.6"	SCS 114	2	Mj	-	51
14	Camburiú/SC	S: 27°05'59.6" W: 048°41'45.6"	SCS 114	3	Mg M sp.1	-	68
15	Ilhota/SC	S: 26°56'49.4" W: 048°46'38.7"	Epagri 109	2	ND	-	-
16	Ilhota/SC	S: 26°56'49.4" W: 048°46'38.7"	Epagri 109	1	Mg	10	931
17	Ilhota/SC	S: 26°56'53.9" W: 048°46'38.7"	Epagri 109	2	Mg M sp.1	10	711
18	Ilhota/SC	S: 26°56'53.9" W: 048°46'35.4"	Epagri 109	3	Mg M sp.1	52	2479
19	Ilhota/SC	S: 26°57'12.2" W: 048°47'07.3"	Epagri 109	2	Mg M sp.1 M sp.2	10	552
20	Ilhota/SC	S: 26°57'12.2" W: 048°47'07.3"	Epagri 109	1	Mg M sp.1	8	368

21	Urugaiana/RS	S: 29°48'16.0" W: 057°05'44.5"	IRGA 424	2	ND	-	-
22	Urugaiana/RS	S: 29°52'35.5" W: 057°08'50.4"	IRGA 424	2	Mg M sp.2	-	17.7
23	Urugaiana/RS	S: 29°52'11.8" W: 057°10'01.9"	IRGA 424	2	M sp.3	-	23
24	Urugaiana/RS	S: 29°35'14.1" W: 056°51'21.9"	BRS Taim	2	M sp.2	-	9.7
25	Urugaiana/RS	S: 29°33'54.0" W: 056°51'05.1"	Puitá INTA CL	2	M sp.3	-	8
26	Urugaiana/RS	S: 29°33'10.9" W: 056°44'04.0"	IRGA 409	2	Mg	6	107
27	Urugaiana/RS	S: 29°33'10.9" W: 056°44'04.0"	IRGA 409	1	Mg	15	169
28	Itaqui/RS	S: 29°20'42.9" W: 056°40'11.6"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
29	Itaqui/RS	S: 29°20'26.0" W: 056°35'40.1"	IRGA 422	2	ND	-	-
30	Itaqui/RS	S: 29°11'36.3" W: 056°30'58.2"	IRGA 424	2	ND	-	-
31	Dom Pedrito/RS	S: 30°57'02.8" W: 054°42'02.1"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
32	Dom Pedrito/RS	S: 31°02'44.6" W: 054°43'09.0"	IRGA 424	2	M sp.2	-	8

33	Dom Pedrito/RS	S: 30°04'02.9" W: 054°41'41.9"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
34	Bagé/RS	S: 31°26'07.0" W: 054°15'52.9"	INIA Olimar	2	ND	-	-
35	Bagé/RS	S: 31°26'07.0" W: 054°15'52.9"	INIA Olimar	2	Mg M sp.2	5	9
36	Bagé/RS	S: 31°26'07.0" W: 054°15'52.9"	INIA Olimar	1	Mg M sp.2	8	79
37	Bagé/RS	S: 31°30'11.5" W: 054°24'21.1"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
38	Capão do Leão/RS	S: 31°48'49.8" W: 52°27'56.6"	BRS Querência	2	ND	-	-
39	Capão do Leão/RS	S: 31°55'20.5" W: 52°27'02.0"	Puitá INTA CL	2	Mg	-	11
40	Capão do Leão/RS	S: 31°55'20.5" W: 52°27'02.0"	Puitá INTA CL	3	Mg	10	433
41	Capão do Leão/RS	S: 31°55'41.6" W: 52°29'38.8"	IRGA 424	2	ND	-	-
42	Capão do Leão/RS	S: 31°55'41.6" W: 52°29'38.8"	IRGA 424	4	ND	-	-
43	Pelotas/RS	S: 31°34'58.6" W: 52°18'17.5"	Puitá INTA CL	2	Pz	-	127
44	Pelotas/RS	S: 31°41'33.1" W: 52°09'43.3"	BRS Querência	2	ND	-	-

45	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°23'07.06 " W: 53°23'02.26"	EL PASO L 144	2	ND	-	-
46	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°23'07.06 " W: 53°23'02.26"	EL PASO L 144	4	ND	-	-
47	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°23'09.5" W: 53°23'03.86"	IRGA 424	2	ND	-	-
48	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°26'11" W: 53°22'42"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
49	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°36'22" W: 53°23'55"	Avaxi CL	2	ND	-	-
50	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°36'22" W: 53°23'55"	Avaxi CL	3 e 4	Mg	55	4271
51	S. Vitória Palmar/RS	S: 33°19'19" W: 53°10'17"	IRGA 424	2	ND	-	-
52	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°10'39.5" W: 52°54'58.5"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
53	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°10'49.8" W: 52°53'60.5"	Epagri 108	2	ND	-	-
54	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°09'28.2" W: 52°54'19.4"	Epagri 108	2	ND	-	-
55	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°00'43.5" W: 52°47'30.2"	Epagri 108	2	ND	-	-
56	Rio Pardo/RS	S: 30°00'53.4 W: 52°19'13.5	Puitá INTA CL	2	ND	-	-

57	Rio Pardo/RS	S: 30°03'57.5" W: 52°20'31.6"	Puitá INTA CL	2	Pz H sp.	- -	86 3
58	Rio Pardo/RS	S: 30°01'02.2" W: 52°22'59"	Epagri 108	4	ND	-	-
59	Camaquã/RS	S: 30°59'39.1" W: 51°55'11.6"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
60	Camaquã/RS	S: 30°58'50.4" W: 51°51'52.8"	Puitá INTA CL	4	Mg	9	268
61	Camaquã/RS	S: 30°58'17.7" W: 51°47'09.8"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
62	Guaíba/RS	S: 30°6'20.3" W: 51°20'54.8"	IRGA 417	1	Mg	58	988
63	Guaíba/RS	S: 30°6'24.7" W: 51°20'87.9"	Epagri 108	2	ND	-	-
64	Guaíba/RS	S: 30°6'04.1" W: 51°20'86.8"	Epagri 108	1	Mg	62	1182
65	Guaíba/RS	S: 30°02'52.0" W: 51°19'36.2"	IRGA 417	2	ND	-	-
66	Viamão/RS	S: 30°04'04.58" W: 50°52'38.55	IRGA 417	2	ND	-	-
67	Viamão/RS	S: 30°03'27.84" W: 50°49'48.32"	Epagri 114	2 e 4	Mg M sp.2	8	59
68	Viamão/RS	S: 30°07'22.3" W: 51°42'32.3"	Puitá INTA CL	3 e 4	Mg M sp.2	52	674

69	Mostardas/RS	S: 31°01'44.4" W: 50°56'47.7"	Puitá INTA CL	3 e 4	Mg M sp.2	65	1595
70	Mostardas/RS	S: 30°59'09.7" W: 50°53'43.5"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
71	Mostardas/RS	S: 31°07'11.9" W: 51°07'14.1"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
72	Pelotas/RS	S: 31°34'07.2" W: 52°15'42.7"	Puitá INTA CL	2	ND	-	-
73	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°06'31.6" W: 52°53'02.0"	--	2 e 5	Mg	55	532
74	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°15'27.6" W: 52°49'00.3"	--	2	ND	-	-
75	Cachoeira do Sul/RS	S: 30°14'36.8" W: 52°45'06 .1"	-- <i>Echinochloa crusgalli</i>	1 e 4	Mg	60	1881

*OSPL: Ocorrência de sintomas e partes da lavoura onde foi realizada a coleta. ¹Manchas amarelas em reboleiras com plantas de porte reduzido. ²Plantas sem sintoma. ³Plantas de porte reduzido. ⁴Coleta realizada na taipa da lavoura. ⁵Coleta realizada na entrada da lavoura.

**Presença de nematoides: *Meloidogyne graminicola* (Mg), *M. javanica* (Mj), *M. sp.1* (M sp.1), *M. sp.2* (M sp. 2), *M. sp.3* (M. sp.3), *Pratylenchus zeae* (Pz), *Helicotylenchus* sp. (H sp.), nematoide não detectado (ND).

VITA

Rafael Roberto Dallegrave Negretti é filho de Jovir Negretti e Claudete Negretti. Nasceu em 14 de abril de 1979, no Município de Tapejara, Rio Grande do Sul. Formou-se pelo Colégio Agrícola de Três Passos/RS, no ano de 2000. No ano de 2006 ingressou no curso de Agronomia da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (PUCRS), onde se graduou como Engenheiro Agrônomo em 2010. No período de 2007 a 2010 desenvolveu atividades como estagiário e bolsista de Iniciação Científica. Em 2011, iniciou o curso de mestrado no Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, em Capão do Leão/RS.