

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade



Dissertação

**CARACTERIZAÇÃO DA NEMATOFUNA EM VINHEDOS NO SUL DO BRASIL E
RESISTÊNCIA A *Mesocriconema xenoplax* (NEMATODA: CRICONEMATIDAE)
EM PORTA-ENXERTOS**

MARGARETH DIVERS

Pelotas, 2018

MARGARETH DIVERS

**CARACTERIZAÇÃO DA NEMATOFAUNA EM VINHEDOS NO SUL DO BRASIL E
RESISTÊNCIA A *Mesocriconema xenoplax* (NEMATODA: CRICONEMATIDAE) EM
PORTA-ENXERTOS**

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

Orientador: Jerônimo Vieira de Araújo Filho

Coorientador: Cesar Bauer Gomes

Pelotas, 2018

Universidade Federal de Pelotas / Sistema de Bibliotecas
Catalogação na Publicação

D618c Divers, Margareth

Caracterização da nematofauna em vinhedos no sul do Brasil e resistência à *Mesocriconema xenoplax* (Nematoda: criconematidae) em porta-enxertos / Margareth Divers; Jeronimo Veira de Araújo Filho, orientador; César Bauer Gomes, coorientador. — Pelotas, 2018.

84 f.

Dissertação (Mestrado) — Programa de Pós-Graduação em Fitossanidade, Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, 2018.

1. Vitis sp. 2. Fitonematoides. 3. *Mesocriconema* spp. 4. Resistência genética. 5. Taxonomia. I. Araújo Filho, Jeronimo Veira de, orient. II. Gomes, César Bauer, coorient. III. Título.

CDD : 634.8

Elaborada por Gabriela Machado Lopes CRB: 10/1842

Banca Examinadora:

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

Dr. Cesar Bauer Gomes – Embrapa Clima Temperado

Dr. Leandro José Dallagnol – FAEM/DFS UFPel

Dr. Mauro Ferreira Bonfim Junior - EPAGRI

Aos meus sobrinhos Cliff e Mike.

Ofereço e dedico

Agradecimentos

A Deus por esta maravilhosa oportunidade por seu amor infinito e a proteção que ele me deu durante esses anos de estudo.

A CAPES-OAS pela bolsa de estudos e a Universidade Federal de Pelotas (UFPel).

Aos meus pais Jean Antoine Divers e Marie Clericile Chery pelo exemplo da simplicidade.

Aos meus irmãos e irmãs Betty Duvert, Marie Antoine Divers, Carl Henry Divers e Ricardo Divers.

Aos meus amigos e colegas Daniel de Brun, Patricia da Silva Grinberg, Jaqueline Schafer, Cristiano Bellé, Renata Moccellin Danrley Pacheco, Eduardo Heller.

Ao meu orientador Jerônimo Vieira de Araújo Filho e meu co-orientador Cesar Bauer Gomes.

Ao meu querido Gaspard Octeus e minhas amigas Emmanuella Gabriel e Nadège Jacques por todo o apoio moral.

A Embrapa Clima Temperado pela infra-estrutura concedida para a realização das investigações.

Ao pesquisador Israel Lima Medina da Universidade Nacional Altiplano do Peru, bem como aos pesquisadores Aline Nondillo, Marcos Botton da Embrapa Uva e Vinho, e Alexandre Carlos Menezes Netto da Epagri.

A todos os professores e amigos do departamento de Fitossanidade da UFPel, Alfonso Arellano, Carolina Neves, Johan Murcia, Juan Rivera, Ismail Souza, Júlia Fasolin, Keilor Dorneles, Monique Nascimento, Priscila Rossatto, Renata Moccellin, Silvia Maich, Vanessa Gonçalves, Victoria Moreira, Viviana Gaviria, Wellington Rodrigues.

Aos funcionários da Embrapa Clima Temperado Claudiomar Amaral e Gelson Krolow pela ajuda nos momentos necessários e boas risadas nestes anos de Embrapa.

Obrigada

Fazer vinte vezes, recomeçar a obra, poli-la constantemente, poli-la sem descanso (Nicolas Boileau 1636-1971).

Resumo

Numerosos fatores bióticos interferem na produtividade da videira e causando danos consideráveis, destacando-se nematoides fitoparasitas. Dessa forma, objetivou-se neste trabalho: (i) realizar um levantamento da nematofauna associada a vinhedos de Santa Catarina e viveiro do Rio Grande do Sul; (ii) caracterizar espécies de *Meloidogyne*, *Mesocriconema* e *Pratylenchus* associadas a vinhedos e viveiros de videira do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina; (iii) avaliar a resistência genética de diferentes porta-enxertos de *Vitis* spp. a *Mesocriconema xenoplax*. O levantamento em Santa Catarina foi realizado em 12 vinhedos, nos quais foram identificados *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora*, *Tylenchus*, *Pratylenchus* e *Meloidogyne*. Nos vinhedos do Rio Grande do Sul foram identificadas 5 espécies (morfotipos) de *Mesocriconema* (*M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum*, *M. rusticum* e *M. sphaerocephala*). Em Santa Catarina, foram identificadas 4 espécies de *Mesocriconema* (*M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum* e *M. rusticum*) e apenas uma espécie de *Meloidogyne*, *M. javanica* (Est J3). Com respeito aos viveiros, os gêneros identificados foram *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Mesocriconema*, *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora*, *Dorilaimus*, *Paratrichodorus* e *Hoplolaimus*. Dentro das espécies de *Meloidogyne*, identificaram-se *M. arenaria* (Est A2), *M. javanica* (Est J3 e J2), *M. incognita* (Est I2), *M. luci* (Est L3) e *M. morocciensis* (Est A3). Para nosso conhecimento, este é o primeiro registro formal de *M. luci* associado a raízes de videira no Brasil. Em caso de *Mesocriconema* foram identificadas as espécies *Mesocriconema xenoplax* e *M. ornatum*. Do gênero *Pratylenchus*, observaram-se apenas *P. brachyurus* e *P. zaeae*. Além disso, foi avaliada a resistência de porta-enxertos e cultivares de videira (Chardonnay, IAC 313, Paulsen 1103, Harmony, K5BB KOBBER, Niagara Rosada, Isabel, Magnolia, Salt Creek, R99, Gravesc e VCR04-43) a *M. xenoplax* e seis repetições. A inoculação foi efetuada com 500 espécimes (P_i) por planta e, após 155 dias, foram mensurados o peso das raízes, peso das folhas, a clorofila total, população final e, por fim, o fator de reprodução ($FR = P_f/P_i$). Reduções significativas do peso das folhas foram observadas nas cultivares Chardonnay, VCR0443 e R99 ($P < 0.05$). Em relação ao peso das raízes, Gravesc, VCR0443 e K5BB Kober apresentaram reduções significativas ($P < 0.05$). Quanto a resistência ao parasito, verificou-se elevada resistência na variedade Magnolia ($FR < 1$).

Palavras-chave: *Vitis* sp; Fitonematoides; *Mesocriconema* spp; Resistência genética; Taxonomia

Abstract

Numerous biotic factors interfere with grapevine productivity and causing considerable damage, especially plant parasitic nematodes. Thus, our objectives were: (i) to carry out a survey of the nematode community associated with vineyards of Santa Catarina and grape nurseries of the Rio Grande do Sul; (ii) to characterize the species of *Meloidogyne*, *Mesocriconema* and *Pratylenchus* associated to vineyards and grape nurseries of Rio Grande do Sul and Santa Catarina; (iii) to evaluate the genetic resistance of rootstocks of *Vitis* spp. to *Mesocriconema xenoplax*. The survey in Santa Catarina was carried out in 12 vineyards, in which *Helicotylenchus*, *Mesocriconema*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora*, *Tylenchus*, *Pratylenchus* and *Meloidogyne* were identified. In the vineyards of the Rio Grande do Sul, 5 species of *Mesocriconema* (*M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum*, *M. rusticum* and *M. sphaerocephala*) were identified in Santa Catarina, 4 species of *Mesocriconema* (*M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum*, *M. rusticum*) and one species of *Meloidogyne*, *M. javanica* (Est J3). In relation to the nurseries, the genera identified were *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Mesocriconema*, *Helicotylenchus*, *Tylenchus*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora*, *Dorilaimus*, *Paratrichodorus*, *Hoplolaimus*. Among the species of *Meloidogyne*, we identified *M. arenaria* (Est A2), *M. javanica* (Est J3 and J2), *M. incognita* (Est I2), *M. luci* (Est L3) and *M. morocciensis* (Est A3). To our knowledge, this is the first record of *M. luci* associated with grapevine roots in the Brazil and elsewhere. In relation to *Mesocriconema* species, *M. xenoplax* and *M. ornatum* were identified in these samples. In relation to *Pratylenchus*, only *P. brachyurus* and *P. zaeae* were observed for us. In order to evaluate the resistance of *Vitis* to *M. xenoplax*, an experiment was conducted with 12 cultivars (Chardonnay, IAC 313, Paulsen 1103, Harmony, K5BB KOBBER, Niagara Rosada, Isabel, Magnolia, Salt Creek, R99, Gravcesc and VCR04-43) and five replicates. The inoculation was done with 500 specimens (*Pi*) per plant and, after 155 days, the roots weight, leaf weight, total chlorophyll, final population (*Pf*) and reproduction factor ($FR = Pf/Pi$) were evaluated. Significant reductions in leaf weight were observed in the cultivars Chardonnay, VCR0443 and R99 ($P < 0.05$). Gravcesc, VCR0443 and K5BB Kober showed significant reductions in root weight ($P < 0.05$). Regarding the resistance, there were high values for resistance on Magnolia ($FR < 1.0$).

Keywords: *Vitis* spp; Plant parasitic nematodes; *Mesocriconema* spp; Plant resistance, Taxonomy.

Lista de figuras

Figura 1-Plantas com sintomas de declínio da videira em vinhedos (A e B) e viveiros (C e D) do Sul do Brasil (MENEZES-NETTO; DIVERS, 2017).....	19
Figura 2 - Fenótipos de esterase (Est) de espécies de <i>Meloidogyne</i> caracterizadas em vinhedos e viveiros nos estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul.A) <i>M. javanica</i> B) <i>M. incognita</i> , C) <i>M.arenaria</i> D) <i>M. morocciensis</i> E) <i>M. luci</i>	26
Figura 3 – Características morfológicas de fêmeas de <i>P. zaeae</i> (A) e <i>P. brachyurus</i> (B) encontrados em viveiros de videira de São João do Sul, SC.	30
Figura 4- Scarterplot e dendograma obtidos a partir de dados morfométricos de fêmeas de <i>Pratylenchus</i> submetidos à análise de componentes principais. Indivíduos de <i>P. zaeae</i> (Pz), <i>P. brachyurus</i> (Pb), <i>P. coffeae</i> (Pc), <i>P. vulnus</i> (Pv), <i>P. penetrans</i> (Pp). Indivíduos deste estudo: Pb (559-565) e Pz (558-566).	31
Figura 5 – Biplot e Scarterplot obtidos a partir de dados morfométricos de fêmeas de <i>Mesocriconema</i> submetidos à análise de componentes principais.	34
Figura 6 - Características morfológicas observadas para espécies de <i>Mesocriconema</i> em vinhedos e viveiros no Sul do Brasil. A) <i>M. xenoplax</i> B) <i>M. ornatum</i> C) <i>M. rusticum</i> D) <i>M. sphaerocephalla</i> E) <i>M. curvatum</i> e F) <i>Mesocriconema</i> spp 07.	36
Figura 7- Características morfológicas observadas para espécies atípicas de <i>Mesocriconema</i> em vinhedos no Sul do Brasil. A) <i>Mesocriconema</i> spp 01 B) <i>Mesocriconema</i> spp 02 C) <i>Mesocriconema</i> spp 03 D) <i>Mesocriconema</i> spp 04 E) <i>Mesocriconema</i> spp 05 F) <i>Mesocriconema</i> spp 06	37

Lista de Tabelas

Tabela 1- Códigos de amostras coletadas em vinhedos com sintomas de declínio, respectivos porta-enxertos de <i>Vitis</i> spp. e coordenadas geográficas.....	20
Tabela 2- Frequencia e densidades populacionais de fitonematoides em viveiros e vinhedos no Sul do B	25
Tabela 3- Espécies de <i>Meloidogyne</i> , fenótipos isoenzimáticos de esterase (Est) e suas respectivas percentagens de ocorrência em amostras provenientes de viveiros de videira no Rio Grande do Sul.	26
Tabela 4 - Características morfométricas das espécies de <i>Pratylenchus</i> identificadas em viveiro de videira proveniente de São João do Sul no estado de Santa Catarina.	28
Tabela 5- Frequência de ocorrência de <i>P.brachyurus</i> e <i>P. zae</i> associadas ao viveiro de São João do Sul, Santa Catarina.	29
Tabela 6-- Ocorrência geral das espécies de <i>Mesocriconema</i> nos vinhedos e viveiros do Sul do Brasil.....	35
Tabela 7- Características morfométricas de espécies de <i>Mesocriconema</i> identificados em vinhedos e viveiros no Sul do Brasil independentemente da amostra (local de coleta).....	38
Tabela 8- Características morfométricas de espécies de <i>Mesocriconema</i> não identificados em vinhedos no Sul do Brasil.....	41
Tabela 9- Peso das folhas e raízes de 9 cultivares de <i>Vitis</i> spp inoculadas com <i>M. xenoplax</i> , sob condições de casa de vegetação.....	50
Tabela 10-Clorofila total de 9 cultivares de videira inoculadas com <i>M. xenoplax</i>	51
Tabela 11- Fator de reprodução de <i>M. xenoplax</i> em 10 cultivares de videira.....	52

Sumário

1 INTRODUÇÃO GERAL	13
2 CAPÍTULO I LEVANTAMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE FITONEMATOIDES ASSOCIADOS A VIVEIROS E VINHEDOS COM SINTOMAS DE DECLÍNIO	16
2.1 Introdução	16
2.2 Material e métodos	18
2.2.1 Levantamento de fitonematoides em vinhedos com sintomas de declínio no Rio Grande do Sul e Santa Catarina	18
2.2.2 Caracterização e identificação de espécies de <i>Meloidogyne</i> (viveiros)	22
2.2.3 Caracterização e identificação de espécies de <i>Mesocriconema</i> (vinhedos e viveiros) e <i>Pratylenchus</i> (viveiros)	22
2.2.4 Análise estatística	23
2.3 Resultados e discussão	24
2.4 Conclusões	46
3 - CAPÍTULO II RESISTÊNCIA GENÉTICA DE PORTA-ENXERTOS E CULTIVARES DE VIDEIRA A <i>Mesocriconema xenoplax</i> (NEMATODA: CRICONEMATIDAE)	47
3.1 Introdução	47
3.2 Materiais e Métodos	48
3.3 Resultados e discussão	49
3.4 Conclusões	54
4 Considerações Gerais	54
5 Referências	56
6 Anexos	63

1 INTRODUÇÃO GERAL

A videira (*Vitis* spp.) é uma planta que, apesar de originária de regiões de clima temperado, apresenta grande adaptabilidade a climas subtropicais e tropicais. Em função disso, esta espécie vegetal é amplamente cultivada no território brasileiro, sendo distribuída nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste (MELLO, 2016). De acordo com dados do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), 46,89% da produção de uvas na safra 2015/2016 foi destinada ao processamento de vinho, suco e derivados, enquanto que o restante foi destinado ao consumo *in natura*. A área total plantada no estado do Rio Grande do Sul, principal produtor do país, em 2015/2016 foi de aproximadamente 49,376 ha, correspondendo a 64,12% da área total cultivada no país (IBGE, 2016).

O declínio e morte da videira (DMV), umas das principais enfermidades da cultura atualmente, tem causado grande preocupação aos produtores, sobretudo para os estados do sul do Brasil (GOMES et al., 2009). É uma doença de etiologia complexa, geralmente associada a alguns fungos, parasitas fracos, oportunistas. Sob este aspecto, Garrido et al., (2004), objetivando isolar e identificar fungos associados ao declínio em vinhedos da Serra Gaúcha, verificaram a presença de *Cylindrocarpon destructans* (Zinssm), fungo também associado a doença “pé-preto”, a qual é considerada uma das mais importantes doenças de raiz e tronco que afeta viveiros de videira e vinhedos jovens. Não obstante, outros pesquisadores teorizam que estes microrganismos possam atuar, na verdade, concomitantemente e/ou sequencialmente, com agentes de outra natureza, provendo, por exemplo, aberturas que facilitem o ingresso de outros microorganismos (CAVALCANTI et al., 2013).

Historicamente, são vários fitonematoides associados ao cultivo da videira em todo o mundo (GOMES et al., 2009; TÉLIS et al., 2007; ZASADA et al., 2012), apesar de alguns ainda não terem patogenicidade bem definida na cultura. Entre os gêneros assinalados na cultura encontram-se o nematoide-das-galhas radiculares (*Meloidogyne* Göldi), o nematoide adaga (*Xiphinema* Cobb.), o nematoide-das-lesões (*Pratylenchus* Grahnan), o nematoide dos citrus (*Tylenchulus semipenetrans* Cobb), o nematoide anelado (*Mesocriconema* Andrassy), o nematoide reniforme (*Rotylenchulus reniformis* Linford e Oliveira), *Paratrichodorus* spp Siddiqi. e, por fim, *Trichodorus* spp. Cobb (TELIS et al., 2007). Persson e Martensson (2009), objetivando detectar a presença e distribuição de fitonematoides na maior parte

(90%) da área cultivada do Chile, identificaram cerca de vinte gêneros, mas apenas quatro destes foram considerados importantes para cultura [*Xiphinema index* (Thorne e Allen), *X. americanum* sensu lato (Cobb), *Mesocricnema xenoplax* (Raski, 1952) Loof e De Grisse, 1989, *M. ethiopica* (Whitehead) e *T. semipenetrans*].

Em levantamento nematológico, realizado por Gomes et al., (2009) em vinhedos em declínio na Serra Gaúcha, foram observados vários gêneros de fitonematoides, destacando-se o gênero *Mesocriconema*. Entre as espécies de *Mesocriconema*, *M. xenoplax*, ectoparasita sabidamente polífago (WESTCOTT et al., 1994), têm larga preferência por espécies vegetais lenhosas, tais como pinheiros, essências florestais e frutíferas de clima temperado (LOOF; DE GRISSE, 1989). Em outros países também foram observados elevados níveis populacionais de *M. xenoplax* em vinhedos com plantas doentes (AMBROGIONI et al., 1980; KLINGLER; GERBER, 1972; PINKERTON et al., 2005). O parasitismo de *M. xenoplax* na cultura da videira, especificamente, pode causar o escurecimento local e rápido do sistema radicular, seguido da destruição dos tecidos, resultando frequentemente no atrofiamento dessas raízes (KLINGLER; GERBER, 1972; SANTO; BOLANDER, 1977). Estudos de ultra-estrutura de raízes têm demonstrado que *M. xenoplax* causa severa destruição nos tecidos da epiderme e camadas do córtex em várias plantas que apresentavam os sintomas (LOWNSBERY et al., 1978).

Espécies de *Meloidogyne* são responsáveis por causar prejuízos importantes em vinhedos (SOMAVILLA, 2011). Entre as espécies mais importantes economicamente na videira encontram-se *M. incognita* (Kofoid & White) Chitwood, *M. javanica* (Treub) Chitwood e *M. arenaria* (Neal) Chitwood, *M. hapla* (Chitwood) e *M. ethiopica* (ANAWAR; MCKENRY, 2000). Espécies de *Pratylenchus* também foram encontradas associadas a videira (HOWLAND et al., 2014; QUADER et al., 2003). De modo geral, estes parasitos provocam lesões de diversas cores e tamanho ao longo das raízes levando as radículas a morte (CASTILLO; VOVLAS, 2007).

No estabelecimento de vinhedo, a escolha de porta-enxerto reveste-se, sem dúvidas, de grande importância. O porta-enxerto utilizado deve ser adaptado ao ambiente, ter compatibilidade com a cultivar copa, facilidade de se propagar e ser resistente a patógenos e pragas (DONÁ et al., 2013). Em relação aos fitonematoides, no entanto, poucas informações sobre a interação entre *M. xenoplax*, espécie mais abundante em vinhedos, em diferentes cultivares copa e de porta-enxertos encontram-se disponíveis até o momento. Além da ausência de

porta-enxertos conhecidamente resistentes, também não há registro de nematicidas (químicos e/ou biológicos) para a cultura da videira no Brasil (AGROFIT, 2018), dificultando sobremaneira o manejo de fitonematoides na cultura.

Dessa forma, objetivou-se neste trabalho: (i) realizar o levantamento da nematofauna em vinhedos no estado de Santa Catarina e viveiro do Rio Grande do Sul (ii) caracterizar as espécies de *Meloidogyne* (bioquimicamente), *Mesocriconema* (morfologicamente) e *Pratylenchus* (morfologicamente) associadas a vinhedos sintomáticos e viveiros de videira do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina; (iii) avaliar a resistência genética de porta-enxertos de *Vitis* spp e cultivares de videira a *M. xenoplax*, sob condições de casa-de-vegetação.

2 CAPÍTULO I LEVANTAMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE FITONEMATOIDES ASSOCIADOS A VIVEIROS E VINHEDOS COM SINTOMAS DE DECLÍNIO

2.1 Introdução

O declínio da videira, importante doença da cultura, ainda não tem uma etiologia definida, havendo, pois, diversas teorias a respeito. Para alguns pesquisadores, essa doença parece estar associada a diversos fatores abióticos, destacando-se estresses ambientais, desequilíbrio nutricional, má soldadura do enxerto e fitotoxicidade, entre outros (GALLOTTI, 1989). Para outros pesquisadores, fatores bióticos envolvidos com esta doença no Brasil, principalmente fungos [*C. destructans*, *Phaeomoniella chlamydosporum* (W. Gams, Crous, M.J. Wingf. & L. Mugnai) Crous & W. Gams, *Phaeoacremonium inflatipes* W. Gams, Crous & M.J. Wingf, *Fusarium oxysporum* f.sp. *herbemontis* Tocchetto, *Botryosphaeria* spp., *Eutypa lata* Tul & Tul, *Rosellinia necatrix* Berl. Ex Prill., *Armillaria mellea* (Vahl.:Fr.) P. Kumm e alguns insetos, tais como Pérola-da-Terra (*Eurhizococcus brasiliensis*, Wille) e filoxera (*Daktulosphaera vitifoliae*) (CAVALCANTI et al., 2013; GARRIDO et al., 2004).

Os sintomas do declínio da videira incluem principalmente clorose foliar e deficiências nutricionais (potássio e magnésio), decorrentes da deficiente absorção e transporte de nutrientes pelo sistema radicular (MENEZES-NETTO et al., 2016). Com evolução da doença, as folhas começam a encarquilhar, e em alguns casos, apresentam necroses nas bordas (BOTTON et al., 2000; HICKEL et al., 2010). As plantas enfermas apresentam ainda baixa vigor, entrenós curtos, iniciando o declínio e, com o tempo as plantas acabam morrendo (MENEZES-NETTO et al., 2016). Com respeito aos novos plantios, o desenvolvimento das plantas é normal no primeiro ano, mas a partir do segundo ano as brotações tornam-se fracas e desuniformes, a planta enfraquece de maneira progressiva (BOTTON et al., 2000; HICKEL et al., 2010).

Os fitonematoides têm sido encontrados de maneira frequente em videiras em todas as regiões do mundo, sendo associados frequentemente ao baixo vigor de

plantas (PINKERTON et al., 1999). Na maioria dos casos, a relação entre sanidade das plantas e a densidade populacional dos fitonematoides não é muito clara, podendo também depender da cultivar, da idade do vinhedo e de outros fatores abióticos e bióticos tais como estresse hídrico, infertilidade do solo e estresse provocado por outras doenças e pragas (FERRIS; MCKENRY, 1975). Os danos causados podem ser exacerbados por condições climáticas, região geográfica, estresse de umidade, nutrientes e práticas agrícolas. Vários fitonematoides estão associados a rizosfera da videira no Brasil, tais como *Meloidogyne*, *Xiphinema*, *Pratylenchus*, *T. semipenetrans*, *Mesocriconema*, *Paratylenchus*, *Paratrichodorus* e *Trichodorus* (NAVES, 2005). Investigações realizadas no estado de Oregon (Estados Unidos da América), visando determinar a relação de fitonematoides com videira, revelaram a presença de *Mesocriconema xenoplax* em 81% dos vinhedos e 61% dos blocos, *Xiphinema americanum* em 94 % dos vinhedos e 78% dos blocos, *M. hapla* em 10% dos vinhedos e 7% dos blocos *Pratylenchus* spp. e *Paratylenchus* spp. em níveis populacionais elevados em 80% dos vinhedos (PINKERTON et al., 1999).

Em outras regiões do mundo, nematoides fitoparasitos tem sido associados ao declínio da videira. Sob este aspecto, espécies de *Meloidogyne* tem se destacado não apenas pela severidade dos danos causados, mas também por sua distribuição geográfica em áreas vinícolas (DI VITO, 2009). No Brasil, estudos realizados recentemente em áreas caracterizadas pela ocorrência do declínio no Rio Grande do Sul, elevadas populações de nematoides fitoparasitas foram encontradas, tais como espécies de *Mesocriconema* e *Meloidogyne* (GOMES et al., 2009). Apesar disso, estudos adicionais ainda devem ser conduzidos para dissecar o real papel destes vermes no estabelecimento do declínio da videira. Afinal, quais seriam as principais espécies em áreas brasileiras problemáticas? Atuariam eles como agentes predisponentes ou não da doença? Informações desta natureza certamente subsidiaria medidas eficientes de controle da doença.

Em vista da problemática acima mencionada, objetivou-se primariamente neste trabalho: (i) levantar a nematofauna associada a vinhedos com sintomas de declínio no estado de Santa Catarina (ii) caracterizar as espécies de fitonematoides filiadas aos gêneros *Meloidogyne* (bioquimicamente), *Mesocriconema* (morfológica e morfometricamente) e *Pratylenchus* (morfológica e morfometricamente) associadas a vinhedos e viveiros do Rio Grande do Sul e Santa Catarina.

2.2 Material e métodos

2.2.1 Levantamento de fitonematoides em vinhedos com sintomas de declínio no Rio Grande do Sul e Santa Catarina

No período compreendido entre dezembro e janeiro (2016 - 2017) foram realizadas coletas em viveiros e vinhedos com sintomas de declínio em Santa Catarina e Rio Grande do Sul. As amostras foram obtidas a partir de plantas sintomáticas, exibindo clara redução do crescimento, amarelecimento e necrose das folhas, escurecimento dos vasos do xilema, morte de ramos, tronco e/ou raiz (Figura 1). Plantas sintomáticas foram amostradas por que levantamentos prévios demonstraram maiores níveis populacionais de fitonematoides comparado as plantas saudas. A coleta foi realizada nos vinhedos coletando-se, no mínimo, 10 amostras simples por ha, aleatoriamente. Nos viveiros foram coletadas 10 amostras simples a cada grupo de 1000/porta-enxerto. As amostras de solo foram coletadas, com auxílio de trado/enxada, na região de abrangência das raízes em três (3) pontos na projeção da copa obtendo-se uma amostra composta de aproximadamente 1 kg de solo e 50 g de raízes (BARKER; NUSBAUM, 1971).

No Rio Grande do Sul foram amostrados 15 vinhedos (Tabela 1) comerciais em 5 municípios (Antônio Prado, Caxias do Sul, Flores da Cunha, Garibaldi, Nova Pádua) dos quais 13 foram identificadas e 4 amostras de um viveiro na localidade Estrela. Em Santa Catarina, foram coletadas amostras em (12) vinhedos localizados em três municípios (Pinheiro Preto, Tangará e Videira) (Tabela 1) e 10 amostras de viveiro localizado em São João do Sul.

As amostras de solo foram mantidas, em casa-de-vegetação ($25 \pm 5^{\circ}\text{C}$), com mudas de pessegueiro (*Prunus persica* L) para facilitar a reprodução dos nematoides anelados e as amostras de viveiros foram mantidas em tomate (*Solanum lycopersicum* L) para facilitar a reprodução dos nematoides das galhas e sorgo (*Sorghum bicolor* L.) para facilitar a reprodução dos nematoides das lesões radiculares. O processamento das amostras foi realizado no laboratório de Fitopatologia da Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS. Para obtenção dos exemplares, uma alíquota de 250 cm³ de solo de cada amostra foi processada utilizando-se o método de Jenkins (1964). Posteriormente, foram realizadas três contagens usando uma placa Petri quadricular contendo 5 ml de solução, determinando-se, posteriormente, estimativas do número de nematoides/250 cm³ de

solo. Em relação ao processamento das raízes, uma amostra de 10g, devidamente homogeneizada, foi processada conforme técnica de Hussey e Barker (1973), e a contagem realizada da mesma maneira dos espécimes extraídos do solo. Uma vez obtidos os espécimes, a identificação dos gêneros de fitonematoides foi realizada usando a chave de Mai e Mullin (1996). Posteriormente foi efetuada a caracterização de espécies de *Meloidogyne* (viveiros), *Pratylenchus* (viveiros) e *Mesocriconema* (viveiros e vinhedos).



Figura 1-Plantas com sintomas de declínio da videira em vinhedos (A e B) e viveiros (C e D) do Sul do Brasil (MENEZES-NETTO; DIVERS, 2017).

Tabela 1- Códigos de amostras coletadas em vinhedos com sintomas de declínio, respectivos porta-enxertos de *Vitis* spp, coordenadas geográficas, cidades e estados.

Código da Amostra	Porta-enxerto	Coodernadas geográficas	Cidade/Estado
1	Paulsen 1103	27°2'023352''S -51°8'6,00857''W	Videira/SC
2	Paulsen	27°2'0,23327''S - 51°8'5,04488''W	Videira/SC
3	Paulsen	27°2'0,22355''S - 51°8'5,49755''W	Videira/SC
4	Paulsen	27°2'1,17042''S - 51°8'7,37578''W	Videira/SC
5	VR043-43	Não identificado	Videira/SC
6	Pé- Franco	Não identificado	Videira/SC
7	VR043- 43	27°2'44,90797''S 51°14'8,73978'' W	Pinheiro Preto/SC
8	Commun	27°3'20,29774''S 51°14'2,59357''W	Pinheiro Preto/SC
9	Pé Franco	27°2'22,81697'' S 51°15'4,06429''W	Pinheiro Preto/SC
10	Paulsen	Não identificado	Tangará/SC
11	Paulsen	Não identificado	Tangará/SC
12	Paulsen	Não identificado	Tangará/SC
365	Comum	29°17'308''S 51° 14 255W	Caxias do Sul/RS
367	Paulsen	29° 14' 923''S 51° 14' 376''W	Caxias do Sul/RS
369	não identificado	29° 14' 477''S 51° 14' 363''W	Caxias do Sul/RS
376	Paulsen	29° 12' 102''S 51° 33' 16''W	Garibaldi/RS
377	não identificado	29° 12' 275''S 51° 38' 410''W	Garibaldi/RS
379	Paulsen	29° 14' 827''S 51° 38' 092''W	Garibaldi/RS

Código da Amostra	Porta enxerto	Coodernada	Cidade
378	P1103	29° 12' 94''S 51° 33' 64''W	Garibaldi/RS
380	não identificado	29° 14' 811''S 51° 38' 334''W	Garibaldi/RS
397	não identificado	29° 01' 863''S 51° 19' 881''W	Nova Pádua/RS
400	não identificado	28° 52' 673''S 51° 13' 971''W	Nova Pádua/RS
396	não identificado	29° 2' 199''S 51° 19' 781''W	Nova Pádua/RS
419	Pé franco	29° 04' 766''S 51° 15' 51''W	Flores da Cunha/RS
422	Paulsen	29° 04' 505''S 51° 14' 246''W	Flores da Cunha/RS

2.2.2 Caracterização e identificação de espécies de *Meloidogyne* (viveiros)

Para *Meloidogyne*, a caracterização específica foi realizada bioquimicamente pelos fenótipos de esterase (Est), os quais são indispensáveis na identificação de espécies (CARNEIRO; ALMEIDA, 2001). Para isto, fêmeas de coloração branco-leitoso, iniciando a fase de ovoposição, foram extraídas individualmente, transferidas para microtubos de extração e o extrato protéico resultante aplicado em poços de géis de poliacrilamida e submetido à eletroforese em sistema horizontal contínuo (80-120 volts), conforme Carneiro e Almeida (2001). Extrato protéico de *M. javanica* (Est J3) foi utilizado como padrão de comparação. Para cada fenótipo foi calculado a mobilidade relativa (*MR*) das bandas polimórficas de cada população em relação as bandas do padrão. Posteriormente, os fenótipos foram identificados por uma letra (inicial do nome de cada cultura onde o fenótipo foi encontrado pela primeira vez) e o número de bandas presente no gel (ESBENSHADE; TRIANTAPHYLLOU, 1985).

2.2.3 Caracterização e identificação de espécies de *Mesocriconema* (vinhedos e viveiros) e *Pratylenchus* (viveiros)

Para os gêneros *Pratylenchus* e *Mesocriconema*, os quais foram mensurados vivos, lâminas temporárias foram obtidas para observações morfológicas (ponta da cauda, forma do corpo, anéis labiais, margens dos anéis) e mensurações conforme chaves de Man (1880) e De Grisse (1964), de Handoo e Golden, (1989), respectivamente. Cabe ressaltar que a caracterização de *Pratylenchus* foi realizada apenas em viveiros, uma vez que apresentaram maiores densidades populacionais em levantamentos prévios. Para isso, espécimes de *Mesocriconema* (fêmeas) e *Pratylenchus* (fêmeas) obtidas de solo processado foram observadas para montagem de lâminas temporárias (TIHOHOD, 1993). As fotos de micrografias dos espécimes foram realizadas com as objetivas de 10X, 20X e 40X e objetivas de imersão 60X e 100X, sendo as mensurações das imagens realizadas com o auxílio do Software LAS Core.

Os parâmetros utilizados para realizar as medições de espécies de *Mesocriconema* foram:

- EST: Comprimento do estilete
- L: Comprimento total do corpo

- L': Distância da região anterior até o ânus
- D: Diâmetro máximo do corpo
- T: Comprimento da cauda
- V: Distância externa anterior a vulva: $L \times 100$
- V': Distância externa anterior a vulva: $L' \times 100$
- VL/VB: Distância entre a vulva e a extremidade posterior do corpo: largura do corpo ao nível da vulva
- RB: Largura de um anel do corpo
- RV: Número de anéis da vulva até a extremidade posterior do corpo
- RST: Número de anéis da extremidade anterior até os bulbos basais do estilete
- RVan: Número de anéis entre a vulva e o ano
- RAN: Número de anéis do ano até a extremidade posterior
- Rex: Número de anéis da extremidade anterior até o primeiro anel após o poro excretor
- R: Número de anéis total do corpo.

No caso de *Pratylenchus*, foram avaliados os seguintes parâmetros:

- Comprimento do corpo (L)
- Comprimento do estilete (EST)
- Distância anterior do corpo até a vulva
- Distância externa anterior a vulva em porcentagem (V%)
- Tipos de bulbos
- Número de anéis labiais

2.2.4 Análise estatística

Os dados morfométricos (quantitativos) foram submetidos a análise de componentes principais (ACP), utilizando-se para este fim uma matriz de correlação. Para espécies de *Mesocriconema*, primeiramente, uma ACP foi efetuada para selecionar o número de componentes principais (CP) capazes de reter a maior parte das informações (maior variância). Depois, uma segunda ACP foi realizada para obter os agrupamentos. Em relação a espécies de *Pratylenchus*, apenas as médias da populações foram utilizadas para efetuar comparações com dados obtidos na

literatura nematológica (ROMAN; HIRSCHMANN, 1969; GONZAGA, 2006; TORRES et al., 2004; SIQUEIRA, 2007; FLIS et al., 2018). As análises foram realizadas com auxílio do software R (versão 3.4.3). A ACP é uma técnica multivariada que permite não apenas acessar os caracteres de maior poder discriminante como também obter um panorama geral acerca da similaridade morfométrica sob os âmbitos inter e intra-específicos.

2.3 Resultados e discussão

Nas amostras coletadas no viveiro do Rio Grande do Sul observaram-se diversos gêneros de fitonematoides, cuja predominância foi de *Helicotylenchus*, seguida de *Mesocriconema*, *Tylenchus* (Bastian), *Hemicycliophora*, respectivamente. Nos vinhedos de Santa Catarina verificou-se a predominância de *Helicotylenchus*, seguido de *Mesocriconema*, *Xiphinema*, *Hemicycliophora* (de Man), *Tylenchus*, *Pratylenchus* e *Meloidogyne* (Tabela 2).

No que concernem as espécies de *Meloidogyne* caracterizadas no viveiro do Rio Grande do Sul e vinhedos de Santa Catarina, identificaram-se as espécies *M. arenaria* (Neal, 1889) Chitwood, 1949 (Est A2) (44,27%), *M. javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949 (Est J3 e J2) (35,11%), *M. incognita* (Kofold & White) Chitwood (Est I2) (12,21%), *M. luci* (Est L3) (6,87%) e *M. morocciensis* (Rammha & Hirshmann) (Est A3) (1,64%) (Figura 2).

Tabela 2- Frequencia e densidades populacionais de fitonematoides em viveiros e vinhedos no Sul do Brasil.

Generos	Frequência				Densidades ^a				Amplitude			
	RS		SC		RS		SC		RS		SC	
	Viveiro	Vinhedo ^b	Viveiro ^c	Vinhedo	Viveiro	Vinhedo	Viveiro	Vinhedo	Viveiro	Vinhedo	Viveiro	Vinhedo
<i>Pratylenchus</i>		1,72	31,23	16,6		28	452,8	1		0 - 140	340 - 1550	0 - 10
<i>Helicotylenchus</i>	100	87,93	11,32	100	210	112	164,12	161	10 - 547	0 - 1133	290 - 700	5 - 467
<i>Mesocriconema</i>	50	82,93	25,61	83	6	109	371,32	63	3 - 23	0 - 838	360 - 1400	0 - 450
<i>Tylenchus</i>	50	3,44	8,27	91	32	18	119,92	48	0 - 77	0 - 68	290 - 700	0 - 110
<i>Xiphinema</i>		29,31		83		22		59		0 - 118		0 - 90
<i>Hemicycliophora</i>	25	63,8	1,34	87	0,75	96	19,48	88	0 - 3	0 - 1093	290 - 700	0 - 660
<i>Meloidogyne</i>		43,1	13,92	16,6		60	201,84	3		0 - 960	0 - 1120	0 - 31
<i>Dorilaimus</i>		8,26				34				0 - 178		
<i>Paratrichodorus</i>		6,9	2,19			74	31,8			0 - 378	290 - 700	
<i>Hoplolaimus</i>		1,72				5				0 - 26		

^a Número médio de nematoides por 250 cm³ de solo

^b Datos coletados em levantamentos anteriores (Gomes et al., 2009)

^c Datos coletados em levantamentos anteriores (Keb et al., 2016)

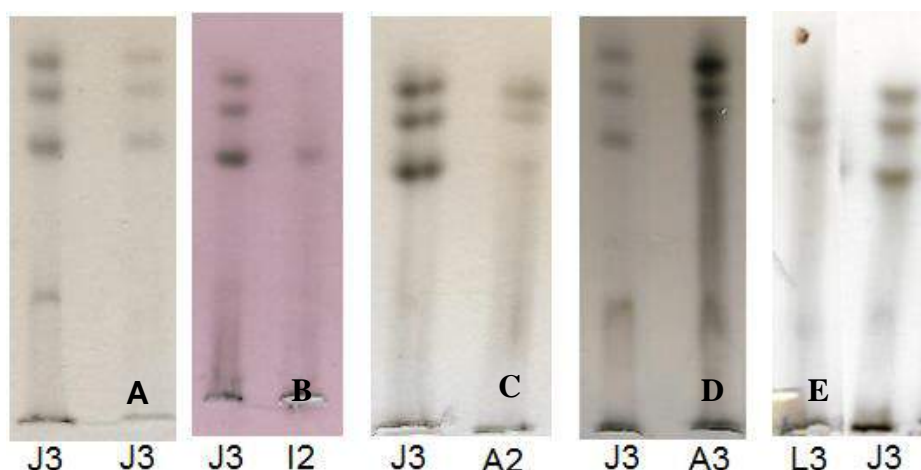


Figura 2 - Fenótipos de esterase (Est) de espécies de *Meloidogyne* caracterizadas em vinhedos e viveiros nos estados de Santa Catarina e Rio Grande do Sul. A) *M. javanica* B) *M. incognita*, C) *M. arenaria* D) *M. morocciensis* E) *M. luci*.

Tabela 3- Espécies de *Meloidogyne*, fenótipos isoenzimáticos de esterase (Est) e suas respectivas percentagens de ocorrência em amostras provenientes de viveiros de videira no Rio Grande do Sul.

Código da Amostra	Copa/ Porta enxerto	Espécies de <i>Meloidogyne</i>	Fenótipos de Esterase	Ocorrência na amostra (%)
		<i>M. javanica</i>	J3	17,65
	Riesling Italiceo 811/ Paulsen	<i>M. arenaria</i>	A2	70,59
563		<i>M. morocciensis</i>	A3	11,76
560	Pinonoir/Paulsen	<i>M. arenaria</i>	A2	100,00
	Chardonay/Paulsen	<i>M. javanica</i>	J3	77,78
564		<i>M. arenaria</i>	A2	22,22
	Não identificado	<i>M. javanica</i>	J3	6,25
567		<i>M. arenaria</i>	A2	93,75
	Cabernet			
565	Savignon/SO4	<i>M. javanica</i>	J3	100,00
558	Magna/110	<i>M. arenaria</i>	A2	100,00
	Ancalata/R99	<i>M. javanica</i>	J3	44,44
566		<i>M. incognita</i>	I2	55,56

Código da Amostra	Copa/ Porta enxerto	Espécies de <i>Meloidogyne</i>	Fenótipos de Esterase	Ocorrência na amostra (%)
561	Bordo/Palsen	<i>M. incognita</i>	I2	40,00
		<i>M. luci.</i>	L3	60,00

Com relação às espécies de *Pratylenchus* (Tabela 4 e 5) detectadas no viveiro de São João do Sul, SC, identificaram-se a partir de características morfológicas duas espécies: *P. brachyurus* (Godfrey) Filipjev e Schuurmans Stekhoven (62%) e *P. zaeae* Graham, 1951 (38%) (Figura 3).

Tabela 4 - Características morfométricas das espécies de *Pratylenchus* identificadas em viveiro de videira proveniente de São João do Sul no estado de Santa Catarina.

<i>P. brachyurus</i>				
Variáveis	Média/Amplitude	Desvio Padrão	Erro Padrão	CV (%)
L	422,40 (317,0 - 506,6)	38,31	3,44	9,07
EST	14,1 (10,0 - 15,9)	1,01	0,09	7,16
T	33,8 (20,5 - 42,2)	3,23	0,29	9,56
V	85,1 (78,4 - 89,6)	2,07	0,19	2,44
<i>P. zaeae</i>				
L	372,3 (298,9- 472,8)	31,39	4,51	10,56
EST	11,7 (9,4- 15,5)	0,89	0,10	7,62
T	40,2 (30,2 - 44,9)	3,99	0,46	9,92
V	71,8 (65,3 - 76,8)	2,26	0,26	3,18

Os resultados das análises multivariadas para espécies do gênero *Pratylenchus* alinharam-se razoavelmente àqueles observados individualmente obtidos *a priori*. Os dois primeiros CPs explicaram 86,79 % da variância. O CP1 foi positivo para duas características (estilete e número de anéis), enquanto CP2 foi positivo para outras duas características (anéis e tamanho da cauda). Como mostrado pelo dendograma (Figura 4) também se pode visualizar a formação de três

agregados. Os espécimes identificados como *P. zae* ficaram todos no mesmo grupo e juntamente com outros isolados descritos na literatura, confirmando seu diagnóstico específico. Em relação a *P. brachyurus*, todavia, apesar de agruparem todos no mesmo grupo, ficaram separados de medidas descritas na literatura. Sob este aspecto, o menor tamanho do estilete encontrados neste estudo foi determinante para este resultado.

Tabela 5- Frequência de ocorrência de *P. brachyurus* e *P. zae* associadas ao viveiro de São João do Sul, Santa Catarina.

Código da População	Copa/Porta enxerto	<i>P. brachyurus</i> (%)	<i>P. zae</i> (%)
Riesling Itálico 811/			
A1	Paulsen	35	65
A2	Pinonoir/Paulsen	100	0
A3	Chardonnay/Paulsen	10	90
A4	Chardonnay/111-14	100	0
A5	Chardonnay/3309	100	0
Cabernet			
A6	Savignon/SO4	65	35
A7	Magna/110	85	15
A8	Niagara/111-14	25	75
A9	Ancalata/R99	30	70
A10	Bordo/Paulsen	65	35

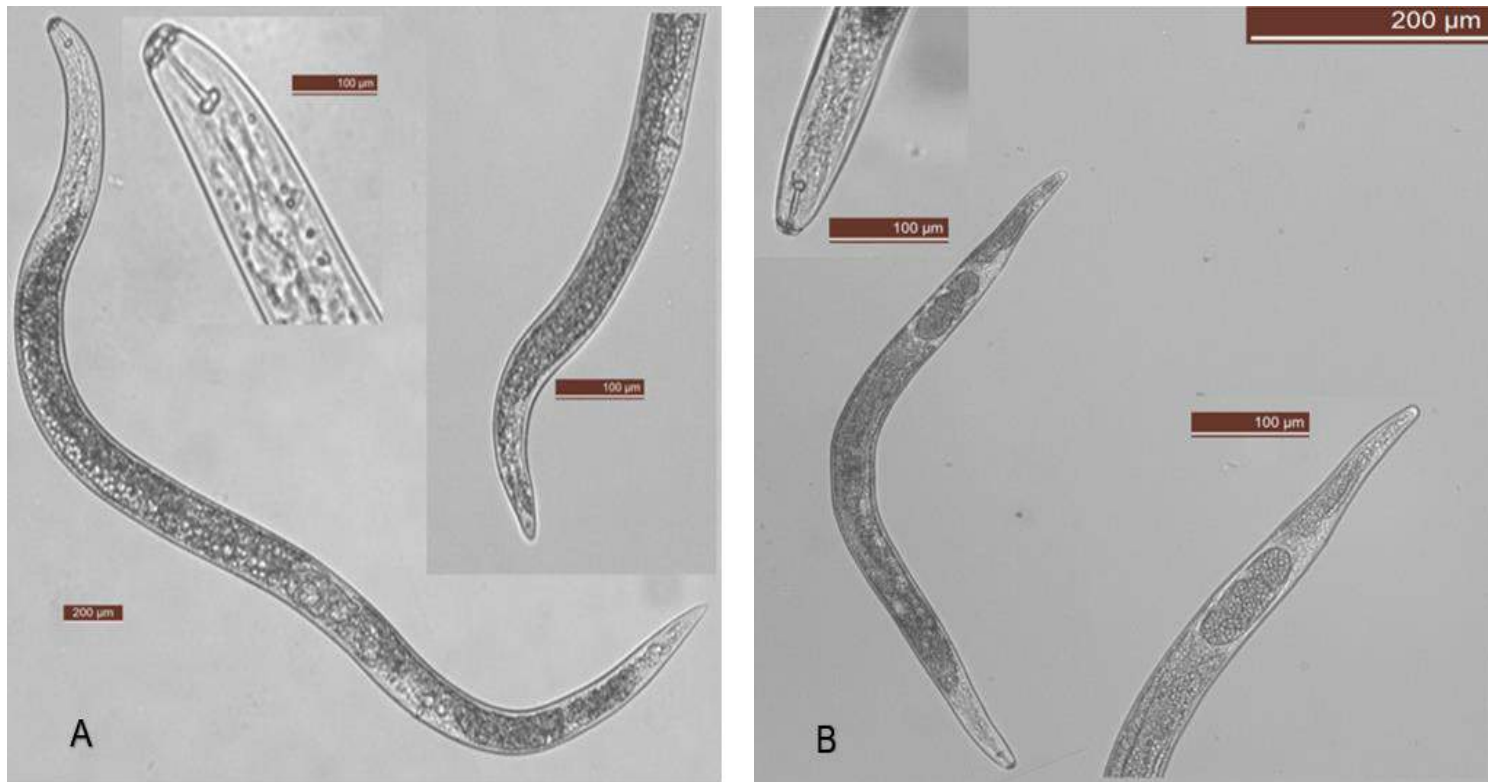


Figura 3 – Características morfológicas de fêmeas de *P. zeae* (A) e *P. brachyurus* (B) encontrados em viveiros de videira de São João do Sul, SC.

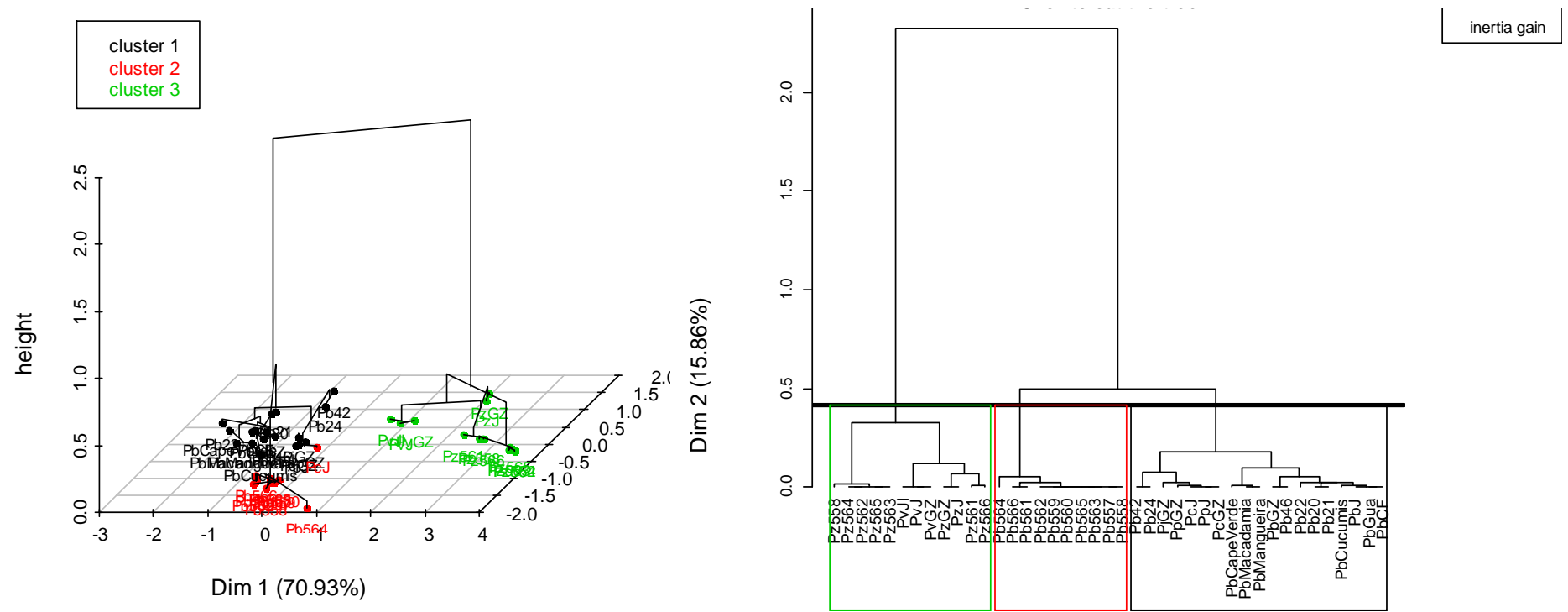


Figura 4- Scatterplot e dendrograma obtidos a partir de dados morfométricos de fêmeas de *Pratylenchus* submetidos à análise de componentes principais. Indivíduos de *P. zeae* (Pz), *P. brachyurus* (Pb), *P. coffeae* (Pc), *P. vulnus* (Pv), *P. penetrans* (Pp). Indivíduos deste estudo: Pb (559-565) e Pz (558-566).

Nas amostras dos vinhedos no Rio Grande do Sul foram caracterizadas 5 espécies de *Mesocriconema*, a saber: *M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum*, *M. rusticum* e *M. sphaerocephala*. Foram caracterizados, no total, 158 indivíduos de *M. xenoplax*, 26 de *Mesocriconema* spp. 07, 12 de *M. curvatum*, 11 de *M. rusticum* e 2 de *M. sphaerocephala* (Tabela 6). Quatro unidades taxonômicas não foram identificadas neste estudo (*Mesocriconema* spp 01, *Mesocriconema* spp 02, *Mesocriconema* spp 03 e *Mesocriconema* spp 04). Em todas as amostras houve mistura de espécies de *Mesocriconema*, embora *M. xenoplax* tenha sido o mais abundante na maioria das amostras.

No viveiro do São João do Sul, espécies de *Mesocriconema* foram caracterizadas na amostra A9 (Ancalata/S04). As espécies identificadas foram *M. ornatum* (95%) e *M. xenoplax* (5%) (Figura 6 B). Nos vinhedos de Santa Catarina foram identificadas 4 espécies de *Mesocriconema* (*M. xenoplax*, *Mesocriconema* spp 07, *M. curvatum*, *M. rusticum*). Dois táxons, *Mesocriconema* spp 05 e *Mesocriconema* spp 06, não foram identificados (Figura 4). Uma das amostras de porta-enxerto comum apresentou população pura de *M. xenoplax*.

A identificação morfológica das espécies sob microscópio estereoscópico não permitiu observar estruturas de maneira detalhada. Algumas estruturas (forma da cauda, ponta da caudae margens) apresentaram menor grau de dificuldade de observação; e outros (anéis labias) foram de observação mais difícil. Com respeito a morfometria, o software utilizado ajudou na obtenção das mensurações. De forma geral, as observações alinharam-se aos trabalhos de Raski (1952), Cordero et al (2012), Brzeski (2002a), Sperandio (1992) e Chaves (1983).

A espécie *M. ornatum* possui estilete robusto, a cauda cônica, a ponta é arredondada e um pouco truncada com o último anel dobrado. A vulva é aberta e os bulbos do estilete em forma côncava ou de âncora (BRZESKI et al., 2002a; CHAVES, 1983; CORDERO et al., 2012; RASKI, 1952). Segundo Taylor (1936 *apud* Raski, 1952), *M. mutabile* possui lábios arredondados, o primeiro anel nem sempre definido, sendo o segundo ligeiramente maior do que o primeiro (CHAVES, 1983; RASKI, 1952). A espécie *M. curvatum* é caracterizada pelo anel do corpo com margens lisas, a cauda cônica com a ponta arredondada, os lóbulos óbvios, arredondados, o estilete é robusto, a vulva aberta é reta, as margens dos anéis crenadas. O corpo é geralmente curvo após fixação a fêmea é monodélfica prodélfica (CHAVES, 1983; CORDERO et al., 2012; RASKI, 1952). A espécie *M.*

rusticum apresenta lóbulos submediano arredondado e pequeno, muito similar a *M. vadense* (BRZESKI et al., 2002a; CORDERO et al., 2012). A espécie *M. sphaerocephala* possui anéis retorsados, margem finas em crenação, vulva aberta e a cauda cônica arredondada. *M. sphaerocephala* é caracterizada pelo pequeno tamanho do corpo (CORDERO et al., 2012; DE GRISSE, 1965; SPERANDIO, 1992). *M. xenoplax* possui margens anulares do corpo lisas, lóbulos irregulares e submedianos grandes e projetados anteriormente, o primeiro anel cefálico elevado e recuado, a vulva é sigmoideal (CHAVES, 1983; CORDERO et al., 2012; DE GRISSE, 1965; SPERANDIO, 1992).

Os resultados das análises de indivíduos alinham-se razoavelmente àqueles observados individualmente. A porcentagem de variância explicada pelos dois primeiros componentes principais de cerca de 69,43%. O CP1 foi positivo para seis características (R, A, VB, EST, L e L'); CP2 foi positivo para dez características (R, A, VB, EST, ESO, VL, C, V', L e L'). Como mostrado pelo biplot e scatterplot (Figura 5) também pode-se visualizar grande variação morfométrica, caracterizada pela formação de seis agregados.

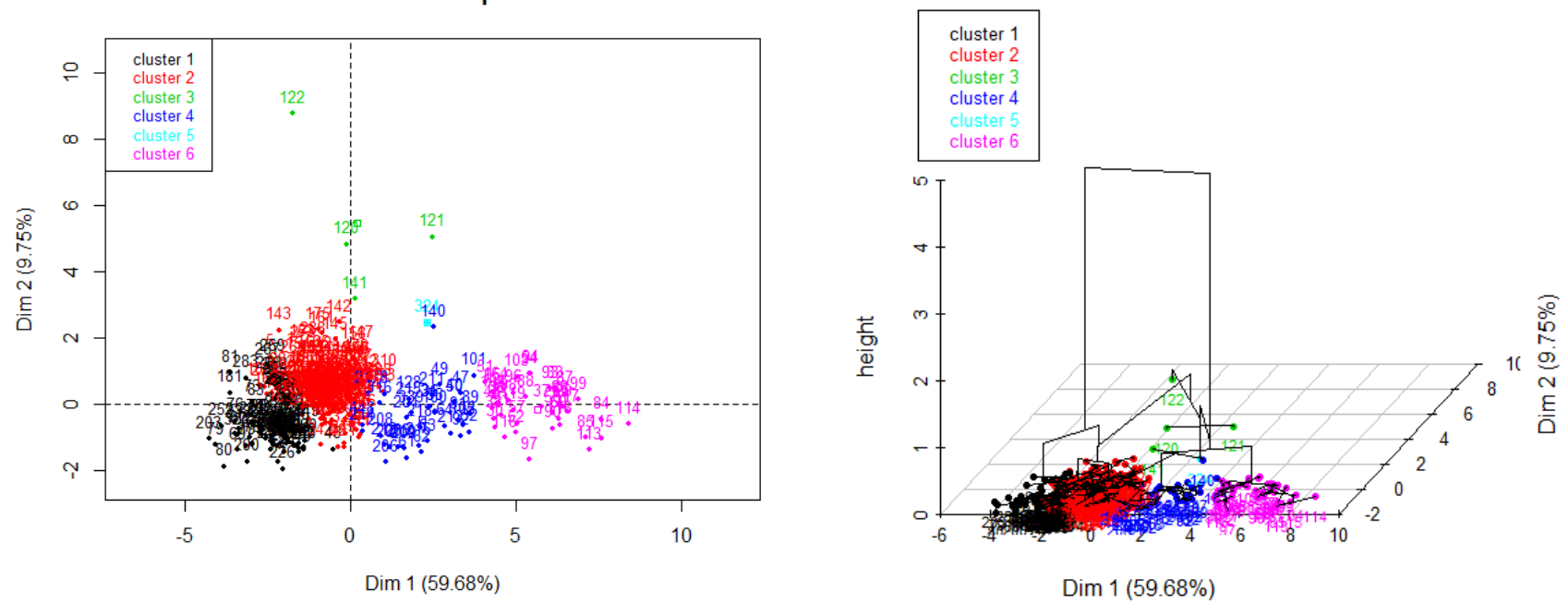


Figura 5 – Biplot e Scatterplot obtidos a partir de dados morfométricos de fêmeas de *Mesocriconema* submetidos à análise de componentes principais.

Tabela 6 - Ocorrência das espécies de *Mesocriconema* nos vinhedos e viveiros do Sul do Brasil.

Espécies de <i>Mesocriconema</i>	Estados da Federação			
	Rio Grande do Sul		Santa Catarina	
	Total	%	Total	%
<i>M. xenoplax</i>	158	67,23	77	58,78
<i>Mesocriconema</i> spp. 07*	26	11,06	12	9,16
<i>M. curvatum</i>	12	5,11	7	5,34
<i>M. ornatum</i>			19	14,50
<i>Mesocriconema</i> spp. 01 *	13	5,53	-	-
<i>M. rusticum</i>	11	4,68	9	6,87
<i>Mesocriconema</i> spp. 02*	1	0,43	-	-
<i>M. sphaerocephala</i>	2	0,85	-	-
<i>Mesocriconema</i> spp. 03*	6	2,55	-	-
<i>Mesocriconema</i> spp. 04 *	6	2,55	-	-
<i>Mesocriconema</i> spp. 05*			6	4,58
<i>Mesocriconema</i> spp. 06*			1	0,76
Total	235		131	

*Populações de *Mesocriconema* não identificadas a nível específico.

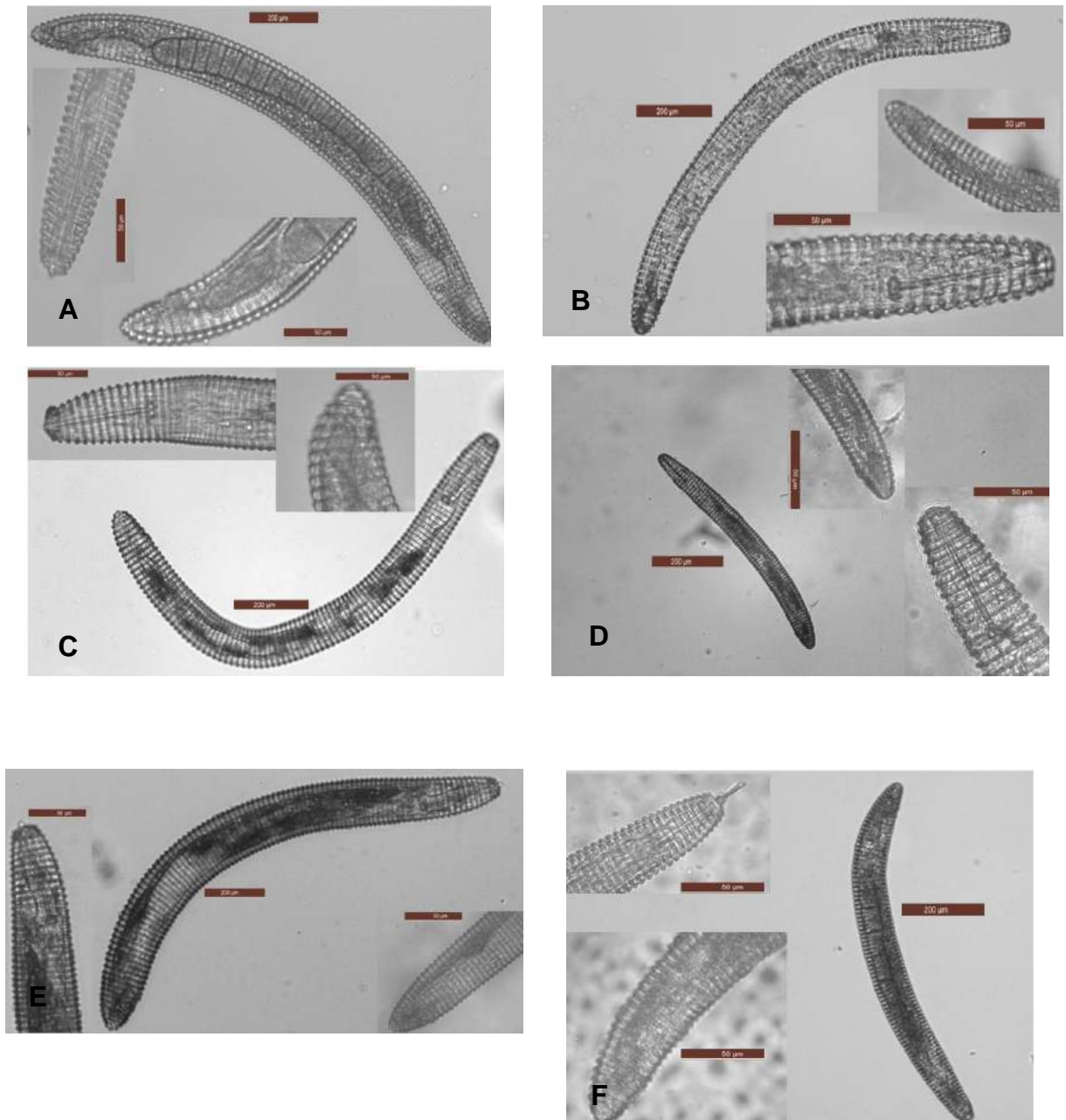


Figura 6 - Características morfológicas observadas para espécies de *Mesocriconema* em vinhedos e viveiros no Sul do Brasil. A) *M. xenoplax* B) *M. ornatum* C) *M. rusticum* D) *M. sphaerocephalla* E) *M. curvatum* e F) *Mesocriconema* spp. 07.

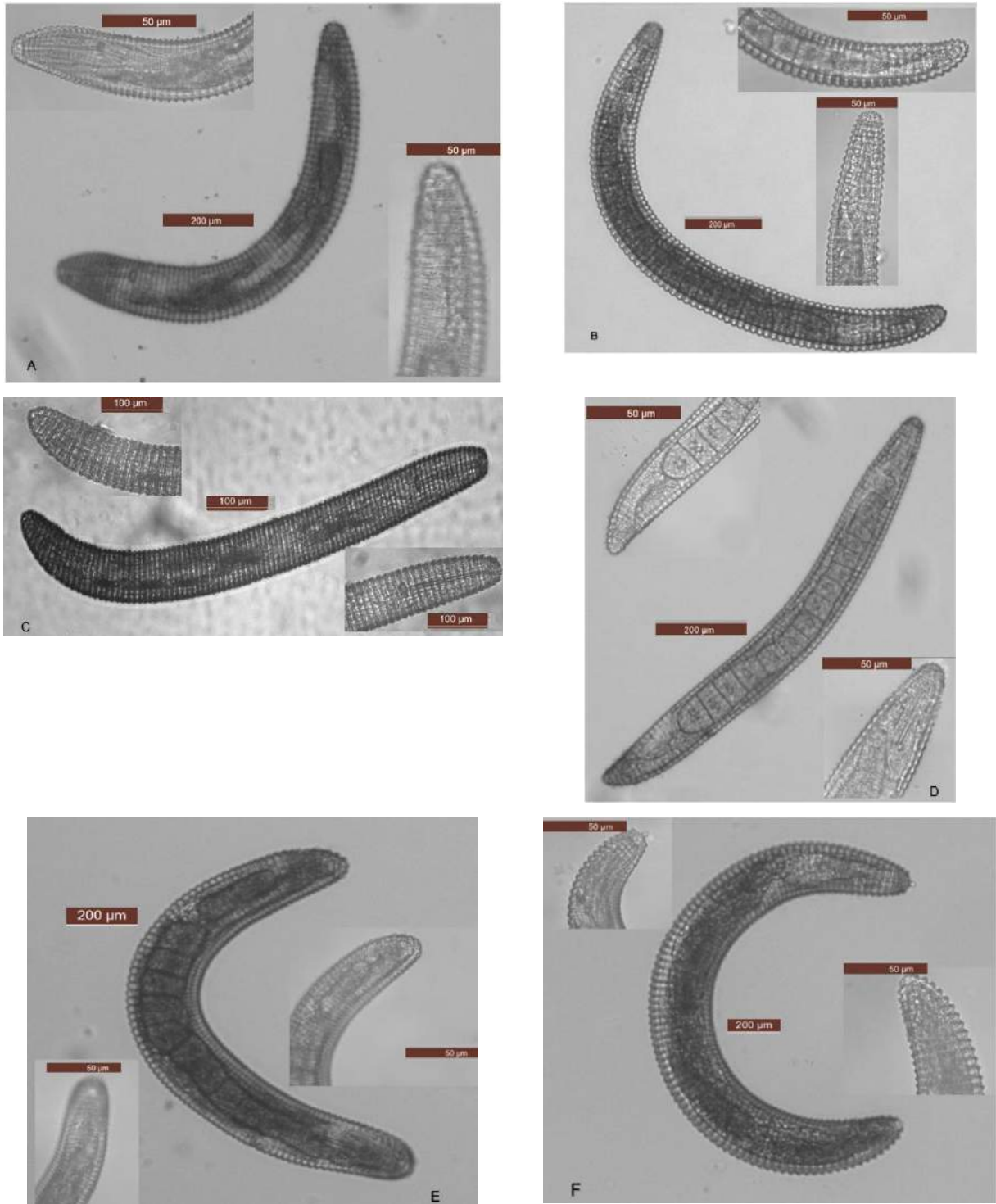


Figura 7 - Características morfológicas observadas para espécies atípicas de *Mesocriconema* em vinhedos no Sul do Brasil. A) *Mesocriconema* spp 01 B) *Mesocriconema* spp 02 C) *Mesocriconema* spp 03 D) *Mesocriconema* spp 04 E) *Mesocriconema* spp 05 F) *Mesocriconema* spp 06

Tabela 7- Características morfométricas de espécies de *Mesocriconema* identificados em vinhedos e viveiros no Sul do Brasil.

Variáveis	Espécies de <i>Mesocriconema</i>				
	<i>M. xenoplax</i> n=158	<i>M. curvatum</i> n=12	<i>M. rusticum</i> n=11	<i>M. sphaerocephala</i> n=2	<i>M. ornatum</i> n=19
Linear (µm)					
EST	74,97 (52,48-110,18)	59,77 (50,72-67,20)	57,94 (52,57-61,60)	48,66 (47,51-49,80)	42,63 (39,72-44,55)
L	527,24 (332,79-789,95)	365,62 (307,53-400,75)	383,10 (357,46-396,50)	276,49 (258,02-294,96)	393,01 (323,65-423,10)
L'	511,04 (436,9-789,95)	355,39 (284,20-393,92)	371,75 (342,43-390,15)	261,64 (237,38-285,89)	381,80 (314,80-414,78)
D	49,15 (30,48-84,69)	39,37 (32,95-47,24)	65,62 (32,73-34,54)	27,82 (25,48-30,16)	31,89 (28,29-35,67)
ESO	65,64 (41,40-100,73)	48,77 (40,38-54,62)	49,83 (41,99-58,79)	49,64 (47,26-52,02)	55,38 (47,34-65,41)
T	25,54 (10,59-44,32)	22,05 (19,89-24,49)	20,64 (17,28-25,58)	15,24 (11,33-19,14)	18,38 (15,29-21,02)
V'	97,13 (87,21-99,44)	96,77 (92,96-99,36)	97,02 (94,50-99,00)	97,62 (96,81-98,43)	96,39 (94,24-98,83)

	<i>M. xenoplax</i>	<i>M. curvatum</i>	<i>M. rusticum</i>	<i>M. sphaerocephala</i>	<i>M. ornatum</i>
Variáveis	n=158	n=12	n=11	n=2	n=19
Linear (µm)					
VL	36,58 (20,22-60,24)	28,73 (25,31-32,41)	28,12 (23,13-36,26)	22,81 (22,14-23,47)	26,90 (22,88-32,55)
VB	35,06 (24,30-55,34)	28,11 (24,31-34,07)	26,80 (22,27-31,31)	22,22 (21,89-22,55)	23,66 (21,29-25,85)
V	94,35 (87,21-98,15)	94,36 (91,82-96,41)	94,45 (92,77-96,21)	92,20 (90,56-93,83)	93,64 (91,68-96,04)
R	94,88 (75,00-113,00)	97,25 (79,00-118,00)	99,00 (89,00-105,00)	77,00 (76,00-78,00)	80,37 (77,00-90,00)
RB	5,63 (4,19-8,90)	4,95 (4,29-5,45)	5,29 (4,91-5,82)	4,66 (4,11-5,21)	5,34 (4,77-5,91)
RST	13,95 (6,00-19,00)	15,25 (13,00-19,00)	14,18 (12,00-16,00)	13,00 (13,00-13,00)	11,05 (9,00-13,00)
RV	7,11 (6,00-9,00)	7,17 (7,00-8,00)	7,18 (7,00-8,00)	7,00 (7,00-7,00)	7,05 (6,00-8,00)

	<i>M. xenoplax</i>	<i>M. curvatum</i>	<i>M. rusticum</i>	<i>M. sphaerocephala</i>	<i>M. ornatum</i>
Variáveis	n=158	n=12	n=11	n=2	n=19
Linear (µm)					
Ran	5,08 (4,00-7,00)	5,17 (5,00-6,00)	4,82 (2,00-6,00)	5,00 (5,00-5,00)	5,05 (4,00-6,00)
Rvan	2,05 (2,00-3,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,35 (2,00-3,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	28,08 (25,00-32)	28,42 (27,00-30,00)	28,27 (26,00-31,00)	27,50 (27,00-28,00)	25,28 (24,00-27,00)
A	10,84 (7,10-13,99)	9,37 (7,88-11,52)	10,31 (9,25-11,33)	9,95 (9,78-10,13)	12,33 (10,40-13,17)
B	15,99 (5,27-93,75)	7,55 (6,28-9,28)	7,78 (6,08-9,44)	5,56 (5,46-5,67)	7,12 (6,21-8,01)
C	21,02 (14,42-45,47)	16,63 (14,74-19,77)	18,83 (14,68-22,50)	19,09 (15,41-22,77)	21,51 (18,16-25,87)
V	94,35 (87,21-98,15)	94,36 (91,82-96,41)	94,45 (92,77-96,21)	92,20 (90,56-93,83)	93,64 (91,68-96,04)
VL/VB	1,06 (0,70-1,52)	1,06 (0,90-1,32)	1,05 (0,89-1,21)	1,03 (0,98-1,07)	1,14 (1,01-1,32)

n=número de indivíduos mensurados. Todas as medidas estão em µm: média±desvio padrão e amplitude em parênteses.

Tabela 8 - Características morfométricas de espécies de *Mesocriconema* não identificados em vinhedos no Sul do Brasil.

Variáveis	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.
	01 n=13	02 n=1	03 n=6	04 n=6	07 n=26
Linear (μm)					
EST	52,58 (44,86-65,12)	21,82	64,19 (54,56-91,62)	47,07 (42,64-49,15)	56,73 (46,46-71,34)
L	354,72 (291,77-462,44)	403,24	401,96 (339,40-588,22)	358,67 (331,39-408,89)	328,13 (241,12-442,84)
L'	338,33 (268,58-450,88)	398,88	383,28 (324,59-584,29)	351,43 (322,94-404,71)	310,96 (233,13-403,16)
D	35,00 (29,64-42,27)	33,55	39,99 (32,55-54,50)	33,21 (28,30-38,42)	33,93 (25,48-42,41)
ESO	46,18 (41,72-52,19)	56,22	50,41 (43,57-64,14)	51,32 (45,23-55,27)	47,54 (40,24-57,44)
T	20,41 (14,88-27,41)	20,17	22,22 (13,73-30,20)	21,54 (17,62-32,47)	19,74 (11,33-25,43)

	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.
Variáveis	01	02	03	04	07
	n=13	n=1	n=6	n=6	n=26
Linear (µm)					
V'	98,01 (95,50-98,99)	97,19	98,17 (96,41-99,02)	95,62 (94,41-96,29)	97,48 (91,83-99,24)
VL	26,49 (22,71-30,13)	26,32	30,88 (24,11-45,95)	26,33 (24,11-28,86)	27,47 (22,14-48,48)
VB	25,09 (20,27-28,20)	23,12	30,10 (23,72-47,43)	24,08 (21,46-26,54)	25,75 (21,32-30,47)
V	93,46 (86,15-96,74)	97,19	93,31 (84,48-98,01)	93,67 (92,29-94,78)	97,48 (91,83-99,24)
R	91,54 (80,00-115,00)	87,00	96,50 (86,00-105,00)	85,83 (77,00-99,00)	93,72 (75,00-112,00)
RB	5,25 (4,38-5,99)	5,04	5,59 (4,65-7,78)	5,10 (4,04-5,54)	5,20 (4,11-5,82)
RST	13,69 (12,00-18,00)	13,00	15,67 (14,00-18,00)	13,33 (12,00-14,00)	15,04 (11,00-18,00)
RV	7,31 (7,00-8,00)	7,00	7,00 (7,00-7,00)	7,00 (7,00-7,00)	7,32 (7,00-8,00)

	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.	<i>Mesocriconema</i> spp.
Variáveis	01	02	03	04	07
	n=13	n=1	n=6	n=6	n=26
Linear (µm)					
Ran	5,15 (5,00-6,00)	5,00	4,83 (4,00-5,00)	5,00 (5,00-5,00)	5,12 (4,00-6,00)
Rvan	2,15 (2,00-3,00)	2,00	2,17 (2,00-3,00)	2,17 (2,00-3,00)	2,68 (2,00-4,00)
Rex	27,85 (25,00-30,00)	26,00	30,00 (28,00-32,00)	28,00 (27,00-29,00)	29,56 (27,00-32,00)
A	10,14 (8,31-12,76)	12,02	10,04 (8,55-11,12)	10,88 (9,47-12,59)	9,69 (6,99-12,06)
B	7,70 (5,95-9,50)	7,17	7,91 (6,98-9,17)	7,01 (6,38-7,56)	12,77 (5,46-45,10)
C	17,60 (12,72-21,80)	19,99	18,69 (15,46-28,45)	17,15 (12,59-18,81)	17,06 (12,47-26,60)
V	93,46 (86,15-96,74)	97,19	93,31 (84,48-98,01)	93,67 (92,29-94,78)	92,54 (85,84-96,42)
VL/VB	1,20 (0,97-1,62)	1,14	1,03 (0,97-1,11)	1,10 (1,03-1,25)	1,07 (0,95-1,79)

n=número de indivíduos mensurados. Todas as medidas estão em µm: média±desvio padrão e amplitude em parênteses.

Na cultura da videira, os nematoides são considerados fatores limitantes de produtividade, as perdas anuais estimadas em 12% (GOMES et al., 2013). Investigações conduzidas no leste de Washington e Idaho (EUA) para determinar os fitonematoides associados a vinhedos detectaram maior frequência de *M. hapla*, *Paratylenchus* spp. e *Xiphinema* spp. A frequência de ocorrência desses nematoides parasitas foi consistentemente maior em Idaho em relação ao leste de Washington, com exceção de *M. hapla*, que teve uma frequência similar de ocorrência em ambos os estados (ZASADA et al., 2012).

Nas décadas 1980 e 1990 foram observadas reduções consideráveis em áreas plantadas em Santa Catarina, nas quais foram atribuídas ao declínio da videira (EPAGRI, 2001). O declínio da videira nos vinhedos do Sul do Brasil tem sido motivo de grande preocupação aos vitivinicultores (GOMES et al., 2014). Segundo Menezes-Netto et al., (2016), o declínio e morte da videira apresenta um dos problemas mais graves da vitivinicultura em áreas do Brasil, sendo responsável pela eliminação de vários vinhedos e também pela redução significativo do seu ciclo produtivo e de sua produtividade. A intensidade da doença é maior em solos argilosos e em área de replantios (DALBÓ et al., 2007). Ao redor do mundo o declínio da videira está associado a várias espécies de fitonematoides, tais com o *Meloidogyne* spp., *Xiphinema* spp., *Pratylenchus* spp., *T. semipenetrans*, *Mesocriconema* spp., *Paratylenchus* spp., *Paratrichodorus* spp. e *Trichodorus* spp. (HOWLAND et al., 2014; LORDELLO; LORDELLO, 2003).

O gênero *Meloidogyne* é considerado como o fitopatógeno economicamente mais importante na videira. As espécies consideradas mais danosas ao nível mundial são: *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. incognita* e, ocasionalmente *M. hapla*, os quais foram detectados neste trabalho. Essas espécies já foram registradas no Brasil além de *M. morocciensis*. Cabe ressaltar que *M. incognita*, *M. javanica* e *M. arenaria* são os mais frequentes na cultura da videira. Os relatos de nematoides das galhas associados a videira no Sul do Brasil são localizados principalmente na Serra Gaúcha (GOMES et al., 2009; SOMAVILLA, 2010).

Trabalhos feitos sobre levantamento e caracterização de nematofauna em Santa Catarina são escassos. Somavilla (2010) realizou um levantamento, caracterização do nematoides das galhas e estudos da resistência a *Meloidogyne* spp, encontrando, no Rio Grande do Sul, *M. javanica*, *M. arenaria*, *M. incognita*, *M. morocciensis*; em Santa Catarina foi encontrada apenas *M. javanica*. A espécie *M.*

luci, caracterizada nesse trabalho, não foi detectada em videira anteriormente. Esse é o primeiro registro formal de *M. luci* parasitando videira no Brasil. Esse patógeno já foi relatado no Paraná associado a feijoeiro e outras culturas (MACHADO et al., 2016). O único levantamento de nematofauna da videira na Santa Catarina foi realizado a identificação ao nível de gênero apenas, sendo os principais fitonematoides encontrados *Helicotylenchus* spp., *Ditylenchus* spp. (Filipjev), *Mesocriconema* spp. e *Xiphinema* spp. (CRESTANI, 2015)

Diversas espécies de *Mesocriconema* foram descritas desde a publicação das chaves de Raski e Golden (1965), Andrassy (1965) e Tarjan (1966). Contudo, outros foram sinonimizados ou colocados dentro de espécies chamadas *inquirendae*, uma espécie de identidade duvidosa que requer investigações adicionais. A chave para a identificação de espécie proposto por Michel (1970) utiliza essencialmente a forma da região anterior, a presença ou ausência de lóbulos submedianos a ornamentação dos anéis do corpo.

Segundo Taylor (1936 *apud* Raski, 1952) *M. mutabile* (Taylor, 1936) é intimamente relacionada com *M. rusticum*, sendo diferenciado pela forma da cauda, localização da vulva e anéis da região anterior. A posição da vulva pode ser considerada parâmetro válido para diferenciar estas duas espécies, apesar de não ser útil para diferenciá-la de *M. xenoplax*, uma vez que a posição da vulva é muito variável. Uma forma mais segura para diferenciar *M. mutabile* de *M. xenoplax* e *M. rusticum* é por meio do primeiro anel (RASKI, 1952).

A espécie *M. curvatum* é muito semelhante a *M. xenoplax* e *M. ornatum*, diferindo pelo menor tamanho do corpo e do estilete. *M. curvatum* e *M. vadense* são muito similares e difíceis de serem diferenciados morfologicamente. Para diferenciação é preciso observar a forma, o comprimento da cauda e a forma e orientação do lóbulo submediano (CORDERO et al., 2012; RASKI, 1952). A espécie mais relacionada a *M. sphaerocephala* é *M. sphaeroceloides* (De Grisse, 1967) Loof e De Grisse, 1989, apresentando diferença evidente em lóbulos submedianos. *M. xenoplax* e *M. rusticum* se diferem pelo comprimento do estilete e a forma da região anterior e acauda. Além disso, diferencia-se das outras espécies pelo seu elevado disco labial e o primeiro anel cefálico recuado, projetado na parte anterior (CORDERO et al., 2012).

Segundo Raski (1952) a identificação de espécie tem sido complicada por causa de alguns táxons intimamente relacionados com *M. mutabile* e *M. rusticum*.

Para a caracterização de Criconematídeos é importante basear-se sobre alguns parâmetros como: número total de anéis no corpo, comprimento do estilete, forma da cauda, número de anéis entre a vulva e o terminal e características entre os anéis labiais. Geralmente, a visualização da região labial é difícil. O número de anéis entre a vulva e a parte terminal varia muito de uma espécie a outra. A posição da vulva em *M. xenoplax* é muito variada. As espécies *M. mutabile* e *M. rusticum* são muito próximas; para diferenciá-las é necessário observar a posição da vulva segundo Taylor (1936 *apud* Raski, 1952). De todas as espécies caracterizadas, *M. rusticum*, não foi encontrada na lista de distribuição geográfica de nematoides no Brasil disponibilizado pela Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia.

2.4 Conclusões

Diferentes fitonematoides ocorrem em vinhedos em declínio do estado Rio Grande do Sul e de Santa Catarina (*Mesocriconema*, *Helicotylenchus*, *Hemicycliophora*, *Meloidogyne*, *Dorylaimus*, *Xiphinema*, *Paratrichodorus*, *Tylenchus*, *Pratylenchus* e *Hoplolaimus*).

Diferentes espécies de *Mesocriconema* estão associados a cultura da videira no Sul do Brasil, tais como *M. xenoplax*, *M. mutabile*, *M. curvatum*, *M. rusticum* e *M. ornatum* *M. sphaerocephala*. Em todas as amostras do RS ocorreram mistura de espécies, mas *M. xenoplax* pontificou-se pela maior porcentagem de ocorrência. Uma amostra pura de *M. xenoplax* de porta enxerto comum foi caracterizada em SC.

Nos viveiros, espécies de *Pratylenchus* e *Meloidogyne* foram frequentes. Para *Meloidogyne*, foram encontradas cinco espécies (*M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. morocciensis* e *M. luci*). Para *Pratylenchus*, foram encontradas apenas duas espécies, *P. brachyrurus* e *P. zaeae*.

3 - CAPÍTULO II RESISTÊNCIA GENÉTICA DE PORTA-ENXERTOS E CULTIVARES DE VIDEIRA A *Mesocriconema xenoplax* (NEMATODA: CRICONEMATIDAE)

3.1 Introdução

Os fitonematoides representam um grupo de patógenos de grande importância econômica na cultura da videira (ANWAR; VAN GUNDY, 1989; LIDER, 1960). No Brasil algumas pesquisas realizadas para determinar a nematofauna associada a videira revelaram a presença de *Meloidogyne* spp., *Pratylenchus* spp., *Xiphinema* spp., *Tylenchulus semipenetrans*, *Rotylenchus reniformis*, *Mesocriconema* spp., *Helicotylenchus* spp., *Trichodorus* spp., *Aphelenchoides* spp. (Fisher), *Aorolaimus* spp. (Sher), *Tylenchus* spp., *Aphelenchus* spp., *Ditylenchus* spp. (GOMES et al., 2009; NAVES, 2005).

A importância econômica e a necessidades de controlar esses patógenos na cultura da videira ainda não é consensual. Embora a qualidade da uva não seja afetada diretamente por fitonematoides, alterações fisiológicas induzidas pelo seu parasitismo em diferentes atividades metabólicas (absorção de água, o suprimento de nutrientes, a fotossíntese e a acumulação de açúcar) podem resultar em diferenças qualitativas. No mais, as raízes danificadas pelos nematoides também são considerados mais propensas a infecções por outros organismos, tais como fungos (GOMES et al., 2009).

Os fitonematoides filiados aos gêneros *Meloidogyne*, *Pratylenchus*, *Xiphinema* e *T. semipenetrans* são considerados os mais danosos a videira mundialmente (ANWAR; VAN GUNDY, 1989). Todavia, há poucas informações e dados quantitativos sobre os efeitos de espécies de *Pratylenchus* e *Mesocriconema* (GOMES et al., 2001). A intensidade e a extensão dos danos causados por nematoides estão principalmente associados a resistência da cultivar ou porta-enxerto *Vitis* spp (GOMES et al., 2009; TRUGILL, 1992). O manejo do declínio e morte da videira requer uso de medidas integrativas já que as causas são inúmeras. Estas medidas vão desde a escolha do lugar de implementação do vinhedo até a qualidade das mudas (MENEZES-NETTO et al., 2016). Neste contexto, a utilização de porta-enxertos resistentes representa uma das alternativas mais eficientes no

manejo de fitonematoides. Os principais porta-enxertos utilizados na viticultura do sul do Brasil são Rupestris du Lot, Riparia Gloire de Montpellier, 101-14, Solferino, Kober 5BB, 420 A, 161-49, Téléki, SO4 e 1103 Paulsen (CAMARGO, 2004). Portanto, o objetivo deste trabalho foi avaliar a resistência genética de porta-enxertos e cultivares de videira a *M. xenoplax*, sob condições de casa-de-vegetação.

3.2 Materiais e Métodos

A avaliação da resistência genética de genótipos de videira a *M. xenoplax* foi realizada, sob condições de casa-de-vegetação, na Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS. Foram avaliados nove porta-enxertos de videira (IAC 313, Paulsen 1103, Harmony, K5BB KOBER, Magnolia, Salt Creek, R99, Gravcesc, VCR04-43) e três cultivares copa (Chardonnay, Niagara Rosada e Isabel) provenientes e produzidas na Embrapa Uva e Vinho, Bento Gonçalves, RS. Ao longo do período experimental foram perdidas 2 cultivares copa e um porta enxerto.

Como inóculo, foi utilizada uma população mista de *M. xenoplax* proveniente de vinhedos de videira da Serra Gaúcha com sintomas de Declínio e de um pomar de pessegueiro com sintomas de Morte Precoce em Pelotas, RS, previamente identificadas e purificadas por Khun, (2015) e mantidos rotineiramente sob condições de casa de vegetação. A espécie *M. xenoplax* foi selecionada por ser uma das mais freqüentes e abundantes nos levantamentos realizados neste estudo.

Primeiramente, mudas de diferentes genótipos de videira foram transplantadas para vasos plásticos contendo cerca de 3,5 kg de solo esterilizado. A seguir, cada planta foi inoculada com 500 espécimes (*Pi*) de *M. xenoplax*. Mudas de videira mantidas não inoculadas foram utilizadas como testemunha. O experimento foi disposto em delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial 9x 2 (9 genótipos, inoculado ou não), com cinco repetições para cada tratamento. O experimento foi mantido, em casa de vegetação, com temperatura (25°C) e umidade (70%) controladas.

Decorridos 155 dias após a inoculação (DAI), avaliou-se o teor de clorofila total, o peso fresco da parte aérea e massa fresca da raízes. Posteriormente, o solo de cada repetição foi homogeneizado e uma alíquota de 250cm³ foi utilizada para extração dos exemplares, conforme método de Jenkins (1964). Posteriormente,

procedeu-se a contagem dos espécimes, sob microscópio estereoscópico, obtendo-se estimativa da população final (P_f). Assim, foram determinados os respectivos valores de Fator de Reprodução ($FR = P_i/P_f$).

Posteriormente, os valores das diferentes variáveis foram submetidos à Análise de Variância Univariada (One-Way ANOVA), sendo as médias dos tratamentos comparadas entre si pelo teste de Tukey-Kramer utilizando software R (versão 3.4.3). Os conceitos de resistência/suscetibilidade adotados neste trabalho estão em consonância com Cook & Evans (1987).

3.3 Resultados e discussão

Os resultados obtidos demonstraram níveis variados de comportamentos a *M. xenoplax* para cultivares de *Vitis*. Considerando o peso das folhas, houve interação significativa entre fatores, seja inoculação dentro de genótipos, seja genótipos dentro de inoculação. No primeiro caso, houve significância apenas para Chardonnay, R99 e VCR 0443 ($P < 0,05$), com reduções evidentes nos valores médios. Na segunda interação (genótipos dentro de inoculação), pode-se observar maior variação no comportamento de cultivares ($P < 0,05$) (Tabela 9).

Em relação ao peso de raízes, observou-se comportamento similar. Houve, portanto, significância estatística entre os fatores. Analisando inoculação dentro de genótipos, observaram-se diferenças para cultivares VCR0443, GRAVCEC e K5BB KOBBER. Na interação genótipo dentro de inoculação, larga variação foi novamente observada, sendo os menores valores observados para K5BB KOBBER e HARMONY (Tabela 9).

Tabela 9 - Peso das folhas e raízes de 9 cultivares de *Vitis* spp inoculadas com *M. xenoplax*, sob condições de casa de vegetação.

Cultivares	Peso de Folhas		Peso de Raízes	
	Sem nematoides	Com nematoides	Sem nematoides	Com nematoides
CHARDONNAY	78,81 a	56,29 abc *	40,72	37,72 b
1103 PAULSEN	62,76 a	62,04 ab	34,70	37,86 b
K5BB KOBER	60,64 a	61,33 ab	44,56	27,16 bc *
HARMONY	38, 59b	32,18 c	32, 28	22,10 bc
GRAVCESC	64,10 a	64,06 ab	23,03	38,06 b *
SALT CREEK	80,31 a	73,71ab	29,02	36,68 bc
R99	70,60 a	52,78bc *	53,88	61,39 a
MAGNOLIA	78,82 a	78,90 a	18,31	14,42 c
VCR0443	65,36 a	50,95 bc *	48,98	63,25 a *
CV (%)	16,80		26,54	

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey-Kramer a 5 % de probabilidade.

- Diferença estatística entre plantas inoculadas e não inoculadas

Com respeito ao parâmetro de clorofila total, não houve interação entre os fatores, mas houve diferença dentro dos fatores ($P < 0,05$). Analisando os genótipos, a cultivar Magnolia e Salt Creek destacaram-se, apresentando maiores teores de clorofila total (Tabela 10).

Tabela 10 - Clorofila total de 9 cultivares de videira inoculadas com *M. xenoplax*.

Cultivares	Clorofila Total	
	Sem Nematoides	Com Nematoides
CHARDONNAY	327,33 bc	328,20
1103 PAULSEN	281,25 c	300,78
K5BB KOBER	304,17 c	270,00
HARMONY	316,67 c	280,20
GRAVCESC	296,00 c	281,00
SALT CREEK	384,50 ab	364,40
R99	306,33 c	284,20
MAGNOLIA	370,2 a	371,60
VCR0443	365,17 ab	348,00
CV (%)	10,38	

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey-Kramer a 5 % de probabilidade.

- Diferença estatística entre plantas inoculadas e não inoculadas.

Em relação aos parâmetros relacionados a resistência ao parasito, observaram-se diferenças significativas, seja pelo número de nematoides por 250 cm³, seja pelo FR ($P < 0,05$). Consoante pode ser visto pela tabela 11, os valores de FR variaram consideravelmente, resultando em diferentes categorias de resistência (Tabela 11).

Tabela 11 - Fator de reprodução de *M. xenoplax* em 10 cultivares de videira.

Cultivares	Nematoides/250 cm ³	Fator de Reprodução
CHARDONNAY	517,33 a	14,49 ab
1103 PAULSEN	443 ab	12,41 abc
K5BB KOBER	215 abc	6,03 cde
IAC 313	142,60 bc	5,24 cde
HARMONY	291 c	8,14 bcd
GRAVCESC	87 ab	2,43 de
SALT CREEK	75,33 cd	2,11 de
R99	31 d	0,86 e
MAGNOLIA	4 e	0,11 e
VCR0443	2,67 e	0,07 e
CV (%)	20,53	

Médias seguidas pela mesma letra maiúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey-Kramer a 5 % de probabilidade

No presente trabalho verificou-se que os genótipos mais apropriados ao manejo devem exibir, além da resistência ($FR < 1.0$) ao parasito, outras características. Ao analisar as variedades R99 ($FR = 0,86$) e VCR 0443 ($FR = 0,07$), por exemplo, percebe-se que, apesar de resistentes a *M. xenoplax*, peso das folhas é reduzido consideravelmente (intolerância). A variedade GRAVCESC, por outro lado, embora suscetível ($FR > 1.0$), exibe aumento no peso de raízes e, por conseguinte, a parte aérea não é afetada, comportando-se como tolerante ao nematoide em apreço.

Os portas-enxertos têm sido utilizados na vitivinicultura para proteção contra pragas do solo por mais de 150 anos (REISCH et al., 2012). Segundo Reynolds e Wardle (2001) para a escolha de porta enxerto na vitivinicultura é imprescindível alguns critérios, tais como: resistência a filoxera, resistência a nematoides, adaptação a solos de pH elevados, adaptação a solo salino, adaptação a solos de pH baixo, capacidade de adaptação a solos encharcados e ou mal drenados e capacidade de adaptação a solos seca. A resistência a nematoides é, desse modo, considerado uma das características mais importantes dos porta-enxertos para as condições semiáridas das regiões viníferas brasileiras (LEÃO et al., 2009).

Durante um período de 15 anos, pesquisas foram realizadas com espécies de *Vitis* e a progênie de cruzamentos entre as espécies de *Vitis* e *Muscadinia* para determinar sua adequação como porta-enxertos de uva com ampla e durável resistência a importantes parasitas de videiras. Como consequência, cinco porta-enxertos, os quais exibem diferentes combinações de resistência aos nematoides fitoparasitas, foram disponibilizados. Todos têm resistência a *M. incognita* raça 3, *M. arenaria* e *X. index*. Além disso, alguns são moderadamente resistentes a *P. vulnus*, *T. semipenetrans* ou *P. hamatus* (FERRIS et al., 2012).

O nematoide anelado tem sido encontrado em videira na Espanha, Alemanha, França, Suíça e nos Estados Unidos (PINKERTON et al., 1999). Esta espécie está, portanto, amplamente distribuída em todo o mundo (HUSSEY et al., 1991). Em condições de temperaturas amenas, entre 22 a 26 C, o ciclo de vida é de cerca de 25 a 34 dias (SESHADRI, 1964; NICOL et al., 1999). De maneira geral, estes parasitos causam falta geral de vigor e reduzem o crescimento e os rendimentos da videira; em casos graves, mais da metade das frutas e botões das folhas podem estar ausentes e pode haver crescimento tufo anormal de pequenas raízes. As densidades populacionais desse nematoides são mais elevadas em áreas onde as raízes da videira são mais abundantes (KLINGLER; GERBER, 1975; SANTO; BOLANDER, 1977).

Além dos vinhedos, *M. xenoplax* está associado ao baixo crescimento de pessegueiro, cerejeira, ameixeira. Investigações realizadas na Califórnia para determinar o efeito de *M. xenoplax* em porta-enxertos de ameixa seca observaram que o patógeno encontra-se em 38% dos pomares (MOJTAHEDI; LOWNSBERY, 1975). Nos Estados Unidos, *M. xenoplax* e *X. americanum* estão associados a degeneração da videira na cultivar Concord, sendo demonstrado que *M. xenoplax* suprimiu o crescimento da parte superior da planta (SANTO; BOLANDER, 1977).

Pinkerton et al. (2005) estudou a reação de 20 cultivares de *Vitis* spp., 16 porta-enxertos e 4 cultivares copa a *M. xenoplax*, em casa de vegetação e observaram três variedades resistentes ou tolerantes, considerando *FR* menor que 1 para uma alta resistência. No Rio Grande do Sul, Kuhn (2015) avaliou a reação de resistência dos genótipos de 3 cultivares copa videira (Concord, Niágara Rosada e Bordô), uma porta enxerto de videira (Paulsen) e outro de pessegueiro (Capdbosq) a *M. xenoplax*, verificando que todas as cultivares de videira e pessegueiro foram suscetíveis, independente da origem da população.

Outro estudo realizado para determinar o impacto de *M. xenoplax* sobre *Vitis vinífera*, avaliou a biomassa de plantas, carboidratos e acúmulo de nutrientes minerais durante três estações, mantendo a planta sob condições controlada (pleno sol, 15% sol, parcialmente desfolhada), observando-se que o crescimento da parte aérea e a biomassa total não foram afetados pelo nematoide na primeira estação de crescimento, mas houve redução das reservas de carboidratos nas raízes e nas madeiras; no segundo ano o crescimento da parte aérea da videira e a biomassa total foram reduzidas pelo nematoide anelado, ocorrendo maior redução nas reservas de carboidratos não estruturados e na maioria dos nutrientes minerais; e, finalmente, no terceiro ano, as videiras no tratamento com 15% de sol estavam quase mortas, apesar de suas reservas de biomassa e NSC estarem semelhantes às das vinhas parcialmente desfolhadas no final do segundo ano (SCHREINER et al., 2012).

3.4 Conclusões

A espécie *M. xenoplax* é patogênica a diferentes porta-enxertose cultivares de *Vitis* spp. Houve influência do parasitismo de *M. xenoplax* em relação ao peso de folhas e raízes.

R99, Magnolia e VCR0443 são resistentes ($FR < 1.0$) a *M. xenoplax*. Os cultivares VCR0443 e R99, no entanto, são negativamente afetados quanto ao peso das folhas.

O cultivar Magnolia apresentou as características mais apropriadas (resistência e tolerância).

A cultivar GRAVCEC apresentou aumento de peso da raiz quando inoculado por *M. xenoplax*, indicando tolerância.

4 Considerações Gerais

Diferentes fitonematoides ocorrem em vinhedos em declínio do estado Rio Grande do Sul e de Santa Catarina (*Mesocriconema*, *Helicotylenchus*,

Hemicycliophora, *Meloidogyne*, *Dorylaimus*, *Xiphinema*, *Paratrichodorus*, *Tylenchus*, *Pratylenchus* e *Hoplolaimus*).

Diferentes espécies de *Mesocriconema* estão associados a cultura da videira no Sul do Brasil, tais como *M. xenoplax*, *M. curvatum*, *M. rusticum* e *M. ornatum*, *M. sphaerocephala*. Em todas amostras do RS verificou-se mistura de espécies, mas *M. xenoplax* pontifica-se pela maior porcentagem de ocorrência. Uma amostra pura de *M. xenoplax* de porta enxerto comum foi caracterizada em SC.

Nos viveiros, espécies de *Pratylenchus* e *Meloidogyne* foram freqüentes. Para *Meloidogyne*, foram encontradas cinco espécies (*M. javanica*, *M. incognita*, *M. arenaria*, *M. morocciensis* e *M. luci*). Para *Pratylenchus*, foram encontradas apenas duas espécies, *P. brachyrurus* e *P. zaeae*

A espécie *M. xenoplax* é patogênica a diferentes porta-enxertos e cultivares de *Vitis* spp. Houve influência significativa do parasitismo de *M. xenoplax* em relação ao peso de folhas e raízes.

O genótipo Magnolia é resistente (FR<1.0) a *M. xenoplax*, podendo ser recomendadas para manejo de áreas sabidamente infestadas.

5 Referências

ABALLAY, E.; PERSSON, P.; MARTESSON, A. Plant parasitic nematodes in Chilean vineyard. **Nematropica**, v 39, p 85-98, 2009.

AGROFIT. Sistema de Agrotóxicos Fitossanitários. Disponível em: <http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons>, Acesso em: 24 jan. 2016.

AMBROGIONI, L.; D'ERRICO, F.P.; PALMISANO A.M.; TALAME, M. Nematodi Criconematidae dei vigneti italiani. **Atti Giornate Nematologiche**, p.46–57, 1980.

ANWAR, S.A.; GUNDY, V.S.D. Influence of four nematodes on Roots and shoot growth parameters in grapes. **Journal of Nematology**, v.21, n. 2, p.276-283, 1989.

BARKER, K. R.; NUSBAUM, C. J. Diagnostic and advisory programs. In: Plant parasitic nematodes volume I. Morphology, anatomy, taxonomy, and ecology. ed. New York: Academic press, 1971. p. 281-301.

BRZESKI, M.W.; CHOI, Y.E.; LOOF, P.A.A. Compendium of the genus criconemoides Taylor, 1936 (Nematoda: Criconematidae). **Nematology**, v.4, n.3, p.325-339, 2002.

CHAVES, E. Criconematoideae (Nematoda) from Argentina. **Nematologica**, v.29, p.404-424, 1983.

BONETTI, J.I.S.; FERRAZ, S. Modificações do método de Hussey & Barker para extração de ovos de *Meloidogyne exigua* em raízes de cafeeiro. **Fitopatologia Brasileira**, v.6, p. 553-561, 1981.

BOTTON, M.; MELO, G.W.B.; OLIVEIRA, O.I.P.; ONZI, I. Efeito da cobertura vegetal sobre a pérola-da-terra (Hemiptera: Margarodidae) na cultura da videira. **Acta Scientiarum Agronomy**, v.32, n. 4, p. 681-684, 2010.

BOTTON, Marcos et al. Bioecologia e controle da pérola-da-terra *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel, 1922) (Hemiptera:Margarodidae) na cultura da videira. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 23p, 2000.

CAMARGO, U.A.; TONIETTO, J.; HOFFMANN, A. Progressos na viticultura brasileira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.33, p.144-149, 2011.

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

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

CASTILLO, Pablo; VOVLAS, Nicola. **Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae):** diagnosis, biology, pathogenicity and management. Leiden: Brill, 2007. 529p.

CAVALCANTI, Fabio Rossi et al. Declínio e morte de plantas de videira. 1ed. Rio Grande do Sul: Bento Gonçalves, 40p, 2013.

COOK, R.; EVANS, K. Resistance and tolerance. In: **Principles and practice of nematode control in crops**. New York: Academic Press, 1987, p.179-231.

COOLEN, W.A.; D'HERDE, C.J.A. Method for the quantitative extraction of nematodes from plant tissue. Ghent, **State Agricultural Research Center**, 77p, 1972.

CORDERO, M.A.; ROBBINS, R.T.; SZALANSKI, A.L. Taxonomic and Molecular Identification of *Mesocriconema* and *Criconemoides* Species (Nematoda: Criconematidae). **Journal of Nematology**, v. 44, n. 4, p.399-426, 2012.

CRESTANI, Leandro. **Ocorrência de nematoides na rizosfera de videiras em quatro municípios do Meio Oeste Catarinense**. 2015. 42 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Desenvolvimento Rural e Agronegócio). Instituto Federal de Educação, Ciência e tecnologia Catarinense. Videira.

DALBÓ, M.A.; PERUZZO, E.L.; SCHUCK, E. Alternativas de manejo para o controle de declínio da videira. **Agropecuária Catarinense**, v. 20, n. 1, p. 58-61, 2007.

DE MAN, J. G. Die einheimidchen, frei in der reinen Erde und in sussen Wasser. Tijdschr. Ned. Dierk. Vereen, v. 5, p. 1-104, 1880.

DI VITO, M.; MAGUNACELAYA, J.C.; AHUMADA, T.; CATALANO, F. Relationship between initial population densities of *Meloidogyne ethiopica* and growth of vinífera grape in pots. **Nematologia Mediterranea**, v.37, n.1, p.105-108, 2009.

DONÁ, S.; KANTHACK, R.A.D.; TECCHIO, M.A. Diferentes portas enxertos e o desenvolvimento inicial da videira Niagara Rosada na região paulista do médio Paranapanema. **Pesquisa & Tecnologia**, vol. 10, n. 1, 2013.

DUNCAN, L.W.; INSERRA, R.N.; THOMAS, W.K.; DUNN, D.; MUSTIKA, L.; MENDES, M.L.; MORRIS, K.; KAPLAN, D.T. Molecular and morphological analysis of isolates of *Pratylenchus* and closely related species. **Nematropica**, v.29, n.1, p. 61-80, 1999.

Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Distribuição geográfica de nematoides no Brasil. Disponível em:<<http://pragawall.cenargen.embrapa.br/aiqweb/nemhtml/nmbd01.asp>>Acesso em 15 de fev. 2018.

ENCONTRO NACIONAL SOBRE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO, 4., 2001, Fraiburgo. **Anais...** Caçador: Epagri. 2001, p.122-132.

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

FERRIS, H.; ZHENG L.; WALKER, M.A. Resistance of Grape Rootstocks to Plant-parasitic Nematodes. **Journal of Nematology**, v.44, n.4, p.377-86, 2012.

FERRIS, H.; MCKENRY, M.V. Relationship of grapevine yield and growth to nematode densities. **Journal of Nematology**, v.7, n.3, p.295-304, 1975.

FLIZ, L.; DOBOSZ, R.; RYBARCZYK-MYDŁOWSKA, K.; WASILEWSKA-NASCIMENTO, B.; KUBICZ, M.; WINISZEWSKA, G. First report of the lesion nematodes: *Pratylenchus brachyurus* and *Pratylenchus delattrei* on tomato (*Solanum lycopersicum* L.) plants in Cape Verde. **Helminthologia**, v. 55, n. 1, p.88-94, 2018.

GALLOTTI, G.J.M. Avaliação da resistência de *Vitis* spp. a *Fusarium oxysporum* f.sp. *herbemontis*. **Fitopatologia Brasileira**, v.16, p.74-75, 1991.

GALLOTTI, G.J.M. Causas do declínio da videira. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v.2, n.4, p.19-21, 1989.

GARRIDO, L.R.; SÔNEGO, O.R.; GOMES, V.N. Fungos associados com o declínio e morte de videira no Estado do Rio Grande do Sul. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, n. 3, p. 322-324, 2004.

GOMES, C.B.; SOMAVILA, L.; KUHN, P.R. Videira Parasitada. **Cultivar HF**, v. 2014, p. 14-15, 2013.

GOMES, C.B.; SOMAVILLA, L.; KUHN, P.R. Uva: Desafio do manejo de fitonematoides na cultura da videira. **Cultivar HF**, n.83, p.24-25, 2001.

GOMES, Cesar Bauer et al. **Levantamento de nematoides fitoparasitas associados a pomares de videira em declínio da Serra Gaúcha**. RS: Pelotas, 2009. 20p.

GONZAGA, V.; SANTOS, J.M.; COSTA, M.A.F. Multiplicação de *Pratylenchus* spp. "in vitro" em cilindros de cenoura. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FITOPATOLOGIA, XXXI, 2006, Salvador. Anais... Bahia: Salvador, 2006. p. 208.

GOULART, A.M.C. **Aspectos Gerais sobre Nematóides-das-lesões-radiculares (gênero *Pratylenchus*)**. 1ed. DF: Planaltina, 2008. 27p.

GRISSE, A. DE; LOOF, P.A.A. Revision of the Genus *Criconemoides* (Nematoda). Mededelin gen Landbouwhoge school en Opzoekings stations Gent. v.30. n.2. p. 577- 603. 1965.

HANDOO, Z.A. GOLDEN, A. M. A key and diagnostic compendium to the species of the genus *Pratylenchus* Filipjev, 1936 (lesion nematodes). **Journal of Nematology**, v.21, p. 202-218. 1989.

HICKEL, Eduardo, BOTTON, Marcos; SCHUCK, Enio. **Pragas da Videira e seu controle no Estado de Santa Catarina**. 2010. 137p.

HOWLAND, A.D.; SKINKISS, P.A.; WILSON, J.H.; RIGA, E.; PINKERTON, J.N.; SCHREINER, R.P.; ZASADA, I.A. Impact of Grapevine (*Vitis vinifera*) Varieties on Reproduction of the Northern Root-Knot Nematode (*Meloidogyne hapla*). **Journal of Nematology**, v.47, n.2, p.141-7, 2015.

HOWLAND, A.D.; SCHREINER, R.P.; ZASADA, I.A. Spatial distribution of plant parasitic nematodes in Semis-Arid *Vitis vinifera* vineyards in Washington. **Journal of Nematology**, v. 46, n.4, p.321-330, 2014.

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.

IBGE. Banco de Dados Agregados. Sistema IBGE de Recuperação Automática - SIDRA. Disponível em: <<http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/prevsaf/default.asp>>. Acesso em: 10 de abril 2016.

JENKINS, W.R. A rapid centrifugal-flotation technique for separation nematodes from soil. **Plant Disease Reporter**, v. 48, n. 9, p. 692, 1964.

KLINGLER, J. Observation on the parasite activity of *Macroposthonia xenoplax* on grape vine roots. **Zeitschrift für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz**, v.82, n.11/12 p.722-728, 1975.

KUHN, Paulo Roberto. **Diversidade da nematofauna em pomares de videira com sintomas de declínio e agressividade de *Mesocriconema xenoplax***. 2015. 103f. Dissertação (Mestrado em agronomia: Agricultura e Ambiente). Universidade Federal de Santa Maria, Rio Grande Do Sul.

LEÃO, Patricia Coelho de Souza.; RODRIGUES, B. L. Manejo da Copa. In: A vitivinicultura no Semiárido brasileiro. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2009. p. 293-347.

Lider, L.A. Vineyard trails in California with nematode resistance rootstocks. **Hilgardia**, v. 30, p. 123-152. 1960.

LOOF, P.A.A.; GRISSE, A. de. Taxonomic and nomenclatorial observations on the genus *Criconemella*. Van de Faculteit landbouwwetenschappen -Rijksuniversiteit. Gent., v.54 n.1, p. 53-74 .1989.

LORDELLO, R.R.A.; LORDELLO, A.I.L. Doenças e nematoides In: POMMER, C. V. Uva: Tecnologia de produção, pós-colheita, mercado. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2003. p.568-596.

LOWNSBERY, B.F.; MOODY, E.H.; MORETTO, A.; NOEL, G.R.; BURLANDO, T.M. Pathogenicity of *Macroposthonia xenoplax* to walnut. **Journal of Nematology**, v.10, n.3, p. 232-236, 1978.

MACHADO, A.C.Z., DORIGO, O.F., CARNEIRO, R.M.D.G., DE ARAÚJO FILHO, J.V. *Meloidogyne luci*, a new infecting nematode species on common bean fields at Paraná state Brazil. **Helminthologia**, v.53, n.2, p. 207-210, 2016.

MAI, William F.; MULLIN, Petter G. **Plant-parasitic nematodes: a pictorial key to genera**. 5.ed. New York: Ithaca, 1996. 277 p.

MICHEL, Luc; SIKORA, Richard A; BRIDGE, John. **Plant Parasitics Nematodes in Subtropical and Tropical Agriculture**. 2ed. Germany: CABI, 2005. 917 p.

MICHEL, Luc. Contribution à l'étude du genre *Criconemoides* Taylor, 1936 (Nematoda: Criconematidae). Cahiers ORSTOM. **Nématologie**, v., n.11, p.69-131, 1970.

MELLO, L.M.R. Desempenho da vitivinicultura brasileira em 2015. **Campo & Negocio HF**, v. 8, n.128, p. 108-116. 2016.

MENEZES-NETTO, Alexandre Carlos et al. **Declínio e morte de videiras no estado de Santa Catarina: causas e alternativas de controle**. Florianopolis. 2016. 81 p.

MOJTAHEDI, H.; LOWNSBERY, B.F. Pathogenicity of *Criconemoides xenoplax* to prune and plum rootstocks. **Journal of Nematology**, Lakeland, v.7, n.2, p.114-119, 1975

MOREIRA, W.A.; LIMA, M.F. Uva de mesa: Fitossanidade. Frutas do Brasil. Embrapa Semi-Árido, Petrolina, PE, 2002.

NAVES, R.L. Diagnose e manejo de doenças causadas por fitonematóides na cultura da videira. 2005. Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: Estação Experimental de Viticultura Tropical 2005. Circular Técnica 57.

NYCZEPIR, A.P.; ZEHR, E.I.; LEWIS, S.A.; HARSHRAM, D.C. Short life of peach trees induced by *Criconemella xenoplax*. **Plant Disease**, v.67, n.5, p.507-508, 1983.

PERRY, Roland; MOENS, Maurice. **Plant Nematology**. 2.ed. UK: CABI, 2006. 440p.

PINKERTON, J.N.; Forge, T.A.; IVORS, K.L.; IGHAM, R.E. Plant-Parasitic Nematodes Associated with Grapevines, *Vitis vinifera*, in Oregon Vineyards. **Journal of Nematology**, v. 31, n. 4S, p. 624-634. 1999.

PINKERTON, John N.; VASCONCELOS, M.C.; SAMPAIO, T.L.; SHAFFER, R.G. Reaction of grape rootstocks to ring nematode *Mesocriconema xenoplax*. **American Journal of Enology and Viticulture**, v. 56, p. 377 -385, 2005.

QUADER, M.; RILEY, I.T.; WALKER, G.E. Spatial and temporal distribution patterns of dagger (*Xiphinema* spp.) and root lesion (*Pratylenchus* spp.) nematodes in a South Australian vineyard. **Australasian Plant Pathology**, v.32, p 81-86, 2003.

REYNOLDS, A. G.; WARDLE, D. A. Rootstocks impact vine performance and fruit composition of grapes in British Columbia. **HortTechnol**, n. 11, p. 419-427, 2001.

RASKI, D.J. On the morphology of *Criconemoides* Taylor, 1936 with descriptions of six new species (Nematoda: criconematidae). **Helminthological Society**, v. 19, n.2, p85-99, 1952.

RASKI, D.J.; GOLDEN, A.M. Studies on the Genus *Criconemoides* Taylor, 1936 with descriptions of eleven new species and *Bakernema variabile* n. sp. (Criconematidae; Nematoda). **Nematologica**, v.11, p.501-565, 1966.

REISCH, B.I.; OWENS, C.L.; COUSINS, P.S. Grape. In: **Fruit breeding**. Dordrecht, the Netherlands: Springer 2012. v. 8, p. 225–262.

RITCHIE, D.F.; CLAYTON, C.M. Peach tree short life: a complex of interaction factors. **Plant Disease**, Beltsville, v. 65, n. 6, p. 462-469, 1981.

ROMAN, J.; HIRSCHMANN, HEDWIG. Morphology and morphometrics of six species of *Pratylenchus*. **Journal of Nematology**, v.1, n.4, 1969.

ROSSI, C.E. **Levantamento, reprodução e patogenicidade de nematóides a fruteiras de clima subtropical e temperado**. Piracicaba, 2002. 112p. Tese (Doutorado) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo.

SANTO, G.S.; BOLANDER, W.J. Effects of *Macroposthonia xenoplax* on the growth of Concord grape. **Journal of Nematology**, v. 9, n.3, p. 215–217, 1977.

SCOTT, A.J.; KNOTT, M.A. Cluster analysis method for grouping means in the analysis of variance. *Biometrics*, Washington, v. 30, n.3, p. 507-512, 1974.

SCHREINER P.R.; PINKERTON, J.N.; ZASADA, I.A. Delayed response to ring nematode (*Mesocriconema xenoplax*) feeding on grape roots linked to vine carbohydrate reserves and nematode feeding pressure. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 45, p. 89-97. 2012.

SIQUEIRA, K.M.S. Importância de *Pratylenchus brachyurus* na cultura do caupi e estudos morfológicos e morfométricos sobre populações de *P. brachyurus* no Brasil. 2007. 106 f (Tese de Doutorado em Agronomia). Escola Superior Luiz de Queiroz, Piracicaba.

SPERANDIO, Cesar Antonio. Identificação de nematoides fitoparasitos do Rio Grande do Sul – Brasil. 1992, 121f. Tese (Doutorado em Agronomia-Fitopatologia) 78 – Universidade de São Paulo, Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiróz, Piracicaba.

SOMAVILLA, Lucia. **Levantamento, caracterização do nematoide das galhas em videira nos estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina e estudo da resistência de porta-enxertos a *Meloidogyne* spp.** 2010. 81f. Tese (Doutorado em Fitossanidade) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas.

TÉLIS, D.; LANDA, B.B.; RAPOPORT, H.F.; CAMACHO, F.P.; JIMENEZ-DIAS, R.; CASTILLO, P. Plant-Parasitic Nematodes Infecting Grapevines in Southern Spain and Susceptible Reaction to Root-knot Nematodes of Rootstocks Reported as Moderately Resistant. **Plant Disease**, v. 91, n. 9, p. 1147-1154, 2007.

TIHOHOD, Dimitry. **Nematologia agrícola aplicada**. 2.ed. Jaboticabal:FUNEP, 1993. 372p

TORRES, G.R.C. de; JÚNIOR R.S.; HOULLOU, L. M.; NEGREIROS A.M.P. Nematóide das lesões associado a mudas de mangueira em Assu-rn. **Revista Caatinga**, v. 28, n. 4, p. 135-141, 2015.

TORRES, G.R.C., PEDROSA, E.M.R., SIQUEIRA, K.M.S.; MOURA, R.M. *Pratylenchus brachyurus* em *Cucumis* melo no Brasil. **Fitopatologia Brasileira**, v. 29, p. 668-669, 2004.

TRUDGILL, D.L. Resistance to and tolerance of plant parasitics nematodes in plants. **Annual Review of Phytopathology**, v. 29, p. 167-192. 1991.

WESTCOTT, S.W.; ZEHR, E.I.; NEWALL Jr, W.C.; CAIN, D.W. Suitability of *Prunus* selections as hosts for the ring nematode (*Criconemella xenoplax*). **Journal of the American Society for Horticultural Science**, v.119, n.5, p.920-924, 1994.

ZASADA I.A.; RIGA, E.; PINKERTON, J.N.; WILSON, J.H.; SCHREINER, R.P. Plant-parasitic nematodes associated with grapevines, *Vitis vinifera*, in Washington and Idaho. **American Journal of Enology and Viticulture**.2012; v.63, n. 5, p. 22–528.

Anexos

Anexo A - Características morfológicas e morfométricas de fêmeas de *P. brachyurus* em viveiro São João do Sul (SC).

Tabela 12 – Características morfológicas e morfométricas de *Pratylenchus brachyurus*.

Fêmeas	L(μm)	ST(μm)	C(μm)	V%	Tipo de bulbo	Anéis Labiais
76	462,3	14,5	33,4	85,1	Arredondados	2
77	505,4	13,5	37,5	84,2	Arredondados	2
78	460,7	14,3	33,7	84,8	Arredondados	2
79	427,3	14,6	37,5	85,7	Arredondados	2
80	399,4	14,9	32,8	84,3	Arredondados	2
81	419,9	14,3	30,8	81,2	Arredondados	2
82	447,1	14,4	32,4	83,8	Arredondados	2
83	403,2	15,6	37,2	83,8	Arredondados	2
84	459,2	14,3	39,3	82,7	Arredondados	2
85	398,1	14,1	31,8	84,4	Arredondados	2
86	374,8	14,7	29,5	86,1	Arredondados	2
87	443,6	14,4	32,4	87,5	Arredondados	2
88	369,8	14,5	32,6	80,2	Arredondados	2
89	416,1	14,8	32,7	83,5	Arredondados	2
90	401,7	14,3	35,4	84,6	Arredondados	2
91	377,4	14,1	36,4	83,1	Arredondados	2
92	459,6	14,9	32,8	85,5	Arredondados	2
93	368,8	14,4	32,7	83,0	Arredondados	2
94	419,3	14,6	32,7	87,5	Arredondados	2
95	414,1	14,9	30,4	86,6	Arredondados	2
96	386,4	13,6	35,2	84,9	Arredondados	2
98	444,5	10,1	41,7	80,1	Arredondados	2
99	449,2	11,9	32,7	84,3	Arredondados	2
100	420,9	15,1	32,9	89,1	Arredondados	2
101	364,7	13,5	32,0	85,5	Arredondados	2
102	437,7	14,2	32,9	85,7	Arredondados	2
103	409,0	15,9	36,4	89,6	Arredondados	2
104	388,0	14,0	34,1	84,9	Arredondados	2
105	391,0	13,6	31,7	83,8	Arredondados	2
106	430,0	14,1	34,2	87,7	Arredondados	2
107	435,0	14,6	38,2	84,2	Arredondados	2
108	437,8	14,1	34,0	84,2	Arredondados	2
109	400,7	15,2	34,2	86,5	Arredondados	2
110	390,0	13,3	35,5	84,2	Arredondados	2
111	419,8	14,1	34,6	84,2	Arredondados	2
112	490,9	15,0	36,2	85,6	Arredondados	2
113	444,2	13,8	33,2	84,5	Arredondados	2
114	489,1	14,6	34,3	85,1	Arredondados	2
115	403,0	14,1	35,2	84,8	Arredondados	2
116	466,9	14,4	36,7	83,9	Arredondados	2
117	414,7	14,2	33,2	81,9	Arredondados	2

Fêmeas	L(μm)	ST(μm)	C(μm)	V%	Tipo de bulbo	Aneis. Labias
118	485,9	13,1	32,7	87,1	Arredondados	2
119	410,9	14,2	33,2	86,2	Arredondados	2
120	419,4	15,8	34,2	83,2	Arredondados	2
121	423,3	13,8	36,1	86,6	Arredondados	2
122	433,1	13,8	36,1	84,3	Arredondados	2
123	506,6	15,2	35,3	85,4	Arredondados	2
124	453,6	14,8	34,7	86,3	Arredondados	2
Media	422,4	14,1	33,8	85,1		
Mín	317,0	10,0	20,5	78,4		
Máx	506,6	15,9	42,2	89,6		
D. Padrão	38,31	1,01	3,23	2,07		
E. Padrão	3,44	0,09	0,29	0,19		
CV (%)	9,07	7,16	9,56	2,44		

Anexo B - Características morfológicas e morfométricas de *P. zea* em viveiro de São João do Sul (SC)

Tabela 13 - Características morfológicas e morfométricas de *Pratylenchus zea*.

Femeas	L (µm)	ST (µm)	C (µm)	V%	Tipo de bulbos	Anéis lábias
1	403,6	11,9	43,0	74,7	Achatado	3
2	367,4	10,6	43,7	68,4	Achatado	3
3	413,6	12,8	42,5	70,0	Achatado	3
4	408,7	11,9	42,4	72,9	Achatado	3
5	375,4	12,4	43,7	70,8	Achatado	3
6	393,6	13,8	41,1	71,0	Achatado	3
7	399,3	11,7	44,3	70,8	Achatado	3
8	353,3	10,5	31,1	73,4	Achatado	3
9	325,5	12,0	35,7	73,9	Achatado	3
10	350,7	10,8	38,9	70,7	Achatado	3
11	349,1	13,0	31,8	72,3	Achatado	3
12	326,7	11,1	33,5	72,5	Achatado	3
13	421,9	12,3	36,4	71,0	Achatado	3
14	377,1	11,8	35,3	70,9	Achatado	3
15	310,8	10,6	33,3	71,5	Achatado	3
16	375,3	11,0	41,6	68,7	Achatado	3
17	330,5	12,2	37,4	69,8	Achatado	3
18	361,1	12,4	36,6	69,5	Achatado	3
19	332,2	10,5	37,1	71,9	Achatado	3
20	380,8	11,3	39,0	69,9	Achatado	3
21	346,0	12,4	40,3	75,8	Achatado	3
22	451,2	15,5	39,1	73,2	Achatado	3
23	432,3	11,8	39,6	72,5	Achatado	3
24	472,8	12,1	34,0	70,7	Achatado	3
25	374,8	10,9	30,3	71,9	Achatado	3
26	396,3	11,7	35,5	74,6	Achatado	3
27	302,0	11,0	30,2	71,4	Achatado	3
28	412,5	11,2	35,8	73,2	Achatado	3
29	363,4	11,1	31,8	72,2	Achatado	3
30	365,7	11,9	32,4	71,1	Achatado	3
31	420,1	12,1	43,0	71,2	Achatado	3
32	388,7	12,1	42,8	71,0	Achatado	3
33	308,8	11,5	34,9	76,8	Achatado	3
34	400,7	11,7	42,3	72,5	Achatado	3
35	432,2	12,6	42,6	71,5	Achatado	3
36	405,8	12,3	40,1	71,6	Achatado	3
37	388,1	12,2	44,3	72,5	Achatado	3

Femeas	L (µm)	ST µm)	C (µm)	V%	Tipo de bulbos	Anéis lábiais
38	373,1	11,6	43,6	69,5	Achatado	3
39	426,8	13,1	44,7	72,0	Achatado	3
40	395,2	12,0	44,7	67,1	Achatado	3
41	376,9	11,4	41,1	69,9	Achatado	3
42	402,5	11,1	43,3	70,7	Achatado	3
43	372,0	11,3	43,0	74,3	Achatado	3
44	404,2	11,4	35,2	73,4	Achatado	3
45	350,5	12,2	40,4	71,2	Achatado	3
46	316,3	11,6	40,7	74,9	Achatado	3
47	385,7	11,8	43,8	69,5	Achatado	3
48	354,2	12,9	43,0	72,1	Achatado	3
49	468,3	12,4	43,1	70,5	Achatado	3
50	319,3	10,4	41,6	69,3	Achatado	3
51	303,4	10,9	41,6	71,4	Achatado	3
52	386,2	12,1	41,7	71,9	Achatado	3
53	346,6	11,1	44,5	69,1	Achatado	3
54	329,0	10,8	41,3	65,3	Achatado	3
55	382,9	9,4	44,3	68,6	Achatado	3
56	342,6	12,7	43,2	70,3	Achatado	3
57	322,0	11,5	40,2	73,7	Achatado	3
58	388,5	11,6	42,0	76,7	Achatado	3
59	358,7	10,6	44,8	66,5	Achatado	3
60	379,2	11,7	41,8	67,6	Achatado	3
61	431,1	10,6	42,2	70,0	Achatado	3
62	336,7	11,5	39,7	71,8	Achatado	3
63	365,6	12,3	41,9	69,5	Achatado	3
64	419,1	11,3	44,6	70,2	Achatado	3
65	397,5	11,6	44,3	70,7	Achatado	3
66	298,9	10,3	44,9	69,0	Achatado	3
67	339,7	11,0	42,0	68,2	Achatado	3
68	393,7	12,2	42,4	68,9	Achatado	3
69	369,9	11,8	41,7	75,0	Achatado	3
70	344,8	11,7	44,9	73,4	Achatado	3
71	361,0	10,3	40,5	67,0	Achatado	3
72	304,5	11,8	39,7	73,9	Achatado	3
73	343,7	11,0	40,3	69,6	Achatado	3
74	339,5	11,5	40,5	70,7	Achatado	3
75	373,1	12,2	42,2	72,8	Achatado	3
76	373,4	10,6	42,9	70,4	Achatado	3
Media	372,3	11,7	40,2	71,3		
Min	298,9	9,4	30,2	65,3		
Max	472,8	15,5	44,9	76,8		

Femeas	L (μm)	ST (μm)	C (μm)	V%	Tipo de bulbos	Anéis lábias
D. Padrão	39,31	0,89	3,99	2,26		
E. Padrão	4,51	0,10	0,46	0,26		
CV(%)	10,56	7,62	9,92	3,18		

Anexo C - Características morfométricas de fêmeas de *Mesocriconema*Tabela 14 – Morfometria de espécies de *Mesocriconema* em viveiro de RS.

Porta-enxerto Chardonnay # A5	<i>M. ornatum</i> n=19 Bento Gonçalves RS	<i>M. xenoplax</i> n=1 Bento Gonçalves RS
EST	42,62 (39,71-44,55)	53,95
R	80,36 (77,00-90)	76,00
b		
RST	11,05 (9,00-13,00)	12,00
Ran	7,05 (6,00-8,00)	5,00
Rvan	5,05 (4,00-6,00)	2,00
Rex	2,00 (2,00-2,00)	25,00
A	25,27 (24,00-27,00)	13,45
B	12,33 (10,39-13,16)	8,62
C	21,51 (18,16-25,86)	20,32
V	93,63 (91,68-96,03)	90,91
VL/VB	1,13 (1,01-1,32)	1,28
Ocorrencia (%)	95	5

Tabela 15 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* em videira do RS.

Porta-enxerto Não identificado #369	<i>M. xenoplax</i> n=12 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp 07 n=4 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp 03 n=4 Bento Gonçalves RS
Est	60,66 (39,72-70,64)	61,64 (58,26-65,27)	60,32 (56,44- 65,64)
L	458,97 (388,84-507,75)	338,63 (314,03-369,41)	385,78 (374,81- 394,531)
R	96,25 (78,00-106)	100,25 (95,00-112,00)	98,25 (97,00-100,00)
RST	13,25 (10,00-15,00)	17,50 (17,00-18,00)	16,00 (15,00-17,00)
Ran	5,25 (5,00-6,00)	5,25 (5,00-6,00)	5,00 (5,00-6,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	27,83 (24,00-30,00)	29,75 (29,00-30,00)	28,00 (27,00-29,00)
A	11,55 (9,47-13,16)	9,63 (9,19-10,15)	36,22 (9,21-115,18)
B	8,65 (7,03-12,26)	7,29 (7,11-7,58)	8,09 (7,46-9,28)
C	22,26 (18,63-30,46)	16,29 (14,64-17,87)	17,83 (16,42- 19,77)
V	94,29 (91,11-98,15)	92,65 (89,14-94,86)	94,40 (93,45-95,60)
VL/VB	1,09 (1,01-1,28)	1,03 (0,97-1,05)	1,00 (0,90-1,03)
	60	20	20
Ocorrência (%)			

Tabela 16 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS.

Porta-enxerto Paulsen #379	<i>M. xenoplax</i> n=14 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp 07 n=4 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp 03 n=2 Bento Gonçalves RS
EST	79,91 (60,19-92,13)	62,15 (60,59-64,40)	76,98 (62,34-91,62)
L	567,72 (416,01-714,95)	403,59 (355,58-442,8)	489,45 (390,68-588,22)
R	95,93 (87,00-105,00)	99,25 (97,00-103,00)	95,00 (90,00-100,00)
RST	14,84 (13,00-16,70)	15,25 (14,00-16,00)	17,00 (16,00-18,00)
Ran	5,21 (4,00-6,00)	5,50 (5,00-6,00)	4,50 (4,00-5,00)
Rvan	2,14 (2,00-3,00)	3,25 (3,00-4,00)	2,50 (2,00-3,00)
Rex	28,07 (27,00-30,00)	31,75 (31,00-32,00)	30,00 (28,00-32,00)
A	10,45 (7,10-12,61)	10,81 (9,41-12,06)	10,96 10,79-11,12)
B	8,24 (6,01-9,72)	7,71 (6,88-8,29)	8,54 (7,91-9,17)
C	21,17 (14,42-30,03)	21,47 (17,22-26,60)	23,96 (19,48-28,45)
V	94,48 (89,33- 96,85)	92,01 (88,872-95,46)	91,25 (84,48-98,01)
VL/VB	1,05 (0,77-1,28)	1,028 (0,96-1,082)	1,04 (0,97-1,11)
Ocorrencia (%)	77,78	22,22	11,11

Tabela 17 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS.

Porta enxerto Não identificado #396	<i>M. xenoplax</i> n=17 Bento Gonçalves RS	<i>M. curvata</i> n=2 Bento Gonçalves RS
EST	83,11 (57,56- 101,25)	64,58 (61,97- 67,20)
L	572,15 (402,24- 744,11)	375,13 (359,57-390,68)
R	91,87 (80,00- 100,00)	95,00 (90,00- 100,00)
RST	14,93 (13,00- 19,00)	14,00 (14,00-14,00)
Ran	5,00 (4,00-6,00)	5,00 (5,00-5,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	27,93 (27,00-30,00)	29,00 (29,00-29,00)
A	10,31 (7,94- 12,76)	8,28 (8,27- 8,29)
B	8,26 (6,50- 9,72)	7,93 (7,15- 8,72)
C	21,59 (17,76- 27,32)	15,50 (15,04- 15,94)
V	95,29 (93,76- 96,88)	95,44 (94,47- 96,40)
VL/VB	1,02 (0,91- 1,12)	1,05 (1,04- 1,05)
Ocorrencia (%)	89,47	10,53

Tabela 18 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS.

Porta enxerto Não identificado # 377	<i>M. xenoplax</i> n=4 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp. 01 n=13 Bento Gonçalves RS	M. sphaerocephala n= 1 Bento Gonçalves RS	M. mutabili n=1 Bento Gonçalves RS
EST	77,66 (75,38-80,76)	47,41 (44,86- 49,60)	49,8	71,34
L	520,83 (491,10- 550,39)	310,56 (291,77- 324,50)	294,955	364,43
R	83,67 (81,00- 89,00)	83,71 (80,00- 85,00)	76	
RST	13,67 (13,00- 14,00)	13,14 (12,00- 14,00)	13	14,00
Ran	5,33 (5,00- 6,00)	5,00 (5,00- 5,00)	5	5,00
Rvan	3,00 (3,00-3,00)	2,28 (2,00- 3,00)	2	3,00
Rex	28,33 (28,00- 29,00)	28,00 (27,00- 29,00)	28	29,00
A	11,09 (10,36- 12,41)	9,31 (8,31- 9,94)	9,78	8,69
B	6,83 (5,94- 7,45)	6,79 (5,95- 7,53)	5,67	6,34
C	18,37 (16,87- 19,46)	16,68 (12,72- 21,80)	15,41	15,64
V	94,34 (91,94- 95,90)	93,29 (91,12- 96,19)	93,83	89,06
VL/VB	1,01 (0,97- 1,05)	1,06 (0,96- 1,15)	1,07	1,03
Ocorrencia (%)	21,05	36,84	5,26	5,26

Tabela 19 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de porta-enxerto

Porta enxerto	<i>M. xenoplax</i>	<i>M. rutilus</i>
Comum	n=14	n=3
# 419	Bento Gonçalves RS	Bento Gonçalves RS
EST	62,29 (52,48-70,73)	56,86 (52,57-60,33)
L	458,88 (400,20-521,73)	380,76 (357,46-396,02)
R	99,85 (96,00-109,00)	99,00 (98,00-100,00)
RST	13,86 (8,00-16,00)	14,33 (13,00-15,00)
Ran	5,21 (5,00-7,00)	5,67 (5,00-6,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	28,28 (26,00-31,00)	26,67 (26,00-27,00)
A	11,62 (10,04-13,92)	10,18 (9,50-10,75)
B	8,07 (6,26-9,31)	7,50 (6,08-8,91)
C	22,73 (15,63-45,47)	20,30 (16,02-22,50)
V	94,03 (91,23-97,14)	94,22 (93,22-95,16)
VL/VB	1,08 (0,70-1,22)	1,12 (0,98-1,21)
Ocorrencia (%)	82	17

Anexo I- Morfometria de especies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto

Paulsen

Tabela 20 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto Paulsen

Porta enxerto Paulsen # 422	M. xenoplax n=14 Bento Gonçalves RS	Mesocriconema spp 02 n=1 Bento Gonçalves RS	M. rusticum n=2 Bento Gonçalves RS	M. curvata n=3 Bento Gonçalves RS
EST	63,09 (53,48-91,99)	21,82	57,95 (55,81-59,87)	60,83 (57,22-63,93)
L	462,93 (400,55-549,21)	403,24	393,99 (391,49-396,50)	350,02 (335,94-363,770)
R	97,14 (75,00-113,00)	87,00	104,5 (104,00-105,00)	102,33 (98,00-105,00)
RST	13,71 (12,00-18,00)	13,00	14,00 (13,00-15,00)	15,33 (13,00-19,00)
Ran	5,00 (5,00-5,00)	5,00	3,50 (2,00-5,00)	5,33 (5,00-6,00)
Rvan	2,07 (2,00-3,00)	2,00	15,50 (2,00-29,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	28,14 (26,00-31,00)	26,00	28,00 (27,00-29,00)	28,33 (27,00-30,00)
A	10,96 (9,18-12,73)	12,02	9,60 (9,37-9,82)	8,77 (7,87-9,35)
B	8,46 (7,33-9,29)	7,17	8,40 (7,36-9,44)	6,88 (6,27-7,28)
C	22,05 (17,69-29,33)	19,99	18,66 (18,65-18,66)	16,27 (15,69-16,72)
V	94,34 (87,20-96,90)	97,19	95,35 (94,50-96,20)	94,33 (92,96-95,19)
VL/VB	1,02 (0,87-1,15)	1,14	0,94 (0,89-0,98)	0,99 (0,95-1,02)
Ocorrencia (%)	70	5	10	15

Anexo J- Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto P1103Tabela 21 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto P1103

Porta enxerto P1103 # 378	<i>M. xenoplax</i> n=12 Bento Gonçalves RS	<i>Mesocriconema</i> spp 04 n=6 Bento Gonçalves	<i>M. curvata</i> n=2 Bento Gonçalves RS
EST	64,22 (54,89-96,94)	58,60 (50,50-65,12)	56,76 (56,70-56,82)
R	98,00 (86,00-109,00)	100,66 (88,00-115,00)	98,50 (79,00-118,00)
RST	13,75 (13,00-16,00)	14,33 (12,00-18,00)	15,00 (15,00-15,00)
Ran	5,08 (5,00-6,00)	5,33 (5,00-6,00)	5,00 (5,00-5,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	27,83 (26,00-31,00)	27,66 (25,00-30,00)	28,00 (28,00-28,00)
A	11,73 (7,71-13,48)	11,10 (8,95-12,75)	9,51 (8,60-10,43)
B	8,65 (6,74-10,20)	8,76 (7,52-9,50)	7,51 (7,27-7,76)
C	21,24 (15,77-33,77)	18,68 (14,50-20,61)	16,46 (14,74-18,18)
V	94,40 (92,24-96,73)	93,66 (86,15-96,74)	94,51 (94,43-94,59)
VL/VB	1,27 (1,10-1,52)	1,35 (1,21-1,62)	1,30 (1,28-1,32)
Ocorrencia (%)	60	30	10

Anexo K- Morfometria de especies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto não identificado

Tabela 22–Morfometria de espécies de *Mesocriconema* do RS de porta enxerto não identificado

Porta enxerto Não identificado # 400	<i>M. xenoplax</i> n=14 Bento Gonçalves RS	<i>M. mutabili</i> n=2 Bento Gonçalves RS	<i>M. rutilus</i> n=4 Bento Gonçalves RS
EST	61,69 (56,81- 70,70)	52,11 (51,62- 52,61)	58,80 (56,58-60,05)
L	451,21 (403,68- 492,53)	331,52 (275,43- 387,63)	379,94 (370,79-392,20)
R	97,21 (93,00- 103,00)	98,00 (97,00- 99,00)	96,5 (89,00-100,00)
Ran	5,00 (5,00- 5,00)	5,00 (5,00- 5,00)	4,75 (4,00-5,00)
Rvan	2,07 (2,00- 3,00)	3,00 (3,00-3,00)	2,75 (2,00-3,00)
Rex	28,35 (26,00- 30,00)	30,5 (30,00-31,00)	29,50 (28,00-31,00)
A	11,21 (9,62- 12,55)	10,23 (9,74-10,72)	8,38 (1,09-11,32)
B	9,54 (7,49- 22,03)	7,33 (6,64-8,01)	7,73 (7,05-8,37)
C	20,68 (10,08- 23,87)	16,81 (14,15-19,49)	18,03 (14,68-21,50)
V	93,06 (69,02- 96,83)	90,53 (85,84-95,22)	94,01 (92,77-95,03)
VL/VB	1,05 (0,94- 1,14)	1,02 (0,95-1,09)	1,05 (0,96-1,16)
Ocorrencia (%)	70	10	20

Anexo L- Morfometria de especies de *Mesocriconema* do RS de porta enxertonão identificado

Tabela 23 -Morfometria de especies de *Mesocriconema* do RS de porta enxertonão identificado

Porta enxerto Não identificado # 397	<i>M. xenoplax</i> n=15 Bento Gonçalves RS	<i>M. mutabili</i> n=4 Bento Gonçalves RS	<i>M. curvata</i> n=1 Bento Gonçalves RS
EST	72,43 (60,80-80,52)	54,39 (48,10-70,241)	50,72
L	466,93 (403,10-533,97)	297,41 (241,12-326,53)	307,53
R	85,26 (78,00-95,00)	85,25 (84,00-86,00)	80,00
RST	12,4 (10,00-14,00)	14,50 (12,00-18,00)	15,00
Ran	5,00 (5,00-5,00)	5,25 (5,00-6,00)	5,00
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	3,25 (3,00-4,00)	2,00
Rex	26,93 (25,00-29,00)	28,5 (27,00-30,00)	30,00
A	9,80 (7,73-12,89)	9,23 (6,99-10,53)	9,33
B	6,61 (5,26-7,62)	6,01 (5,69-6,37)	6,59
C	16,61 (14,52-19,29)	13,58 (12,47-14,58)	15,46
V	93,92 (91,47-95,66)	94,46 (93,28-95,45)	91,82
VL/VB	1,03 (0,90-1,15)	1,01 (0,96-1,04)	1,06
Ocorrencia (%)	75	20	5

Anexo M- Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto

Paulsen 1103

Tabela 24 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto Paulsen 1103

Amostra 1	<i>M. xenoplax</i> n=4 SC	<i>M. mutabili</i> n=4 SC	<i>M. curvata</i> n=2 SC	<i>M. rusticum</i> n=9 SC	<i>Mesocriconema</i> spp. 05 n=1 SC
EST	58,12 (53,50-60,66)	53,86 (50,85- 56,86)	57,96 (54,93- 60,98)	57,70 (51,67- 63,00)	54,42
L	443,10 (401,87- 486,40)	358,15 (327,96- 388,33)	358,73 (323,27- 394,19)	363,11 (340,88- 383,50)	361,88
R	95,00 (89,00- 100,00)	87,50 (86,00- 89,00)	97,50 (96,00- 99,00)	95,22 (90,00- 100,00)	90
RST	14,5 (13,00-15,00)	14,00 (14,00- 14,00)	16,00 (16,00- 16,00)	16,22 (15,00- 19,00)	7
Ran	5,50 (5,00-6,00)	5,00 (5,00-5,00)	5,50 (5,00-6,00)	5,11 (5,00-6,00)	5
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)	2
Rex	27,50 (27,00-30,00)	29,00 (29,00- 29,00)	28,50 (28,00- 29,00)	26,89 (26,00- 30,00)	29
A	11,64 (10,48-12,80)	9,77 (9,57-9,96)	9,18 (8,66-9,68)	9,92 (8,60-10,80)	8,84
B	8,39 (7,55-8,95)	8,52 (7,71-9,32)	8,36 (7,42-9,29)	8,00 (7,47-8,69)	7,31
C	22,02 (20,43-24,26)	25,51 (21,71- 29,30)	20,61 (18,15- 23,07)	19,94 (16,97- 22,10)	16,73
V	89,82 (76,27-94,78)	89,80 (88,69- 90,90)	96,85 (96,39- 97,31)	93,40 (91,33- 96,33)	95,74
VL/VB	1,03 (0,96-1,07)	1,14 (1,04-1,23)	0,95 (0,90-1,01)	1,02 (0,94-1,09)	0,87
Ocorrência (%)	20	20	45	10	5

Anexo N- Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto
VR043-43

Tabela 25 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto
VR043-43

Amostra 7	<i>M. xenoplax</i> n=16 SC	<i>M. mutabili</i> n=1 SC	<i>M. curvata</i> n=2 SC	<i>Mesocriconema</i> spp. 05 n=1 SC
EST	60,59 (54,28-65,32)	44,57	59,74 (58,41- 61,07)	59,68
L	457,14 (408,03-502,73)	318,31	374,84 (364,63- 385,06)	397,40
R	96,43 (89,00-102,00)	96,00	96,5 (96,00- 97,00)	94,00
RST	14,38 (13,00-16,00)	14,00	15,00 (15,00- 15,00)	18,00
Ran	5,25 (4,00-6,00)	5,00	5,00 (5,00- 5,00)	5,00
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00	2,00 (2,00- 2,00)	2,00
Rex	26,50 (25,00-28,00)	25,00	25,00 (25,00- 25,00)	27,00
A	11,09 (9,25-12,85)	7,99	9,49 (9,45- 9,54)	8,84
B	9,13 (7,83-10,48)	7,92	8,03 (7,48- 8,59)	7,31
C	21,69 (18,29-29,37)	15,68	17,54 (16,92- 18,16)	16,73
V	94,87 (93,68-96,67)	90,76	94,17 (91,98- 96,37)	95,74
VL/VB	1,128 (0,91-1,29)	0,89	1,09 (1,03- 1,15)	0,87
Ocorrencia (%)	80	5	10	5

Anexo O- Morfometria de *Mesocriconema xenoplax* de SC de porta enxerto comunTabela 26 - Morfometria de *Mesocriconema xenoplax* de SC de porta enxerto comun

Amostra 8	<i>M. xenoplax</i> n=20 SC
EST	60,98 (55,15-67,68)
L	463,38 (413,27-539,43)
R	95,95 (86,00-105,00)
RST	14,00 (12,00-16,00)
Ran	5,50 (5,00-6,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)
Rex	28,40 (25,00-30,00)
A	11,84 (10,24-13,18)
B	8,53 (7,65-9,87)
C	19,93 (17,42-21,88)
VL/VB	1,08 (1,02-1,15)
Ocorrencia (%)	100

Anexo P- Morfometria de especies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto Pé Franco

Tabela 27 - Morfometria de espécies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto Pé Franco

Amostra 9	<i>M. xenoplax</i> n=16 SC	<i>M. curvata</i> n=3 SC
EST	57,50 (52,61- 61,48)	52,761 (48,19- 57,63)
L	440,04 (401,40- 506,63)	367,43 (331,70- 388,82)
R	93,25 (86,00- 101,00)	90,33 (84,00- 95,00)
RST	13,69 (11,00- 15,00)	14,00 (12,00- 15,00)
Ran	5,63 (5,00- 6,00)	5,66 (5,00- 6,00)
Rvan	2,00 (2,00- 2,00)	2,00 (2,00- 2,00)
Rex	26,50 (25,00- 28,00)	25,66 (25,00- 26,00)
A	10,59 (1,02- 12,90)	10,63 (9,41- 12,66)
B	8,53 (7,58- 9,43)	8,43 (7,80- 9,19)
C	20,61 (15,97- 26,52)	17,22 (15,39- 18,41)
V	94,23 (92,59- 95,72)	94,10 (92,58- 95,32)
VL/VB	1,11 (0,98- 1,24)	1,07 (0,96- 1,19)
Ocorrencia (%)	16	3

Anexo Q- Morfometria de especies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto
Paulsen

Tabela 28 - Morfometria de especies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto paulsen

Amostra 10	<i>M. xenoplax</i> n=8 SC	<i>Mesocriconema</i> spp 05 n=5 SC
EST	57,76 (53,32- 66,91)	56,67 (55,06- 60,70)
L	452,92 (402,42- 535,92)	409,27 (378,51- 518,15)
R	90,88 (87,00- 93,00)	92,40 (89,00- 98,00)
RST	14,12 (13,00- 16,00)	13,20 (13,00- 14,00)
Ran	5,50 (5,00- 7,00)	5,00 (5,00- 5,00)
Rvan	2,00 (2,00- 2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	26,12 (24,00- 29,00)	24,40 (24,44- 25,00)
A	11,52 (8,62- 13,33)	10,17 (8,75- 12,26)
B	8,83 (7,99- 9,45)	8,04 (6,92- 9,44)
C	19,05 (15,77- 21,51)	18,22 (10,36- 25,12)
V	94,26 (92,89- 97,08)	94,98 (92,29- 97,08)
VL/VB	1,15 (0,97- 1,30)	1,02 (0,92- 1,16)
Ocorrencia (%)	62	38

Anexo R- Morfometria de especies de *Mesocriconema* de SC de porta enxerto
Paulsen

Tabela 29- Morfometria de especies de *Mesocriconema* de SC de porta enxertoPaulsen

Amostra 11	<i>M. xenoplax</i> n=13 SC	<i>Mesocriconema</i> spp. 6 n=7 SC
EST	60,30 (56,69-65,81)	57,99 (49,25-62,64)
L	439,07 (410,33-491,59)	379,04 (337,06-444,70)
R	94,92 (88,00-102,00)	94,25 (90,00-99,00)
RST	14,69 (10,00-17,00)	15,00, (13,00-18,00)
Ran	5,69 (5,00-7,00)	5,71 (4,00-6,00)
Rvan	2,00 (2,00-2,00)	2,00 (2,00-2,00)
Rex	26,15 (24,00-29,00)	24,57 (23,00-26,00)
A	11,26 (8,94-13,53)	9,97 (7,68-12,99)
B	9,04 (7,86-11,13)	8,33 (7,83-8,94)
C	19,62 (16,12-22,08)	19,37 (16,39-22,48)
V	94,11 (91,67-96,18)	93,83 (90,63-97,66)
VL/VB	1,076 (0,76-1,31)	1,07 (0,89-1,26)
Ocorrencia (%)	65	35