

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE AGRONOMIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FITOTECNIA

USO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES NO DESENVOLVIMENTO
DE PORTA-ENXERTOS DE VIDEIRA E NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Fusarium*
oxysporum f. sp. *herbemontis*.

Edgar Carniel
Engenheiro Agrônomo/UFRGS

Dissertação apresentada como um dos
requisitos à obtenção do Grau de
Mestre em Fitotecnia
Área de Concentração Horticultura

Porto Alegre (RS), Brasil
Fevereiro de 2004

AGRADECIMENTOS

À minha família, pela força e incentivo, em especial a minha mãe, Jacomina, por ter em todos os momentos da minha vida mostrado a direção do caminho certo.

Ao professor Paulo Vitor, pela orientação e paciência para com minha pessoa, e pela forma gentil como sempre me tratou.

Ao professor Fabio Dal` Soglio, pelas sugestões durante a execução do experimento.

Ao colega de trabalho Alberto Ávila pela ajuda e pelas dicas.

Às amigas Adriane Leite do Amaral e Precila Lopes, pela grande ajuda e boa vontade em ajudar sempre que precisei, muito obrigado.

Aos colegas, Francisco, Ivar, Nestor, Eduardo, Mário, Rosemarí, Adriana, Mirela e Martim pelo coleguismo e ajuda, e em especial aos colegas Gilmar, Flávia, Michel e Sergiomar pela grande amizade e por estarem sempre dispostos a ajudar.

Ao colega e amigo Denis S. Guerra pela amizade e grande ajuda estatística prestada.

À CAPES, pela concessão da bolsa de estudos, o que muito me ajudou.

Ao Departamento de Plantas e Lavoura, pelo empréstimo do medidor de área foliar.

Aos professores da UFSC Lovato e Aparecido, pelo fornecimento dos porta-enxertos e FMA usados neste trabalho.

À minha namorada Ana Beatriz, por todo o amor, carinho, paciência e ensinamentos de vida, a ti sou muito grato.

USO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES E O DESENVOLVIMENTO DE PORTA-ENXERTOS DE VIDEIRA E NO CONTROLE BIOLÓGICO DE *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*¹


Autor: Edgar Carniel
Orientador: Paulo Vitor Dutra de Souza
Co-orientador: Fabio Kessler Dal`Soglio

RESUMO

O experimento foi realizado na Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, tendo como objetivo avaliar a influência dos fungos micorrizicos arbusculares (FMA) *Glomus clarum* e *Acaulospora* sp no desenvolvimento vegetativo dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp) Paulsen 1103 e 043-43 oriundos de micropropagação, e no controle biológico de *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*. O delineamento experimental foi de blocos casualizados em esquema trifatorial, originando 12 tratamentos com 10 plantas por parcela e 3 repetições. As plantas foram inoculadas com FMA no momento da sua aclimatização. Nesta fase, usou-se copos plásticos de 300 ml de volume, com substrato Plantmax[®] + vermiculita, na proporção 2:1 (volume). Posteriormente, procedeu-se o transplante das mesmas para casa de vegetação sendo transplantadas para sacos plásticos de 3 litros, com substrato solo + areia + casca de acácia, na proporção 2:2:1 (volume), previamente desinfestado. Nesta fase, 30 dias após o transplante efetivou-se a inoculação de fusarium aos tratamentos, e as plantas desenvolveram-se por mais 4 meses. O porta-enxerto 043-43 mostrou-se mais vigoroso que o P1103. O uso de FMA permitiu acelerar o desenvolvimento dos porta-enxertos P1103 e 043-43, porém a eficiência da simbiose porta-enxerto X FMA foi dependente da cultivar e da espécie de endomicorriza. Os FMA não alteraram o conteúdo em substâncias de reservas dos porta-enxertos. A concentração de nutrientes nas plantas foi dependente do porta-enxerto utilizado e da espécie de FMA inoculada. Não ocorreu contaminação dos porta-enxertos de videira com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* em virtude da ineficiência da desinfestação do substrato, que permitiu a presença de antagonistas ao patógeno, mascarando os resultados.


¹Dissertação de Mestrado em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil (73p.), fevereiro, 2004.

**USE OF ARBUSCULAR MYCORRHIZAL FUNGI ON GROWTH OF
ROOTSTOCKS OF *Vitis* sp AND BIOLOGICAL CONTROL OF *Fusarium
oxysporum* f. sp. *herbemontis*¹**

Author: Edgar Carniel
Adviser: Paulo Vitor Dutra de Souza
Co-Adviser  bio Kessler Dal`Soglio

ABSTRACT

The experiment was carried out at the Faculdade de Agronomia of the Universidade Federal do Rio Grande do Sul and its objective was to evaluate the effect of arbuscular mycorrhizal fungi (AMF) (*Glomus clarum* and *Acaulospora* sp) on vegetative growth of grapevine rootstocks (043-43 and Paulsen 1103) and biological control of *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*. It was used a randomized block experimental design, with 12 treatments, in 3 replications with 10 plants/plot. The grapevine rootstocks were produced *in vitro*. At the acclimatization phase, the grapevine rootstocks were inoculated with AMF. At this moment, rootstocks were cultivated in 300 ml recipients containing Plantmax®+vermiculite (2:1, v:v) substrate. After 30 days, rootstocks were transferred, at greenhouse conditions, to 3L recipients containing disinfected soil+sand+decomposed residue of *Acacia* sp (2:2:1, v:v:v) substrate. *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* was inoculated in the substrate after 30 days at greenhouse conditions. The results indicate that 043-43 rootstock was more vigorous than P1103. The AMF species were efficient to increase vegetative development of 043-43 and P1103, but this efficiency was dependent on AMF species and grapevine rootstock cultivar. The AMF did not affect the grapevine carbohydrate contents. Mineral nutrition changed depending rootstock variety and AMF species. *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* did not manifested symptoms in *Vitis* sp rootstocks by consequence of the presence of antagonists in the substrate.

¹Master of Science Dissertation in Agronomy, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil (73  February, 2004.

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	5
2.1. Uso de porta-enxertos em viticultura	5
2.1.1. Micropropagação de porta-enxertos de videira	5
2.2. Práticas para prevenção e/ou controle de fusariose (<i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i>).....	6
2.3. Fungos micorrízicos arbusculares	7
2.3.1. Caracterização dos fungos micorrízicos.....	7
2.3.2. Classificação dos fungos micorrízicos	8
2.3.3. Modo de ação dos fungos micorrízicos arbusculares.....	9
2.3.4. FMA X Nutrientes	11
2.3.5. Outras vantagens no uso dos FMA.....	13
2.4. Fungos micorrízicos arbusculares em videira	15
2.5. Patógeno X FMA	15
3. MATERIAL E MÉTODOS	17
3.1. Local.....	17
3.2. Propagação dos porta-enxertos	17
3.3. Produção de inóculo de FMA	18
3.4. Substratos	19
3.4.1. Análise química e física dos substratos.....	19
3.5. Multiplicação dos fungos patogênicos	20
3.6. Tratamentos.....	21
3.7. Delineamento experimental	22
3.8. Aclimatização dos porta-enxertos e inoculação dos FMA.....	22
3.9. Transplante para recipientes de 3 litros e inoculação com <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>Herbemontis</i>	24
3.10. Avaliações	24
3.10.1. Sobrevivência de plantas.....	25
3.10.2. Área foliar.....	25
3.10.3. Número de folhas	25
3.10.4. Número de raízes primárias.....	25
3.10.5. Comprimento de raízes.....	25
3.10.6. Matérias fresca e seca da parte aérea e raízes	25
3.10.7. Substâncias de reservas	26
3.10.8. Conteúdo nutricional foliar	26
3.10.9. Colonização radicular pelos FMA.....	27
3.10.10. Severidade e incidência da fusariose.....	28

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	30
4.1. Primeira Fase: Aclimatização de porta-enxertos de videira inoculados com FMA	30
4.1.1. Sobrevivência de plantas na aclimatização	30
4.1.2. Desenvolvimento vegetativo	30
4.1.2.1. Altura	30
4.2. Segunda Fase: Comportamento do desenvolvimento vegetativo e resultados das avaliações realizadas após transplante para recipientes de 3 litros.....	32
4.2.1. Avaliação da presença de fusarium no substrato.....	32
4.2.2. Avaliação da incidência e severidade da fusariose nas plantas.....	33
4.2.3. Sobrevivência de plantas após transplante para recipientes de 3 litros	33
4.2.4. Desenvolvimento vegetativo	34
4.2.4.1. Altura	34
4.2.4.2 Diâmetro do colo	37
4.2.5. Número de folhas	39
4.2.6. Área foliar.....	40
4.2.7. Número de raízes primárias.....	41
4.2.8. Comprimento das raízes primárias	43
4.2.9. Matéria fresca e seca da parte aérea.....	44
4.2.10. Matéria fresca e seca radicular	46
4.2.11. Colonização radicular pelos FMA.....	48
4.2.12. Substâncias de reservas aérea (folha e haste) e radicular.....	53
4.2.13. Teores foliares de nutrientes.....	56
4.2.13.1. Macronutrientes	56
4.2.13.1.1. Nitrogênio (N).....	56
4.2.13.1.2. Fósforo (P)	58
4.2.13.1.3. Potássio (K).....	59
4.2.13.1.4. Cálcio (Ca).....	60
4.2.13.1.5. Magnésio (Mg).....	60
4.2.13.1.6. Enxofre (S).....	61
4.2.13.2. Micronutrientes	61
4.2.13.2.1. Cobre (Cu)	63
4.2.13.2.2. Zinco (Zn)	63
4.2.13.2.3. Ferro (Fé)	64
4.2.13.2.4. Manganês (Mg).....	64
4.2.13.2.5. Sódio (Na).....	65
4.2.13.2.6. Boro (B)	66
5. CONCLUSÕES	67
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	68

RELAÇÃO DE TABELAS

	Página
1. Teores de carbono orgânico, matéria orgânica, pH e macronutrientes encontrados nos substratos.....	20
2. Caracterização física dos substratos.....	20
3. Presença de fusarium (%) em cinco amostras do substrato utilizado no desenvolvimento de porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	32
4. Número de folhas emitidas por planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	40
5. Área foliar em cm ² planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	41
6. Número de raízes primárias por planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	42
7. Matéria fresca da parte aérea, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.....	44
8. Matéria seca da parte aérea, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.....	45

9.	Matéria fresca do sistema radicular, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	47
10.	Matéria seca do sistema radicular, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	47
11.	Colonização radicular por estruturas de FMA (%), de plantas dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	48
12.	Teores de substâncias de reservas foliar em percentagem por planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	54
13.	Teores de substâncias de reserva da haste em percentagem por planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	54
14.	Teores de substâncias de reserva radicular em percentagem por planta dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	56
15.	Teores foliares de macronutrientes (% na matéria seca) dos porta-enxertos de videira (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.....	57
16.	Teores foliares de micronutrientes (mg/kg) dos porta-enxertos de (<i>Vitis</i> sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (<i>Glomus clarum</i> , <i>Acaulospora</i> sp e Testemunha) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp. <i>herbemontis</i> (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003	62

RELAÇÃO DAS FIGURAS

Página

1. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) no período de aclimatização. Porto Alegre, UFRGS,2003 31
2. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira 043-43 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium) após transplante para recipiente de 3 litros. Porto Alegre, UFRGS,2003 34
3. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium) após transplante para recipientes de 3 litros. Porto Alegre, UFRGS,2003 35
4. Diâmetro das plantas do porta-enxerto de videira 043-43 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium) . Porto Alegre, UFRGS,2003 38
5. Diâmetro do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium) ao longo do desenvolvimento vegetativo. Porto Alegre, UFRGS,20..... 39
6. Sistema radicular de duas plantas: uma não inoculada com FMA (A) e outra inoculada com FMA (B), mostrando a maior formação de raízes secundárias na planta inoculada com FMA 42
7. Índice de presença de vesículas nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*; *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de vesículas; 1 – de 1 a 50 vesículas; 2 – de 51 a 100 vesículas; 3 – mais que 100 vesículas 50

8.	Índice de presença de hifas nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; <i>Glomus clarum</i> ; <i>Acaulospora</i> sp) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>herbemontis</i> (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de hifas; 1 – escasso desenvolvimento; 2 – desenvolvimento moderado; 3 – amplo desenvolvimento	51
9.	Índice de presença de arbúsculos nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; <i>Glomus clarum</i> ; <i>Acaulospora</i> sp) e <i>Fusarium oxysporum</i> f. sp <i>herbemontis</i> (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de arbúsculos; 1 – de 1 a 50 arbúsculos; 2 – de 51 a 100 arbúsculos; 3 – mais que 100 arbúsculos	52
10.	Estruturas de FMA encontradas nas raízes das plantas inoculadas com as espécies de FMA testadas: A)hifas, vesículas e arbúsculos; B)detalhe de uma vesícula; C)detalhe de um arbúsculo; D)região cortical da raiz colonizada por estruturas de FMA	53

1. INTRODUÇÃO

A área cultivada com videiras no Brasil já passa dos 65.000 hectares, tendo como destaque o Estado do Rio Grande do Sul. Além do Rio Grande do Sul, outros estados possuem produção com importância econômica. Entre estes, destacam-se os Estados de São Paulo, Paraná, Santa Catarina, Pernambuco, Bahia e Minas Gerais, que apresentam, aproximadamente, 50% da produção voltada à elaboração de vinhos, sucos, destilados e outros derivados. Mais os Estados do Mato Grosso do Sul, Mato Grosso e Goiás que despontam como possíveis grandes produtores de uva de mesa (Melo, 2000).

A viticultura teve grande crescimento no sul do Brasil a partir do final do século XIX (Giovannini, 2001). No Rio Grande do Sul, a principal região produtora é a Microrregião 016- Caxias do Sul (a que também é denominada Serra Gaúcha) (Giovannini, 1999).

A importância social e econômica da vitivinicultura no RS reside no fato de que mais de 52 mil pessoas estão ligadas diretamente na sua cadeia produtiva, com mais de 32000 ha cultivados, sem contar a mão-de-obra envolvida no segmento industrial que trata da fabricação do suco da uva. A área cultivada é de 30261 ha para variedades viníferas, e de 2134 ha para variedades para mesa (EMATER, 2002).

A propagação da videira pode ser realizada por vários métodos vegetativos, principalmente pela estaquia. Porém, este é um método que apesar da fácil execução e de

grande sucesso no pegamento de mudas, vem apresentando sérios problemas relacionados a transmissão de pragas e doenças.

Levando-se em conta a necessidade de novos métodos de propagação, os quais possam não apenas solucionar problemas como o da ocorrência da filoxera (*Phylloxera vitifoliae* Fitch, 1855) e da infestação dos solos pela pérola-da-terra (*Eurhizococcus brasiliensis* Hempel, 1922), mas que também possam trazer outras vantagens: como a não transmissão de doenças, a rápida multiplicação e a uniformização de mudas, desenvolveu-se a técnica de cultivo em cultura de tecidos (micropropagação), que hoje, apesar de ainda ser uma novidade, já começa a ser usada de maneira mais intensa.

Aliada a esta técnica está o uso de Fungos Micorrízicos Arbusculares (FMA), os quais, nos estudos já realizados, começam a mostrar-se eficientes.

O uso de FMA tem mostrado um aumento no desenvolvimento vegetativo e no conteúdo nutricional de reservas das plantas (Souza, 1995). A literatura já cita estudos que demonstram a importância da associação dos FMA com as plantas de videira (Franke et al., 1989; Lovato et al., 1989; Souza et al., 1999; Büttgenbender, 2001; Agostini, 2002).

Convém lembrar que geralmente os substratos utilizados na propagação dos porta-enxertos de videira, em ambiente protegido, sofrem uma desinfestação química ou física para a eliminação de patógenos. Processo este, que também elimina microrganismos benéficos como os FMA.

Outros efeitos, além destes, também parecem ser importantes, como a atuação efetiva sobre a proteção das raízes contra a atuação de patógenos, pois as plantas micorrizadas normalmente possuem um maior vigor, tolerando melhor as condições de estresse (Linderman, 1992).

Os patógenos do sistema radicular, principalmente aqueles causadores de doenças do sistema vascular, são de difícil controle e os métodos de controle químico acarretam

grande uso de mão-de-obra e produtos fitossanitários, o que eleva o custo de produção, além dos danos causados ao meio ambiente.

A busca de um modelo de agricultura sustentável passa, necessariamente, pela redução substancial do uso de insumos químicos. Então, faz-se necessário produzir com qualidade, desenvolvendo-se técnicas que eliminem ou reduzam o uso de agroquímicos.

Hoje, o mercado está cada vez mais interessado em produtos ecológicos, onde o sistema de cultivo preserva os mecanismos naturais responsáveis pelo equilíbrio da fertilidade do solo e das cadeias alimentares naturais. Então, é essencial o desenvolvimento de novas alternativas para o controle de patógenos de solo, como o controle biológico, pois vários problemas estão associados ao controle químico (Saggin & Lovato, 1999 citado por Zenke, 2003).

O controle biológico de patógenos é um método promissor na agricultura. A inoculação de fungos micorrízicos é uma técnica que poderá diminuir a incidência e o desenvolvimento de fusariose em videira. Com isso, poder-se-à reduzir o custo de produção pela diminuição do uso de fertilizantes e pesticidas, além de não causar prejuízos ao homem e ao meio ambiente.

Segundo Siqueira et al. (2002), a inoculação dos FMA em larga escala poderá contribuir para a redução no uso de agroquímicos, diminuir as perdas das culturas causadas por estresses diversos e aumentar a produção e, concomitantemente, favorecer a conservação ambiental. Portanto, os FMA são importantes componentes da produção agrícola e, se manejados adequadamente, podem contribuir substancialmente para a sustentabilidade dos agrossistemas.

Levando-se em conta as vantagens dos FMA, este trabalho foi desenvolvido tendo por objetivo avaliar a utilização destes microrganismos no desenvolvimento vegetativo e

no controle biológico da fusariose, em porta-enxertos de videira oriundos de micropropagação.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Uso de porta-enxertos em viticultura

Um método de controle eficiente e econômico na prevenção de uma série de patógenos do solo que atacam a cultura da videira, diz respeito ao uso de porta-enxertos resistentes (Gallotti, 1991; Andrade et al. 1993; Souza, 1996). Isso é compreensível se levar-se em conta que os patógenos do sistema radicular, principalmente os que causam doenças vasculares, são de difícil controle. E que, os métodos de controle químicos são de alto custo, acarretando grande uso de mão-de-obra e produtos fitossanitários de custo elevado, além dos danos ao meio ambiente.

2.1.1 Micropropagação de porta-enxertos de videira

Na atualidade, dezenas de espécies de plantas já são multiplicadas vegetativamente em horticultura. Portanto, a técnica assume importância para a multiplicação de porta-enxertos de plantas frutíferas de clima temperado e árvores-elite de essências florestais de rápido crescimento (CALDAS, 1985).

Visto a necessidade de se aumentar a disponibilidade de porta-enxertos adequados às condições brasileiras, surge a necessidade de material vegetativo sadio para formação ou reposição dos vinhedos, o que, conseqüentemente, leva a uma grande demanda desses porta-enxertos. Então, formas de multiplicação de material propagativo sadio são importantes, tanto para formação de matrizeiros, como a propagação em larga escala dos

porta-enxertos. A multiplicação rápida de porta-enxertos já foi obtida com sucesso por meio de técnicas de micropropagação (Biasi, 2000).


Por oferecer vantagens sobre a propagação vegetativa convencional, como a obtenção de um grande número de mudas em um curto espaço de tempo, a clonagem de variedades novas (garantia de manutenção) e a eliminação de pragas e de doenças, a micropropagação tem servido como uma ferramenta bastante útil na horticultura. Além do que, esta técnica assegura um padrão de uniformidade às plantas aclimatizadas. O maior problema enfrentado para execução desta prática é o alto custo despendido em relação a infra-estrutura e materiais de laboratório (Kozai, 1997), além da necessidade de pessoal treinado.

2.2 Práticas para prevenção e/ou controle de fusariose (*Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis*)

As condições climáticas nas principais regiões produtoras de uva nos estados de Santa Catarina e do Rio Grande do Sul, com elevada precipitação e temperaturas amenas, são favoráveis à ocorrência de diversas moléstias da videira, principalmente doenças da parte aérea, como míldio *Plasmopora vitícola* (Berk. & Curtis) Berl & De Toni e antracnose *Elsinoe ampelina* (De Toni) Shear (*Sphaceloma ampelinum* De Bary), e do sistema radicular, como a fusariose (*Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis*) (MBRAPA, 1986). Esta é responsável pela redução de uma considerável área de plantio em muitas regiões produtoras nos Estados do Rio Grande do Sul e Santa Catarina. Por isso, a fusariose vem sendo apontada como a principal moléstia do sistema radicular e a principal causa de morte de plantas (Andrade et al., 1993). O fungo coloniza o sistema vascular causando murcha e morte da planta (Gallotti & Grigoletti, 1990). Durante o ano, dependendo da severidade da infecção, pode ocorrer morte de parte ou de toda a planta. Na

planta ocorre o desfolhamento precoce e, ao retirar-se a casca do tronco ou ramos atacados, observa-se uma faixa escura que se estende do sistema radicular à parte aérea da planta (EMBRAPA, 1986).

Nos estados de São Paulo, Santa Catarina e Rio Grande do Sul, que respondem por cerca de 95% da produção nacional, é bastante comum a ocorrência desta moléstia (EMBRAPA, 1986; Gallotti e Schuck, 1991; Andrade et al., 1993).

Hoje em dia, o método mais eficiente e econômico de controle da fusariose é através do uso de cultivares de porta-enxertos resistentes (Schuck et al., 1993; Andrade et al., 1993). Existem diferentes graus de resistência a esta doença, sendo que os porta-enxertos originados do grupo *Vitis berlandieri* Blanchon  *Vitis rupestris* Scheele, como o Paulsen (P) 1103, porta-enxerto este mais utilizado na viticultura do sul do Brasil, possuem resistência intermediária. E, os cultivares de *Vitis rotundifolia* Michaux x *Vitis labrusca* L., como o 043-43 se constituem numa fonte de resistência a esta doença e possuem um grande potencial como porta-enxerto para as condições do sul do Brasil (Schuck et al. 1993; Lima da Silva et al. 1997). No entanto, a utilização de porta-enxertos resistentes deve ser associada a outras práticas de manejo, para um maior sucesso no controle da doença.

Entre as práticas de manejo que podem auxiliar no controle desta doença, e cujo estudo começa a ser intensificado, esta a inoculação dos porta-enxertos com fungos micorrízicos arbusculares.

2.3 Fungos micorrízicos arbusculares

2.3.1 Caracterização dos fungos micorrízicos

O termo micorriza foi inicialmente proposto por Frank, em 1885, citado por Souza (1996), originando-se do grego, onde “mico” significa fungo e “riza”, raiz; e se refere ao

mutualismo existente entre as raízes das plantas e determinados fungos do solo. As micorrizas são as relações mutualísticas mais comuns na natureza, sendo formadas por certos fungos do solo e as raízes da grande maioria das plantas (Smith & Read, 1997 citados por Siqueira et al., 2002).

Segundo Siqueira & Franco (1988), os fungos micorrízicos são divididos em três grupos: ectomicorrizas, ectoendomicorrizas e endomicorrizas.

As espécies de micorrizas utilizadas em horticultura são pertencentes ao grupo das endomicorrizas, e, dentro deste, dos fungos micorrízicos arbusculares (FMA).

Os FMA têm duas estruturas diferentes em relação aos demais grupos, que são os arbúsculos e as vesículas. Arbúsculos são estruturas intracelulares efêmeras, originados pela ramificação da hifa no interior da célula e são responsáveis pelas trocas de carboidratos e nutrientes entre os simbioses. As vesículas são estruturas de reserva, que se formam intercelularmente nas extremidades das hifas e que, juntamente com os esporos, arbúsculos e as próprias hifas, consistem na forma de propagação do fungo (Lopes et al. 1983).

2.3.2 Classificação dos fungos micorrízicos

Segundo Siqueira et al. (2002), a diversidade estrutural nos esporos permite reconhecer atualmente cerca de 168 espécies de FMA, pertencentes a sete gêneros distribuídos em cinco famílias, as quais são descritas a seguir:

Família Glomaceae: corresponde aos gêneros *Glomus* Tul e Tul e *Sclerocystis* Berk e Br.

Família Gigasporaceae: corresponde aos gêneros *Gigaspora* Gerd e Trappe e *Scutellospora* Walker e Sanders. Estes gêneros formam somente arbúsculos. Células auxiliares são produzidas no solo junto às estruturas chamadas azigosporos.

Família Acaulosporaceae: corresponde aos gêneros *Acaulospora* Gerd e Trappe e *Entrophospora* Annes e Schneider.

Família Archaeosporaceae: corresponde ao gênero *Archaeospora* Morton e Redecker. Este gênero não forma vesículas.

Família Paraglomaceae: corresponde ao gênero *Paraglomus* Morton e Redecker.

As Famílias Acaulosporaceae e Glomaceae produzem vesículas e arbúsculos nas raízes, mas não formam células auxiliares.

As hifas, ao penetrarem nas células diferenciam-se, formando arbúsculos e/ou vesículas, sendo, por isso, definidos como fungos micorrízicos arbusculares.

2.3.3 Modo de ação dos fungos micorrízicos arbusculares

As micorrizas são uma associação mutualística, na qual as raízes das plantas são invadidas por fungos específicos ocorrendo uma perfeita integração funcional entre os simbiontes (Smith & Read, 1997). Segundo Silveira (1998), esta relação trata-se de uma simbiose praticamente universal, não só pelo grande número de plantas que formam a associação, como também por sua ocorrência generalizada na maioria dos habitats naturais.

A associação das plantas com os FMA envolve três componentes: as raízes do hospedeiro, as hifas do fungo no interior das raízes e as hifas externas que se estendem através da rizosfera.

Segundo Silveira et al. (1992), o desenvolvimento dos FMA apresenta cinco estádios: 1) pré-infecção; 2) infecção primária; 3) formação de arbúsculos e vesículas; 4) desenvolvimento do fungo na raiz e na rizosfera e 5) dispersão do fungo no solo ou substrato.

O processo de colonização, propriamente dito, tem início na superfície da raiz, com a penetração resultante da combinação de pressão mecânica e degradação enzimática

parcial da parede celular vegetal. A colonização intrarradicular é limitada aos tecidos externos à endoderme, e se dá pelo crescimento inter e intracelular das hifas. O crescimento intracelular inicial é caracterizado pela formação de enovelamentos de hifas transcelulares e pela invaginação da membrana plasmática vegetal, de modo que não existe comprometimento da integridade das células hospedeiras (Siqueira et al., 2002).

A colonização é um processo altamente equilibrado, sem aparecimento de lesões e invasões do sistema vascular da planta, sendo essa uma diferença entre os fungos micorrízicos e patógenos de raiz.

Os arbúsculos, vesículas e esporos originam-se através de modificações das hifas. Os arbúsculos são estruturas intracelulares efêmeras formadas por ramificação continuada de hifas, tomando grande parte do volume das células corticais da raiz e constituem o sítio de trocas de carboidratos e nutrientes entre a micorriza e a planta (Alexopoulos et al., 1996).

As hifas, independentemente de serem internas ou externas às células das raízes, podem dar origem às vesículas. Estas apresentam aspecto interno reticulado, devido aos grânulos de lipídios encontrados em seu interior, sugerindo uma função de órgão de reserva.

Os esporos são estruturas assexuadas, normalmente globosas e com um diâmetro que varia de 45 a 700 μ m, que servem para a disseminação e sobrevivência dos FMA (Morton (1988), citado por (Siqueira et al., 2002)

Segundo Abbott & Robson (1991), os FMA possuem vários tipos de propágulos, como hifas, esporos e vesículas e as fontes mais analisadas de propágulos são raízes micorrizadas e esporos germinados.

2.3.4 FMA x Nutrientes

Nutrientes como P, K, Zn, Cu, cálcio (Ca), S, manganês (Mn), Br, I, cloro (Cl), Al, Si que movimentam-se por difusão, são absorvidos em maior quantidade na presença de FMA. Além disto, as plantas micorrizadas estão “protegidas” dos efeitos tóxicos dos metais pesados, como Al, Mn, Zn, cádmio (Cd), Cu, chumbo (Pb) (Silveira, 1992). A proteção dos efeitos tóxicos se dá pela imobilização destes metais nas estruturas dos FMA, impedindo que os mesmos sejam absorvidos pela planta em grandes quantidades.

Siqueira et al. (2002) comentam que no período de 1950-1960, experimentos confirmativos foram desenvolvidos na Inglaterra e nos Estados Unidos e evidenciaram que plantas inoculadas com propágulos de fungos extraídos do solo desenvolviam-se melhor por conterem teores mais elevados de nutrientes minerais, especialmente daqueles pouco móveis no solo, como fósforo (P), zinco (Zn) e cobre (Cu), cuja absorção é facilitada pelas hifas externas. Sabe-se, no entanto, que, devido a efeitos secundários da micorrização, outros nutrientes também são absorvidos em maior quantidade em plantas micorrizadas.

Embora os efeitos das micorrizas sejam mais consistentes para os nutrientes de baixa mobilidade, os FMAs interferem direta ou indiretamente na absorção de outros elementos como bromo (Br), iodo (I), alumínio (Al), silício (Si) e metais pesados. Os efeitos nutricionais dependem da disponibilidade relativa dos elementos no meio de crescimento e da exigência da planta a eles, sendo a absorção mais acentuada em condições de deficiência, especialmente de fósforo (P). A absorção de P tem relação direta com o crescimento da planta, sendo que quando este atinge concentrações próximas da adequada, a colonização das raízes é inibida por mecanismos auto-regulatórios da simbiose, tornando as micorrizas desnecessárias e incompatíveis com as condições de excesso de nutrientes no solo.

No entanto, Zambolim (1991), afirma que aquelas espécies consideradas dependentes respondem positivamente no crescimento, mesmo quando o nível de P no solo é considerado médio a alto. Concentrações altas de P no solo não afetam, necessariamente a colonização das raízes pelas micorrizas, mas a extensão do micélio externo é menor, diminuindo a eficiência em explorar o solo.

Segundo Marschener & Dell (1994), devido ao aumento de volume explorado de solo em função da presença de fungos micorrízicos, uma maior quantidade de íons minerais são absorvidos e transferidos à planta hospedeira. Dentre os íons mais eficientemente absorvidos está o P. Smith & Read (1997), complementam afirmando que além deste, Zn, Cu, enxofre (S) e potássio (K) também têm sua absorção aumentada, conseqüentemente, tem-se uma aceleração no crescimento do hospedeiro.

Além da alta capacidade e eficiência de absorção de P, as hifas crescem a partir das raízes solo adentro, absorvendo este e outros nutrientes fora da zona de esgotamento que se desenvolve próximo a superfície das raízes absorventes, transferindo-os para o hospedeiro nos arbúsculos (Siqueira et al., 2002).

Em experimentos com micorrizas é importante a correção do nível de P, utilizando-se uma quantidade mínima, pois do contrário podem tornar-se parasitas por escassez e, altas concentrações podem não justificar o uso das mesmas, devido a planta obter mais facilmente os nutrientes de que necessita (Antoniolli & Kaminski, 1991).

A maior absorção de nutrientes resulta de inúmeros mecanismos, como aumento na superfície e capacidade de absorção das raízes, maior acessibilidade aos nutrientes, utilização de formas não disponíveis a raízes não colonizadas, por solubilização e mineralização de nutrientes na rizosfera, e amenização de fatores adversos à absorção, como metais, compostos orgânicos tóxicos e patógenos que atacam o sistema radicular (Siqueira 1994 citado por Siqueira et al., 2002).

Trabalhando com mudas de abacateiro inoculadas com FMA, Silveira (1999) obteve aumento de nutrientes, como o N, P e Ca.

Segundo Barea et al. (1987), a absorção de nitrogênio (N) na forma de amônio pode ser aumentada com o auxílio dos fungos micorrízicos. O N pode ser absorvido pelos FMA na forma de nitrato de amônio (Souza, 1995a). Por outro lado, Azcón et al. (1992) relatam que os FMAs não são importantes no transporte de nitrato para as raízes, porque este íon pode facilmente ser difundido até estas, sendo absorvido diretamente.

No que diz respeito a absorção de K, Souza et al. (2000) observaram um incremento na absorção deste nutriente em plantas de Citrange Carrizo (*Citrus* sp.) micorrizadas, indicando que os FMA também têm potencial para melhoria na absorção de K.

2.3.4 Outras vantagens no uso dos FMA

É provável que exista uma correlação positiva entre a colonização por FMA e as concentrações de carboidratos nos tecidos vegetais (Schimitz, 1998).

Em um experimento com FMA inoculados em citros, Dixon et al. (1988) observaram um aumento dos açúcares solúveis totais, dos açúcares redutores, da sacarose e do amido foliar.

Segundo Alexopoulos et al. (1996), existem evidências que sugerem que a associação de plantas com endomicorrizas contribui para a resistência a certos patógenos radiculares.

Segundo Laranjeira (2001), a redução da severidade de doenças de plantas pode ser fortemente influenciada por FMA através de vários mecanismos, como: aumento do fornecimento de nutrientes a planta, competição por fotossintatos do hospedeiro e sítios de infecção, modificações morfológicas em raízes e tecidos radiculares, modificações nos

componentes químicos dos tecidos da planta, redução do estresse abiótico e por modificações microbianas na micorrizosfera.

Segundo Souza (1995a), existem estudos que comprovam um acúmulo de substâncias de reservas nas mudas pela atuação dos FMA, o que é importante para a sobrevivência destas após o transplântio. Além de promover um acréscimo no peso seco da parte aérea e aumento no conteúdo de carboidratos nas raízes das plantas.

Um maior peso seco e aéreo foi observado por Souza et al. (1998) em plântulas de Citrange Troyer inoculadas com FMA. Houve também, aumento dos níveis de açúcares foliares e de açúcares solúveis das raízes.

Souza (2000), observou aumento no diâmetro do colo, peso seco da parte aérea e das raízes, número de folhas e altura de plantas de Citrange Carrizo inoculadas com FMA.

Em condições de baixa umidade e baixos teores de P, as plantas colonizadas por FMA são mais tolerantes ao estresse hídrico do que as não colonizadas. Alterações no nível nutricional e relação hormonal no hospedeiro causada pelos FMA são sugeridas como o mecanismo pelo qual a invasão pelo fungo micorrízico aumenta a tolerância das plantas micorrizadas à seca. Souza (1995b) comenta que os FMA podem estar envolvidos nos processos hormonais das plantas, interferindo na síntese e translocação de fitormônios. Existem relatos, também, indicando a existência de um intercâmbio hormonal entre as plantas e os FMA e a comprovação de que a simbiose é beneficiada pela aplicação radicular de auxinas.

Segundo Carneiro et al. (2001), os FMA são importantes na reabilitação de solos poluídos com metais pesados. Os FMA podem atuar de forma a imobilizar temporariamente, nas hifas, os metais absorvidos do solo, diminuindo a translocação desses elementos para a parte aérea.

2.4 Fungos micorrízicos arbusculares em videiras

Segundo Schubert & Cravero (1985), é normal a presença de FMA em solos de vinhedos, que respondem muito bem a inoculação destes fungos. Deal et al. (1972) sugerem que a simbiose entre FMA e a videira é benéfica, ou até mesmo necessária para o crescimento normal desta cultura, pois os vinhedos comerciais com vigor satisfatório ou excepcional apresentam abundância de FMA em relação aos vinhedos menos vigorosos.

Segundo Lovato et al. (1992), respostas positivas observadas em outras culturas também ocorrem em videira, como maior absorção de água, produção de hormônios e resistência aos patógenos.

Segundo Souza et al. (1999), a aclimatização de porta-enxertos de videira micropropagados é beneficiada pelos FMA, porém esta é dependente da espécie de FMA e da cultivar de porta-enxerto.

Segundo Agostini (2002), os FMA influenciam o desenvolvimento vegetativo de porta-enxertos de videira, porém esta influência é variável com o porta-enxerto e com a espécie de FMA.

Mudas de videira previamente inoculadas com FMA têm maior desenvolvimento vegetativo que as não inoculadas (Schubert et al. 1988).

2.5 Patógenos x FMA

Segundo Trappe (1977), os fungos micorrízicos arbusculares (FMA) são exemplos de microrganismos benéficos às plantas e com potencial de controle biológico de patógenos. Embora alguns relatos mostrem um aumento na incidência de moléstias, de maneira geral, observa-se um decréscimo no ataque de fungos fitopatogênicos em raízes de plantas micorrizadas (Schenk & Kellam, 1978; Paulitz & Linderman, 1991). Existem relatos que mostram uma diminuição do ataque de *Fusarium solani* (Mart.) Sacc. em plantas de soja (*Glicine max*), quando inoculadas com *Glomus* sp (Zambolim, 1980), e um

aumento na resistência do tomateiro (*Lycopersicon esculentum*) ataque de *Fusarium oxysporum* f. sp. *radicis-lycopersici* (Jarvis) Shoemaker, quando inoculados com *Glomus intraradices* (N. C. Schenck) G. S. Sm. (Caron et al., 1986). E, a garantia de ausência dos sintomas de *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemanonis* em porta-enxertos micropropagados de videira SO4 inoculados com uma mistura de espécies micorrízicas (Zenke, 2003).

Resultados obtidos *in vitro* mostram que os FMA podem fortemente selecionar e modificar o crescimento de outros microrganismos. A presença de *G. intraradices* interfere no crescimento de diferentes organismos, inibindo o crescimento de patógenos como o *Fusarium oxysporum* f. sp. *lysanthemi* Litrell. O estímulo positivo dos FMA no crescimento das plantas interfere indiretamente nos patógenos, e por isso tem influência na supressão da doença. Os FMAs formam um novo ambiente microbiano, desta maneira contribuem para a proliferação de microrganismos específicos, além de alterar potencialmente a população de patógenos (Filion et al., 1999).

Considerando o efeito benéfico da simbiose no crescimento e vigor das plantas, e que os fungos micorrízicos ocupam o mesmo sítio ecológico de fitopatógenos na rizosfera, é de se esperar que esses simbiontes apresentem potencial para reduzir perdas causadas por organismos causadores de doenças. Isto ocorre, principalmente, por aquelas causadas por patógenos do solo, justamente pela melhoria do estado nutricional da planta, que passa a exibir um crescimento mais vigoroso (Linderman, 1992).

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local

O experimento foi conduzido em laboratório e casa de vegetação, no Departamento de Horticultura e Silvicultura da Faculdade de Agronomia da UFRGS, AV. Bento Gonçalves, 7712, Porto Alegre, RS.


3.2 Propagação dos porta-enxertos

Foram utilizados dois porta-enxertos de videira: Paulsen (P) 1103 (*Vitis berlandieri* Blanchon x *Vitis rupestris* Scheele) e 043-43 (*Vitis labrusca* L. x *Vitis rotundifolia* Michaux).

Os porta-enxertos utilizados para a realização do experimento foram multiplicados via micropropagação no Laboratório de Biotecnologia do Departamento de Horticultura e Silvicultura da UFRGS, a partir de explantes gentilmente fornecidos pelo Departamento de Engenharia Rural do Centro de Ciências Agrárias (UFSC). As plantas foram micropropagadas em tubos tipo Pyrex® (22 x 220 mm) fechados com papel alumínio e filme plástico, contendo 15 ml de meio de cultura DSD1 (Lima da Silva & Doazan, 1995) com sacarose (20 g L⁻¹) e agar (6,0 g L⁻¹), isento de reguladores de crescimento e com pH 5,8. Foram utilizados como explantes para multiplicação, partes lenhosas da planta, normalmente com duas gemas cada. As culturas *in vitro* foram mantidas em câmara de

crescimento durante 70 dias a 25 ± 2 °C, fotoperíodo de 16 horas e umidade relativa do ar de 60 a 70 %.

3.3 Produção de inóculo de FMA

Os isolados de FMA (*Glomus clarum* Nicolson & Schenk e *Acaulospora*  Gerd & Trappe) utilizados para multiplicação e posterior uso no experimento, foram gentilmente cedidos pelo Laboratório de Microbiologia de Solo do Departamento de Engenharia Rural do Centro de Ciências Agrárias da UFSC. A multiplicação dos isolados foi realizada em casa de vegetação no Departamento de Horticultura e Silvicultura da UFRGS. A produção de inóculo foi realizada utilizando-se aveia (*Avena* sp), cultivada em vasos em areia autoclavada, por 01 hora a 120 °C, repetida três vezes com intervalo de 24 horas. Os vasos, com capacidade de 1L cada, inicialmente foram submetidos a uma lavagem com água sanitária e, após estarem completamente secos foram preenchidos até sua metade com areia esterilizada, então se procedeu a inoculação, utilizando-se 10 g de inóculo dos isolados de FMA em cada vaso. Após a adição dos isolados de FMA, os vasos foram completados com areia até 2cm da borda. As sementes de aveia foram desinfestadas em hipoclorito de sódio e semeadas próximo a superfície, aproximadamente a 2cm de profundidade. Após 3 meses de cultivo, os inóculos de FMA estavam prontos para uso nos porta-enxertos micropropagados. No momento da coleta procedeu-se o corte da aveia rente à superfície do substrato (areia), seguido de uma picagem das raízes e posterior homogeneização com o substrato ao qual as mesmas cresceram. O material foi acondicionado em saco plástico e mantido em geladeira a uma temperatura média de 3 °C até o momento de ser usado.

3.4 Substratos

Dois substratos foram utilizados, um na etapa da aclimatização dos porta-enxertos e outro na fase do desenvolvimento vegetativo.

Na fase de aclimatização das plantas foi utilizado como substrato uma mistura de Plantmax® (Substrato comercial para tomate) + vermiculita, na proporção de 2:1 (v:v).

Após a aclimatização foi utilizado como substrato uma mistura de solo, areia e resíduo decomposto de casca de acácia, na proporção de 2:2:1 (v:v:v).

O solo utilizado para a composição do substrato é do tipo Podzólico Vermelho-Escuro (Espírito Santo, 1988), textura franco argilosa, coletado na Estação Experimental Agronômica (EEA), em Eldorado do Sul, RS. A areia utilizada foi a de textura mediana (0,5 a 1,5 mm) e o resíduo decomposto de casca de acácia é oriundo das sobras de material da empresa produtora de tanino (TANAC) de Montenegro, RS.

3.4.1 Análise química e física dos substratos

Os substratos passaram por análise química visando a determinação do pH, carbono orgânico, matéria orgânica e análise de macronutrientes (Tabela 1). As análises foram realizadas no Laboratório de Análises de Solos e Tecidos da Faculdade de Agronomia da UFRGS.

Para a determinação das propriedades físicas foram analisada: densidades úmida e seca, matéria seca, teor total de sais solúveis, porosidade total, espaço de aeração, capacidade de retenção de água na pressão de sucção de 10, 50 e 100 cm, água facilmente disponível, água tamponante e condutividade elétrica, realizado no Laboratório de Biotecnologia do Departamento de Horticultura e Silvicultura da Faculdade de Agronomia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul (Tabela 2).

TABELA 1. Teores de pH, matéria orgânica, carbono orgânico e macronutrientes encontrados nos substratos.

	pH	M.O ¹ .	C.O ² .	Fósforo	Potássio	Cálcio
Magnésio	(%)	(%)	(mg.L ⁻¹)	(mg.L ⁻¹)	(cmol _c .L ⁻¹)	(cmol _c .L ⁻¹)
Substrato (1)	5,8	-	22	0,16	0,54	1,7
Substrato (2)	4,8	3,0	-	7,8	72	4,2

¹M.O - matéria orgânica.²C.O - carbono orgânico.

TABELA 2. Caracterização física dos substratos.

	DU	DS	MS	TTSS	PT	EA(10)	AFD
(m ³ .m ⁻³)	(Kg.m ⁻³)	(Kg.m ⁻³)	(g.100g ⁻¹)	(Kg.m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)
Substrato (1)	505	221	44	1,40	0,82	0,30	0,10
Substrato (2)	1191	1118	94	0,42	0,53	0,18	0,20

Continuação (Tabela 2).

AD	AT	CRA(10)	CRA(50)	CRA(100)	CE(1:10)
(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(m ³ .m ⁻³)	(dS.m ⁻¹)
0,12	0,02	0,52	0,42	0,39	0,47
0,22	0,03	0,36	0,16	0,13	0,06

DU – densidade úmida, DS – densidade seca, MS – matéria seca (sólidos), TTSS – teor total de sais solúveis, PT – porosidade total, EA(10) – espaço de aeração, AFD – água facilmente disponível, AD – água disponível, AT – água tamponante, CRA(10) – capac. retenção água na pressão de sucção de 10 cm, CRA(50) – capac. retenção água na pressão de sucção de 50 cm, CRA(100) – capac. retenção água na pressão de sucção de 100 cm, CE – condutividade elétrica.

3.5 Multiplicação dos fungos patogênicos

Os isolados de *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* foram fornecidos pela EMBRAPA – Bento Gonçalves e multiplicados no Laboratório de Fitopatologia da Faculdade de Agronomia da UFRGS. A manutenção dos fungos foi feita através de repicagens periódicas, utilizando-se o meio de cultura BDA (Batata – Dextrose – Agar), em placas de petri. Após o desenvolvimento inicial, as culturas foram mantidas em ambiente refrigerado com temperaturas entre 5 a 12 °C. O que reduziu o metabolismo dos fungos e, conseqüentemente, o crescimento micelial, bem como o ressecamento do meio de cultura, o que diminuiu a necessidade de repicagens.

A multiplicação definitiva dos isolados para uso no experimento seguiu o seguinte procedimento: foram colocados cerca de 30 gramas de semente de aveia num frasco de

250ml de capacidade com água e os grãos foram deixados de molho por 16 horas, decantando-se o excesso de água e, depois, levados a autoclave por 30 minutos. Após esfriar, foi introduzida assepticamente uma parte de ágar com o patógeno e este foi incubado durante uma semana antes de ser inoculado ao substrato dos porta-enxertos.



3.6 Tratamentos

Os tratamentos testados foram os seguintes:

T1 – Porta-enxerto 043-43 Testemunha (sem micorriza e sem fusarium)

T2 – Porta-enxerto 043-43 inoculado com *Glomus clarum*

T3 – Porta-enxerto 043-43 inoculado com *Acaulospora* sp

T4 – Porta-enxerto 043-43 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*

T5 – Porta-enxerto 043-43 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*
+ *Glomus clarum*

T6 – Porta-enxerto 043-43 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*
+ *Acaulospora* sp

T7 – Porta-enxerto P1103 Testemunha (sem micorriza e sem fusarium)

T8 – Porta-enxerto P1103 inoculado com *Glomus clarum*

T9 – Porta-enxerto P1103 inoculado com *Acaulospora* sp

T10 – Porta-enxerto P1103 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*

T11 – Porta-enxerto P1103 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*
+ *Glomus clarum*

T12 – Porta-enxerto P1103 inoculado com *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*
+ *Acaulospora* sp.

3.7 Delineamento experimental

O delineamento experimental foi de blocos casualizados em esquema trifatorial: Porta-enxerto (P1103 e 043-43); FMA (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e testemunha) e Fusarium (presença ou ausência), originando 12 tratamentos com 10 plantas por parcela e 3 repetições, num total de 360 plantas. Os dados foram submetidos ao teste de Duncan a 5% de probabilidade para comparação das médias.

3.8 Aclimatização dos porta-enxertos e inoculação dos FMA

A aclimatização dos porta-enxertos micropropagados e cultivados *in vitro* foi realizada em casa de vegetação coberta por telhas de fibra de vidro e ainda protegido da radiação solar, pela cobertura de sombrite (50 % de sombreamento) instalado internamente à casa de vegetação 2m acima da linha das bancadas onde ficaram as plantas.

As plantas, que no cultivo “*in vitro*” apresentavam em torno de 4 a 7 folhas, foram lavadas em água corrente para retirar os restos de meio de cultura. Em seguida, fez-se uma padronização das plantas, que consistiu em eliminar o excesso de raízes e deixar a parte aérea com uma altura de 5 cm ou 3 a 4 folhas.

A seguir as plantas foram transplantadas para copos plásticos de 300 ml com dois orifícios de 0,5cm cada na sua base, que foi imersa numa bandeja contendo água o que permitiu a irrigação por capilaridade e, sobre as plantas foram encaixados invertidamente copos plásticos transparentes de 200 ml com um orifício na base para começar uma lenta aclimatização das plantas as novas condições de temperatura e humidade relativa do ar. Usou-se como substrato (Substrato 1) uma mistura de Plantmax® + vermiculita (2:1; v:v). Ao substrato adicionou-se água na proporção de 3:1 v:v respectivamente.

Na transferência para a aclimatização, as plantas receberam os tratamentos de inoculação micorrízica. Os tratamentos com FMA receberam 6,6g de inóculo (areia +

raízes de aveia) de *Glomus clarum* por planta e 12,5g de inóculo de *Acaulospora* sp/planta, correspondendo a 5 esporos viáveis por planta. O inoculante foi adicionado ao substrato numa altura intermediária em relação ao copo e, em seguida, o recipiente foi completado com substrato até a sua borda.

Com o auxílio de um bastão de vidro que foi usado para abrir os orifícios no substrato e ajudar na colocação da planta dentro dos mesmos, o qual era lavado e desinfestado periodicamente ao término do transplante de cada tratamento, foi realizado o transplante dos porta-enxertos. Os copos com as plantas pertencentes a cada tratamento e repetição foram colocadas em bandejas plásticas redondas com um diâmetro de 35 cm e 5 cm de altura e levadas até as bancadas na casa de vegetação, e lá permaneceram até a completa aclimatização que durou 40 dias. Imediatamente após o transplante, colocou-se sobre os copos contendo as plantas, copos transparentes, dispostos com a abertura para baixo. Inicialmente, estes copos apresentavam 1 orifício de 1 cm²; e a cada 2 dias faziam-se com o auxílio de um pedaço de ferro (em forma circular) quente outros orifícios de dimensões semelhantes, até chegar-se a 25 a 30 orifícios, quando então removia-se os copos, concluindo a aclimatização. Aos 15 e 30 dias após o transplante para os copos, realizou-se a adubação das plantas através da solução nutritiva descrita por Hewitt (1966).

3.9 Transplante para recipiente de 3 litros e inoculação com *Fusarium.*

oxysporum f. sp. *herbemontes*

Após o período de aclimatização, os porta-enxertos de videira, inoculados ou não, foram transferidos para sacos plásticos (3L) contendo o substrato (Substrato 2). Esta operação foi realizada na primeira quinzena do mês de janeiro.

Para evitar contaminação, os recipientes contendo as plantas foram colocados sobre bancadas de madeira ripadas sendo que cada 10 plantas que constituíam um tratamento e

repetição foram envolvidos por uma lona plástica até a altura do recipiente. Logo que as plantas começaram a crescer foi feito seu tutoramento. Para isso, foram utilizadas taquaras de 1,3m de comprimento, que antes de serem colocadas via introdução no substrato até 2/3 da profundidade dos recipientes, sofreram um processo de desinfecção através da imersão em água sanitária a 2,5%.

Metade das plantas de cada variedade de porta-enxertos, que receberam os diferentes tratamentos (com ou sem FMA) foram inoculadas com *F. oxysporum* f. sp *herbemontes* no período de 4 semanas após o transplante. O método de inoculação consistiu da adição e mistura de grãos de aveia autoclavados e colonizados com *F. oxysporum* f. sp *herbemontes* ao substrato das plantas. Com o auxílio de uma pinça introduziram-se 3 grãos de aveia contaminados, em três perfurações, até a profundidade média do substrato. Ao término da inoculação de cada tratamento a pinça era banhada em álcool e flambada para desinfestação.

3.10 Avaliações

Quinzenalmente eram realizadas medições da altura das plantas, desde o colo até o meristema apical e diâmetro na região do colo. Cinco meses após o transplante cinco plantas de cada tratamento foram coletadas para as avaliações destrutivas. Não se realizou a coleta total das plantas, porque até aquele momento os sintomas da fusariose ainda não haviam se manifestado. Como suspeitou-se que o tempo para o aparecimento dos sintomas tivesse sido muito curto, algumas plantas foram mantidas em cultivo para avaliação após passar o inverno, na próxima brotação.

As plantas coletadas tiveram suas raízes lavadas com água e foram acondicionadas em sacos plásticos e levadas ao Laboratório de Análises do DHS onde foram realizadas as avaliações a seguir descritas.

3.10.1 Sobrevivência de plantas

A avaliação da sobrevivência de plantas foi realizada duas vezes, inicialmente no período de aclimatização e, ao fim do desenvolvimento vegetativo após transplante para recipientes de 3 litros, através da contagem de plantas que sobreviveram ao respectivo período.

3.10.2 Área foliar

A avaliação da área foliar foi realizada através de um medidor de área foliar da marca LI- COR, modelo LI-3100.

3.10.3 Número de folhas

Realizou-se a contagem do número de folhas de cada porta-enxerto.

3.10.4 Número de raízes primárias

Foram consideradas para esta contagem apenas as raízes primárias, ou seja, oriundas diretamente da estaca.

3.10.5 Comprimento de raízes

Realizou-se, com o auxílio de uma fita métrica, a medição do comprimento das raízes de cada porta-enxerto.

3.10.6 Matérias fresca e seca da parte aérea e raízes

Em laboratório, todas as plantas tiveram as raízes separadas da parte aérea e foi realizado, com uma balança de precisão, a pesagem (g) da matéria fresca dos porta-

enxertos. Após passarem por um período de secagem em estufa a 65 °C, até peso constante, realizou-se a pesagem (g) para a obtenção da matéria seca aérea e radicular.

3.10.7 Substâncias de reservas

Após a secagem, o material, separado em raízes, haste e folhas foi moído em moinho, com peneira de 20 malhas por polegada.

Parte do material moído foi acondicionado em trouxinhas feitas com tela especial para filtragem de alimentos (2,0 g/amostra), e colocado na estufa a 65°C, até peso constante. Então, foi realizada a determinação de substâncias de reserva, adotando-se para a digestão a metodologia descrita por Pristley (1965).

A análise iniciou com o aquecimento das amostras, em bico de Bunsen, em erlenmeyers de 2L, contendo uma solução aquosa de 5% de ácido tricloroacético (99%) e 35 % de metanol (99,8%), em capela com exaustor, por 8 horas consecutivas. O volume do líquido foi mantido, adicionando-se água destilada, sempre que necessário.

Terminado o procedimento, as amostras foram lavadas com água destilada e colocadas na estufa a 65°C para secar até peso constante. Através da diferença de peso das amostras antes e após o processo de digestão, determinou-se o teor de substâncias de reserva das amostras.

3.10.8 Conteúdo nutricional foliar

Uma amostra de folhas secas e moídas foi enviada para o Laboratório de Análises de Solos e Tecidos da Faculdade de Agronomia da UFRGS, para análise de macro e micronutrientes.

As amostras moídas de cada planta foram misturadas por tratamento, originando uma única amostra composta por tratamento.

3.10.9 Colonização radicular pelos FMA

No momento da coleta das plantas, radículas das plantas de todos os tratamentos foram lavadas e guardadas em recipientes de acrílico, e foram conservadas em solução de F.A.A. (formaldeído a 5%, ácido acético a 5% e álcool etílico a 90%).

A avaliação da colonização radicular pelos FMA foi realizada, segundo os métodos descritos por Phyllips & Hayman (1970) e Nemeç (1992).

Foram analisados 20 segmentos de raiz de 1cm por tratamento e repetição. Inicialmente, as raízes foram colocadas em solução de KOH durante 12 minutos, em banho-maria. Em seguida, eram enxaguadas 3 vezes com água destilada e colocadas em uma solução de Hipoclorito de Sódio 2%, pH 5,2, por 12 minutos. Novamente, realizava-se 3 enxagues com água destilada e adicionava-se o corante azul de tripano às raízes, que permaneciam por 2 minutos em banho-maria e, por fim, retirava-se o excesso do corante com água destilada.

Os segmentos de raízes tingidas (20 segmentos), foram dispostos em lâmina de vidro para a observação em microscópio óptico com aumento de até 400 vezes.

Para a quantificação de vesículas, arbúsculos e hifas, seguiu-se a classificação descrita por Nemeç (1992), e abaixo relacionado:

- Vesículas e arbúsculos: 0 = ausência de estruturas; 1 = 1 a 50 estruturas; 2 = 51 a 100 estruturas; 3 = mais de 100 estruturas.
- Hifas: 0 = ausência de hifas; 1 = escassa presença de hifas; 2 = moderada presença de hifas; 3 = intensa presença de hifas.

Esta classificação foi utilizada para cada segmento de 1cm de raiz.

3.10.10 Severidade e incidência da fusariose

A avaliação da severidade de fusariose foi realizada somente no fim do mês de outubro, após poda realizada no fim do inverno e posterior brotação de primavera, 10 meses após o transplante para os sacos plásticos. A avaliação foi realizada em 5 plantas de cada parcela, pois as outras cinco foram utilizadas para as outras avaliações destrutivas meses antes.

A primeira avaliação realizada procedeu-se antes da coleta das plantas e caracterizou-se pela observação da presença ou não de sintomas da doença na parte aérea da planta.

Na coleta das plantas procedeu-se o descarte do substrato e, em seguida, realizou-se a lavagem das raízes com água. Então, eliminou-se a parte aérea das plantas 15 cm acima da região do colo e o restante da planta (região do colo e raízes) foi levado para o Laboratório do DHS para avaliação.

A severidade de fusariose foi avaliada através dos sintomas internos, pela seguinte escala numérica segundo Galloti (1991): 1 – ausência de sintomas nas raízes; 2 – descoloração vascular nas raízes a 10 cm do colo da planta; 3 – descoloração vascular a 5 cm do colo da planta; 4 – descoloração vascular no colo da planta.

A incidência da doença nas plantas foi avaliada pela contagem de plantas infectadas.

Para comprovação da presença do patógeno no substrato dos tratamentos que sofreram a inoculação realizou-se a seguinte prática: em meio de cultura BDA (Batata – Dextrose – Agar) vertido em placas de petri, colocou-se pequenos grânulos do substrato de cada tratamento (cada tratamento em uma placa) em cinco pontos distintos na placa. O material foi cultivado por quatro dias em câmara de crescimento e então realizou-se a contagem dos pontos com a presença do patógeno em cada placa e, para certificar-se ser

realmente o patógeno em questão, realizou-se uma repicagem deste material utilizando-se uma placa de petri com o meio de cultura para cada ponto que apresentava aparente contaminação pelo fusarium.

Após quatro dias de crescimento em câmara de crescimento até aparecimento das estruturas do fungo, este material foi observado com o auxílio de um microscópico para comprovação que as estruturas presentes eram mesmo de *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis*.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Primeira Fase: Aclimatização de porta-enxertos de videira inoculados com FMA

4.1.1 Sobrevivência de plantas na aclimatização

O índice de sobrevivência em ambos os porta-enxertos durante a aclimatização não foi afetado pelos tratamentos testados, tendo-se obtido um grande índice de sobrevivência das plantas, atingindo-se valores médios de 98,89% no porta-enxerto 043-43 e de 95% no porta-enxerto P1103.

O alto índice de sobrevivência das plantas de videira é atribuído ao protocolo eficiente e aos cuidados tomados durante o processo.

4.1.2 Desenvolvimento vegetativo

4.1.2.1 Altura

A contar do dia do transplante para cultivo “ex vitro”, até o 60º dia, observou-se que o crescimento em altura dos porta-enxertos 043-43 e P1103 apresentou um comportamento diferenciado entre ambos.

O que foi uma tendência para o 043-43, mostrou efeitos significativos para o P1103 (Figura 1), ou seja, as plantas inoculadas com *Acaulospora* sp apresentaram uma altura superior às plantas testemunhas. As inoculadas com *Glomus clarum* apresentaram altura intermediária aos tratamentos anteriores.

A maior amplitude de diferenças entre os tratamentos no porta-enxerto P1103 deve-se, provavelmente, a uma maior afinidade entre cultivar e espécies de FMA.

O maior crescimento das plantas testemunha do porta-enxerto 043-43, se comparado ao P1103, deve-se provavelmente a fatores genéticos, ou seja, diferenças de vigor e morfologia entre ambos.

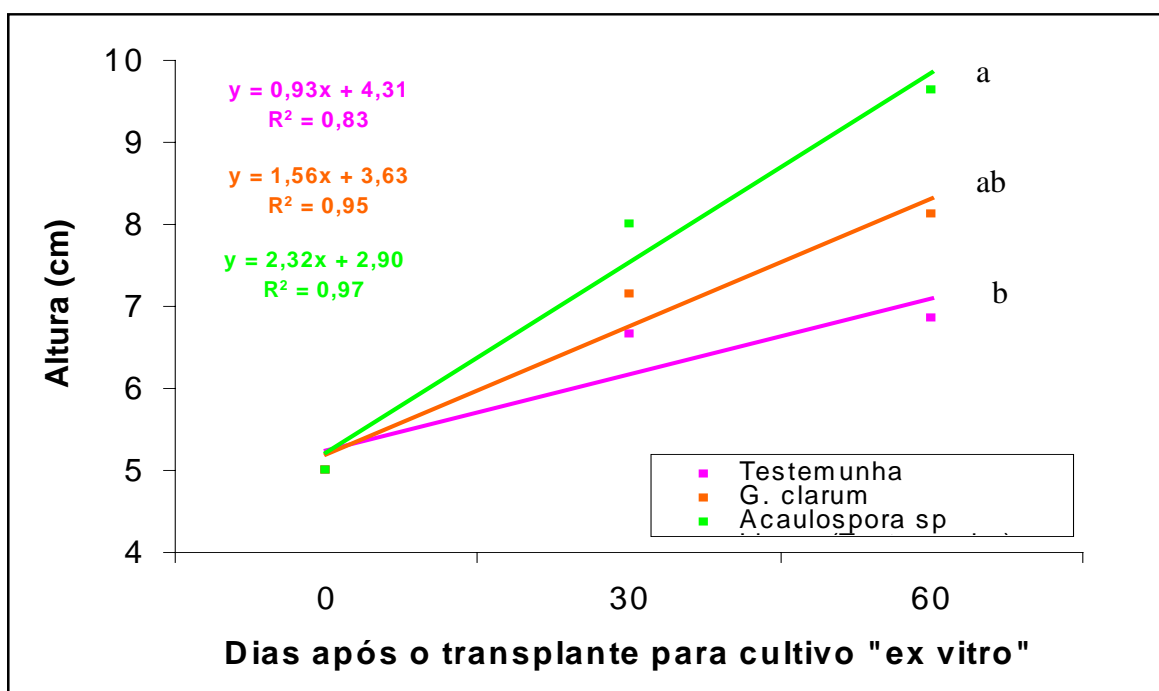


FIGURA 1. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) no período de aclimatização. Porto Alegre, UFRGS, 2003. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

4.2 Segunda Fase: Comportamento do desenvolvimento vegetativo e resultados das avaliações realizadas após transplante para recipientes de 3 litros

4.2.1 Avaliação da presença de fusarium no substrato

As avaliações confirmativas da presença de fusarium no substrato, no qual as plantas se desenvolveram na segunda fase do experimento, mostraram a presença do patógeno nos tratamentos inoculados com os isolados da doença (Tabela 3), onde verificou-se que no mínimo 40% das amostras dos tratamentos inoculados com o patógeno estavam contaminadas. Este teste comprova que a inoculação realizada com estirpes do patógeno foi eficaz para introduzir inóculo da doença junto ao substrato.

TABELA 3. Presença de fusarium (%) em cinco amostras do substrato utilizado no desenvolvimento de porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

	Presença de fusarium no substrato (%)	
	043-43	P1103
Testemunha	0	0
<i>Glomus clarum</i>	0	0
<i>Acaulospora</i> sp	0	0
Fusarium	60	80
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	40	60
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	60	40

A presença de fusarium no substrato = percentagem de pontos (formado pela colocação de grânulos do substrato em meio de cultura BDA (Batata – Dextrose – Agar)) onde cresceram estruturas do patógeno com posterior confirmação microscópica.

No entanto, também se verificou a presença de tricoderma (*Trichoderma veridens*) em todos os tratamentos, como consequência da ineficiência da esterilização. Análises realizadas com o mesmo substrato desinfestado com formol a 7%, porém, não utilizadas no experimento mostraram a presença de tricoderma no substrato, o que vem a comprovar uma ineficiência da esterilização do substrato, o que de certa forma ajuda a explicar o aparecimento deste microrganismo no substrato e a não infecção das plantas pelo fusarium

mostrado no item seguinte, pois o trichoderma é reconhecidamente um antagonista ao fusarium, inibindo-o.

4.2.2 Avaliação da incidência e severidade da fusariose nas plantas

As avaliações da incidência da fusariose nas plantas foram realizadas pela contagem de plantas infectadas, o que mostrou uma total ausência da doença em todos os tratamentos testados, tanto na avaliação visual dos sintomas clássicos da parte aérea, como na avaliação dos sintomas internos da doença.

Conseqüentemente, a severidade avaliada segundo escala numérica de Galloti (1991) foi de valor 1, que significa ausência de sintomas internos nas raízes das plantas.

A total ausência de fusarium nos porta-enxertos de videira testados pode ter como prováveis causas a utilização de porta-enxertos com grande resistência a doença como é o caso do porta-enxerto 043-43 e de média resistência como o porta-enxerto P1103. Aliado a este fator está o fato do aparecimento de trichoderma no substrato, que sabidamente é microrganismo antagônico ao fusarium.

4.2.3 sobrevivência de plantas

O índice de sobrevivência em ambos os porta-enxertos não foi afetado pelos tratamentos testados, tendo-se obtido uma sobrevivência total das plantas nesta fase do experimento.

O sucesso de sobrevivência das plantas e a ausência de diferenças entre os tratamentos em relação a este parâmetro nesta fase se deve, provavelmente, às condições ambientais controladas conjuntamente com o manejo e material utilizado.

4.2.4 Desenvolvimento vegetativo

4.2.4.1 Altura

A contar do dia do transplante para cultivo em recipientes de 3 litros, até o 180º dia, observou-se que o 043-43 mostrou-se mais vigoroso que o P1103, traduzido por uma maior altura das plantas (Figuras 2 e 3).

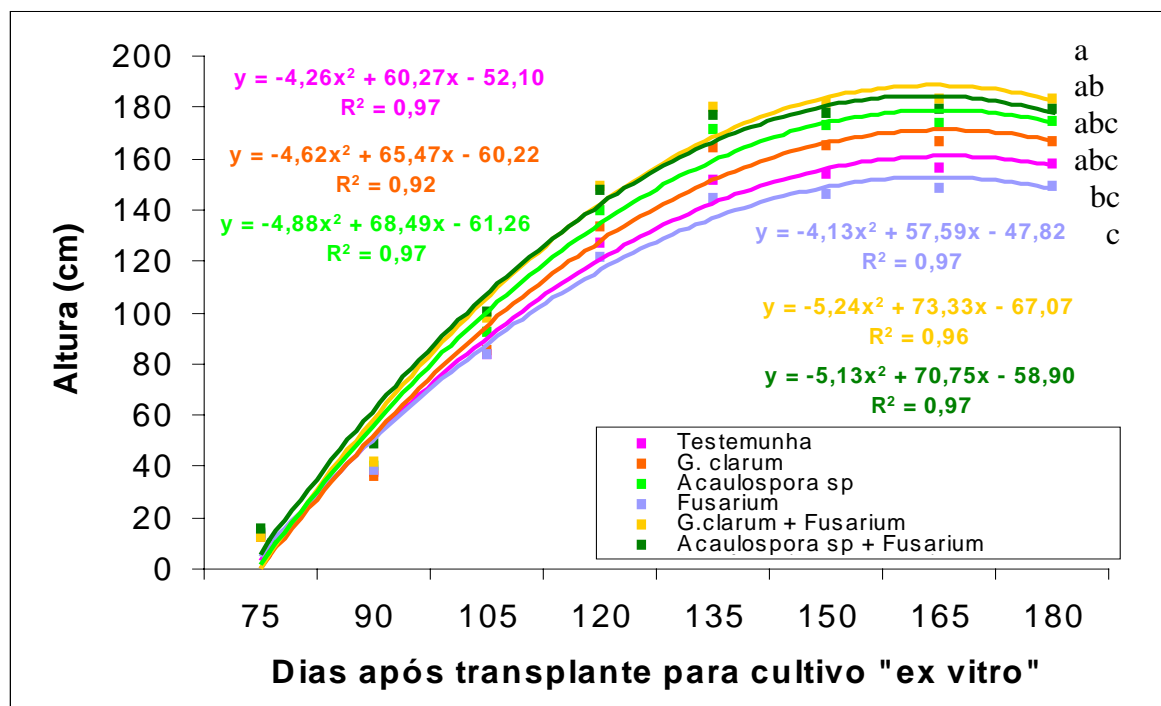


FIGURA 2. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira 043-43 inoculadas com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium). Porto Alegre, UFRGS, 2003. Médias seguidas por letra minúscula diferente, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

Nessa segunda fase, as plantas de 043-43 inoculadas com *Acaulospora* sp + fusarium apresentaram altura superior às plantas sem FMA e inoculadas com fusarium (Figura 2). *Glomus clarum* apresentou comportamento controverso, induzindo a maior altura de plantas na presença de fusarium e menor altura sem a inoculação de fusarium em relação a *Acaulospora* sp, diferindo das testemunhas para FMA apenas quando da

inoculação de fusarium. As plantas inoculadas com fusarium apresentaram altura semelhante à testemunha, não interferindo sobre este parâmetro em nenhum momento.

Acaulospora sp independentemente da presença de fusarium e *Glomus clarum* nas plantas inoculadas com fusarium apresentaram maior crescimento do que a testemunha e aquelas inoculadas só com fusarium (Figura 3).

O fusarium tampouco mostrou algum efeito negativo sobre este parâmetro. E, como o P1103 é fisiologicamente menos vigoroso, justifica-se um menor crescimento deste.

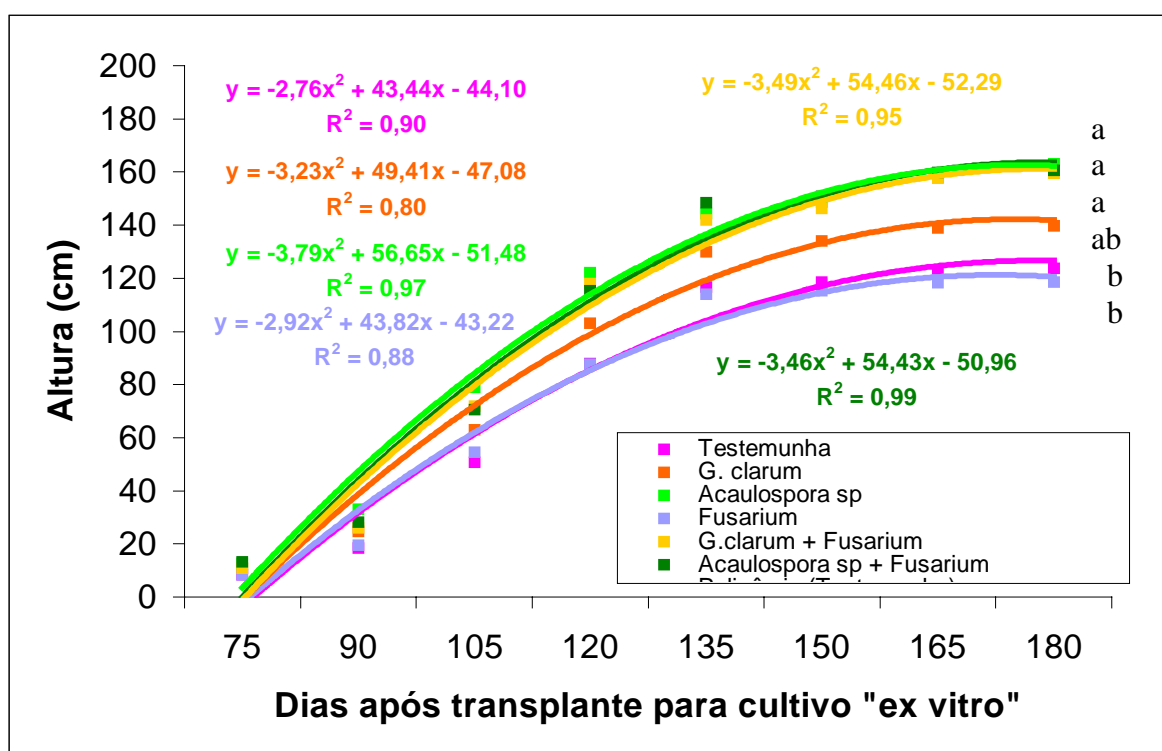


FIGURA 3. Crescimento em altura das plantas do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium). Porto Alegre, UFRGS, 2003. Médias seguidas por letra minúscula diferente, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

Agostini (2002) verificou que todas as espécies de FMA testadas diferiram da testemunha, sendo superiores a esta; comportamento este em parte observado neste trabalho, onde, em ambos os porta-enxertos testados, a utilização de FMA proporcionou tendências de maior crescimento em altura das plantas.

Souza (2000) também verificou, em trabalho com Citrange Carrizo, que as plantas inoculadas com certos FMA apresentavam maior altura que as não inoculadas.

Souza et al. (1999), trabalhando com o porta-enxerto de videira P1103 micropropagado e inoculado com *Scutellospora heterogama* e *Glomus clarum*, verificaram que, semelhante ao ocorrido no presente trabalho, notaram um comportamento diferenciado entre as espécies de FMA. Assim, plantas da mesma espécie podem ser influenciadas diferentemente pelos FMA, em função da cultivar que está sendo testada.

Deve-se levar em conta também a afinidade entre a planta hospedeira e a espécie de FMA. Pois, embora a literatura cite que os FMA são um grupo de fungos, em geral pouco específicos e com uma gama muito grande de hospedeiros, existem relações muito próximas entre determinadas espécies de FMA e seus hospedeiros. Neste trabalho, por exemplo, apesar de ambos os porta-enxerto terem sido beneficiados pelos FMA, verifica-se uma maior afinidade dos mesmos com *Acaulospora* sp, principalmente para o porta-enxerto P1103 onde observou-se uma maior diferença em relação a testemunha.

Chávez & Ferrera-Cerrato (1990), testando FMA em morangos afirmam que as diferentes cultivares têm diferentes aptidões para o desenvolvimento da colonização micorrízica, o que reforça a idéia de que existe uma relação mais específica entre hospedeiro x FMA. Deste modo, justifica-se o comportamento diferenciado entre os porta-enxertos e FMA estudados neste trabalho.

Büttenbender (2001) verificou que *Glomus clarum* não teve efeito sobre porta-enxertos de videira 101-14 e 420-A, o que pode ser explicado por uma menor afinidade destes porta-enxertos se comparados a porta-enxerto como o 043-43 e o P1103.

Souza et al. (1999) verificaram que *Glomus clarum* mostrou-se prejudicial à porta-enxertos de videira, ao contrário do que ocorreu no presente experimento. Os autores relatam que este comportamento pode ser explicado pelo fato de que o tempo transcorrido

desde a inoculação dos FMA até o término do experimento ter sido de apenas dois meses, tempo este considerado curto para a demonstração dos benefícios da simbiose. Tal fato pode ser observado no presente trabalho, onde apenas a partir do 70º dia começou a notar-se diferenças significativas entre plantas do porta-enxerto P1103 inoculados ou não com FMA e plantas do porta-enxerto 043-43 inoculadas com *Glomus clarum*.



4.2.4.2 Diâmetro do colo

O crescimento em diâmetro dos porta-enxertos 043-43 e P1103, que também foram medidos até o 180º dia após o transplante para cultivo “ex vitro”, seguiu o mesmo comportamento do crescimento em altura. O que se observou de diferente foi um início de crescimento diferenciado entre os tratamentos a partir do 80º dia para o porta-enxerto P1103 e do 110º dia para o porta-enxerto 043-43.

Em ambos os porta-enxertos, *Acaulospora* sp foi a espécie de FMA que proporcionou o maior desenvolvimento do diâmetro das plantas, seguido por *Glomus clarum*, sendo os tratamentos sem FMA os responsáveis pelo menor crescimento (Figuras 4 e 5).

A maior eficiência de *Acaulospora* sp quando inoculado ao P1103, denota a maior dependência deste porta-enxerto a este FMA.

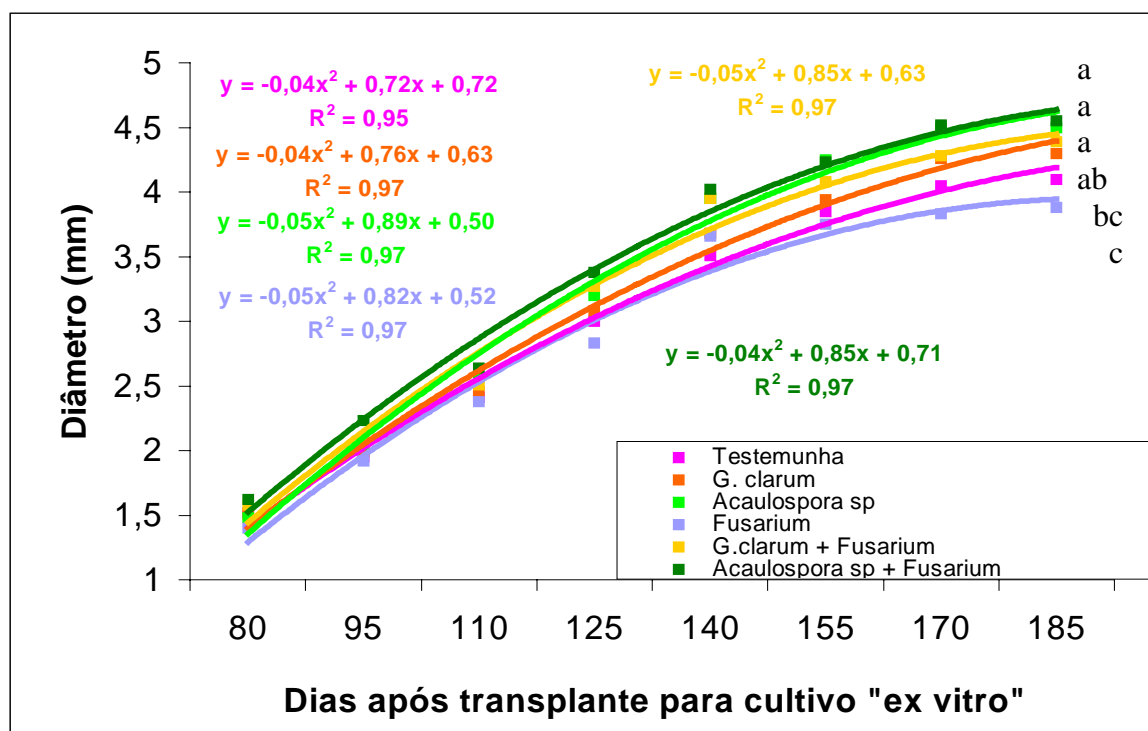


FIGURA 4. Diâmetro do caule das plantas do porta-enxerto de videira 043-43 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium). Porto Alegre, UFRGS, 2003. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

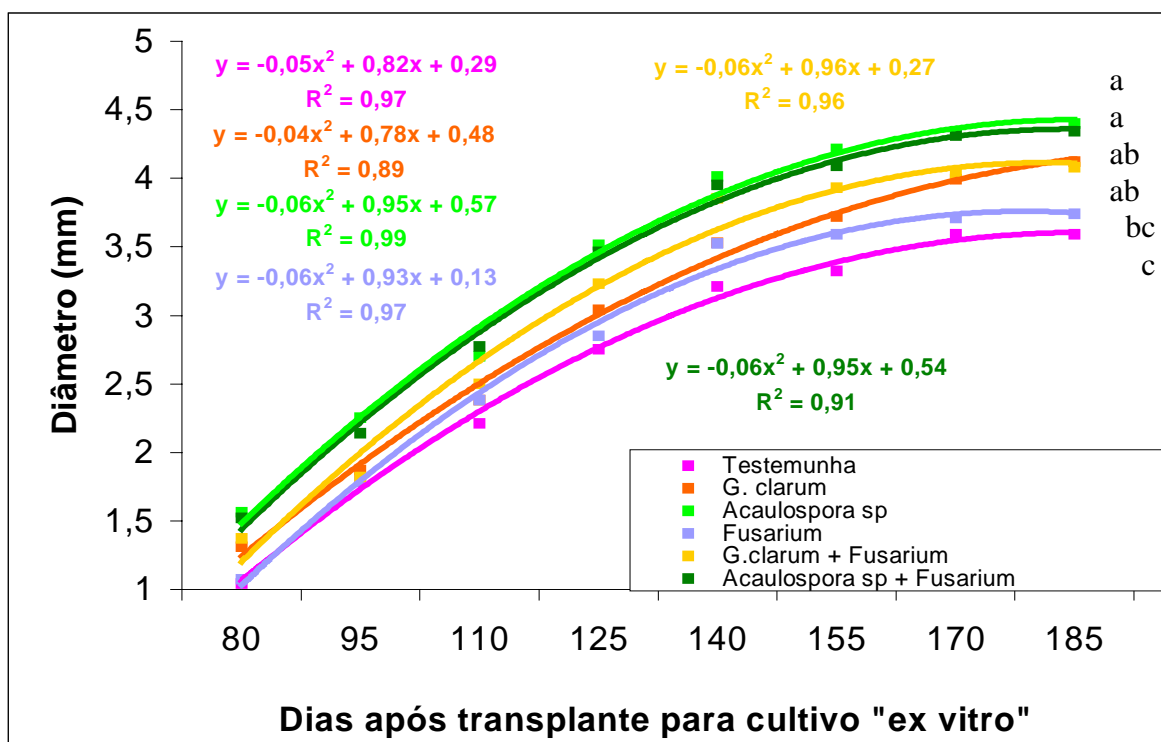


FIGURA 5. Diâmetro do caule das plantas do porta-enxerto de videira P1103 inoculado com duas espécies de fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*, *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com ou sem fusarium). Porto Alegre, UFRGS, 2003. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

4.2.5 Número de folhas

O número de folhas emitido foi maior no porta-enxerto 043-43 em relação ao P1103 (Tabela 4). Quando comparou-se os tratamentos dentro de cada porta-enxerto verificou-se que a presença de FMA e fusarium não alteraram significativamente os resultados (Tabela 4).

Agostini (2002) verificou que os porta-enxertos 101-14 e P1103 apresentaram semelhante número de folhas entre si. Ao inocular estes porta-enxertos com FMA, verificou-se que *Glomus clarum* proporcionou um maior número de folhas, seguido pelos inoculados com *Scutelospora pelucida* e por *Gigaspora margarita*, diferentemente dos resultados obtidos neste trabalho.

Souza et al. (1999) verificaram que houve uma tendência do porta-enxerto P1103 inoculado com *Scutelospora heterogama* a apresentar um maior número de folhas.

TABELA 4. Número de folhas emitidas por planta dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

	Número de folhas/planta		
	043-43	P1103	Média
Testemunha	27,97	19,77	23,87
<i>Glomus clarum</i>	26,10	21,47	23,78
<i>Acaulospora</i> sp	26,90	22,50	24,70
Fusarium	27,37	19,43	23,40
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	28,00	23,10	25,55
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	28,90	21,50	25,20
Média	27,54 A*	21,29 B	

*Médias seguidas por letra maiúscula diferente na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:11,12%

4.2.6 Área foliar

O porta-enxerto 043-43 foi superior em área foliar, apresentando plantas com uma média de 893,83 cm², ao passo que o porta-enxerto P1103 atingiu em média 625,02 cm² (Tabela 5). As duas espécies de FMA inoculadas proporcionaram uma maior área foliar, independentemente da espécie, em relação à testemunha e as inoculadas com fusarium. A inoculação com fusarium isoladamente não alterou a área foliar dos porta-enxertos testados (Tabela 5).

A diferença na área foliar entre os dois porta-enxertos é atribuída a fatores genéticos, ou seja, diferente vigor e morfologia foliar entre ambos. Agostini (2002) também encontrou diferenças entre áreas foliares de dois porta-enxertos de videira, onde o P1103 apresentou uma menor área foliar quando comparado ao 101-14.

A eficiência dos FMA em incrementar a área foliar de porta-enxerto de videira já foi relatada em outros estudos (Büttenbender, 2001; Agostini, 2002), confirmando os resultados aqui encontrados.

A maior área foliar por planta induzida pelos FMA é consequência do aumento de tamanho das folhas nas plantas inoculadas, pois o número de folhas por plantas não foi afetado pelos FMA. Essa maior área foliar é importante, pois significa um maior potencial fotossintético, que pode se traduzir em maiores conteúdos nutricionais e de carboidratos nas plantas.

TABELA 5. Área foliar em cm² planta dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

	Área foliar (cm ² planta)		Média
	043-43	P1103	
Testemunha	798,47	499,07	648,77 b*
<i>Glomus clarum</i>	928,80	666,53	797,67 a
<i>Acaulospora</i> sp	897,96	688,57	793,26 a
Fusarium	764,27	492,83	628,55 b
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	1027,20	746,08	886,64 a
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	946,27	657,01	801,64 a
Média	893,83 A*	625,02 B	

* Médias seguidas por letra minúscula diferente, na coluna, e maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:12,39%.

4.2.7 Número de raízes primárias

O número de raízes primárias foi maior nas plantas do porta-enxerto 043-43 comparativamente às do P1103, enquanto que os FMA e o fusarium não alteraram este parâmetro de avaliação (Tabela 6).

Cabe ressaltar que apesar de não terem ocorrido diferenças significativas para o número de raízes primárias observou-se, visualmente, que as plantas inoculadas com FMA das duas espécies estudadas apresentaram um maior número de raízes secundárias (Figura: 6).

TABELA 6. Número de raízes primárias por planta dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

	Número de raízes primárias/planta		
	043-43	P1103	Média
Testemunha	5,27	3,87	4,57
<i>Glomus clarum</i>	4,47	3,93	4,20
<i>Acaulospora</i> sp	4,86	4,53	4,70
Fusarium	4,53	3,87	4,20
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	4,27	4,13	4,20
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	5,07	4,92	4,99
Média	4,74 A*	4,21 B	

* Médias seguidas por letra maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:13,66%

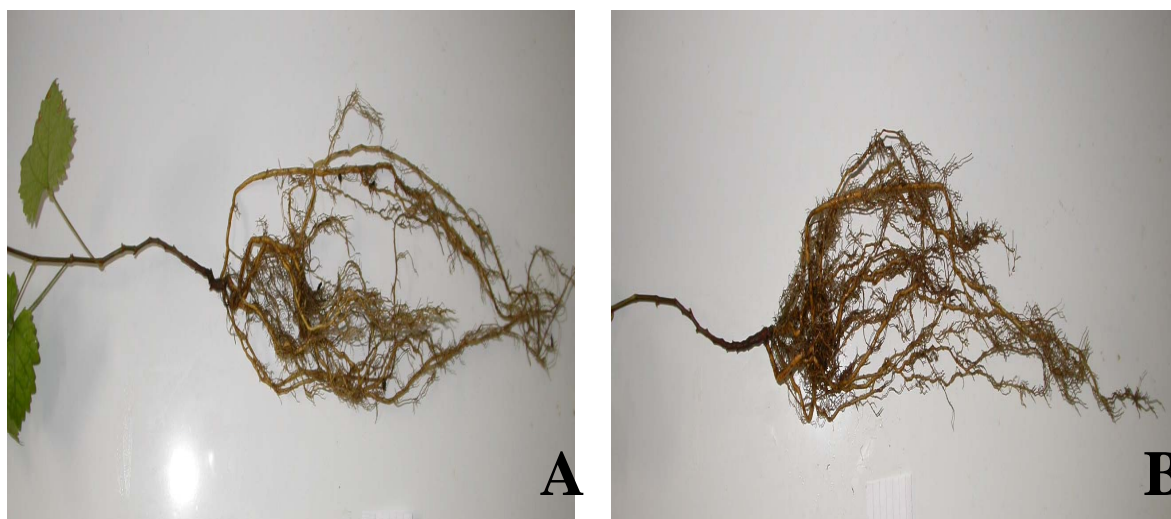


FIGURA 6. Sistema radicular de duas plantas: uma não inoculada com FMA (A) e outra inoculada com FMA (B), mostrando a maior formação de raízes secundárias na planta inoculada com FMA.

Agostini (2002) verificou que o número de raízes primárias foi menor no porta-enxerto P1103 comparativamente às de 101-14 atribuídos a efeitos genéticos. Este desenvolvimento diferenciado em número de raízes também foi observado no presente trabalho.

Agostini (2002) observou influência significativa dos FMA sobre o número de raízes primárias, incrementando-as, o que não ocorreu no presente estudo.

Büttenbender (2001) afirma que os FMA testados no enraizamento de estacas de videira não exerceram nenhuma influência sobre número de raízes primárias emitidas pelas estacas, resultado também verificado nas raízes das plantas dos porta-enxertos testados neste trabalho.

Souza (1995b) comenta que os FMA podem estar relacionados aos processos hormonais das plantas, interferindo na síntese e translocação de fitormônios, desta forma, aumentando em quantidade a emissão de raízes. Esta afirmação, embora, tenha se confirmado no trabalho de Agostini (2002), não foi confirmada neste trabalho.

4.2.8 Comprimento das raízes primárias

O comprimento das raízes primárias foi semelhante entre os dois porta-enxertos estudados. E, a inoculação com FMA e com fusarium tampouco afetaram o comprimento das raízes.

Souza et al. (1995b) verificaram, em experimento com estacas de laranjeira, uma tendência dos FMA em proporcionar maior comprimento de raízes primárias, fato este que não foi observado neste experimento.

Uma provável causa para a semelhança entre os diferentes tratamentos foi o uso de recipientes de médio volume (3L) nesta fase do experimento (desenvolvimento vegetativo após aclimatização), o que pode ter limitado o crescimento das raízes. Além da contaminação da testemunha por FMA, o que será visto mais adiante.

4.2.9 Matérias fresca e seca da parte aérea

As matérias fresca e seca da parte aérea do porta-enxerto 043-43 foram maiores que as do P1103 (Tabelas 7 e 8). Os porta-enxertos tiveram maior peso de matéria fresca e seca quando submetidos aos tratamentos com FMA, independentemente da presença ou não de fusarium (Tabelas 7 e 8), sendo que ambas espécies de FMA apresentaram respostas semelhante entre si.

TABELA 7. Matéria fresca da parte aérea, em grama por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

	Matéria fresca aérea (g/planta)		
	043-43	P1103	Média
Testemunha	23,16	17,95	20,55 b*
<i>Glomus clarum</i>	26,63	21,74	24,19 a
<i>Acaulospora</i> sp	26,12	22,68	24,40 a
Fusarium	21,93	16,34	19,13 b
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	28,60	23,12	25,86 a
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	27,94	22,37	25,16 a
Média	25,73 A*	20,70 B	

* Médias seguidas por letra minúscula diferente, na coluna, e maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:8,39%.

A inoculação isolada de fusarium não alterou as matérias fresca e seca das plantas comparativamente à testemunha.

A semelhança nos resultados obtidos nos tratamentos com FMA, inoculados ou não com fusarium, pode ser explicada pela não infecção das plantas pelo patógeno, o que será visto e explicado mais adiante.

As diferenças nas matérias fresca e seca da parte aérea dos dois porta-enxertos estudados seguem o mesmo comportamento observado para os demais parâmetros avaliados anteriormente, sendo atribuídas ao diferente vigor entre as cultivares, devido a características genéticas de cada um.

No presente experimento as duas espécies de FMA apresentaram desenvolvimento semelhante sobre o incremento nas matérias fresca e seca da parte aérea. Agostini (2002) e Büttendbender (2001), por sua vez, verificaram diferentes níveis de eficiência entre as espécies de FMA, onde, no primeiro estudo *Glomus clarum* mostrou-se mais eficiente e, no segundo, *Scutellospora heterogama*.

TABELA 8. Matéria seca da parte aérea, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Matéria seca da parte aérea (g/planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	9,39	7,45	8,42 b*
<i>Glomus clarum</i>	9,87	9,61	9,24 a
<i>Acaulospora</i> sp	10,17	9,13	9,65 a
Fusarium	9,19	7,80	8,49 b
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	10,28	8,75	9,51 a
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	10,34	9,12	9,73 a
Média	9,87 A*	8,47 B	


* Médias seguidas por letra minúscula diferente, na coluna, e maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:4,72%.

Ao comparar os FMA, Agostini (2002) relata que *Glomus clarum* e *Scutellospora pellucida* aumentaram a matéria seca aérea; a exceção foi *Gigaspora margarita* que não diferiu da testemunha. O comportamento benéfico dos FMA, aumentando a matéria seca aérea, também foi verificado neste experimento para as espécies *Glomus clarum* e *Acaulospora* sp.

No entanto, Zenke (2003) descreve que os FMA não afetaram significativamente a matéria seca aérea dos porta-enxertos P1103 e SO4.

Büttendbender (2001) trabalhando com três espécies de FMA, não verificou diferenças significativas entre os pesos de matéria seca dos diferentes tratamentos testados, resultados estes conflitantes aos encontrados neste trabalho. O referido autor atribuiu a

ausência de efeito dos FMA ao pouco tempo da duração do experimento (70 dias), o que pode ter impedido que os FMA expressassem todo seu potencial.

É perfeitamente compreensível tais resultados, uma vez que as estruturas dos FMA ainda não tenham conseguido desenvolver-se por completo e ocupar toda a área de ação ao qual o mesmo é capaz de atingir. 



4.2.10 Matérias fresca e seca do sistema radicular

À semelhança do verificado na parte aérea, as matérias fresca e seca das raízes do porta-enxerto 043-43 foi maior do que do P1103 (Tabelas 9 e 10). Por sua vez, as plantas inoculadas com FMA e fusarium não diferiram significativamente das plantas não inoculadas (Tabelas 9 e 10). A semelhança nos resultados obtidos nos tratamentos com FMA, inoculados ou não com fusarium, pode ser explicada pela não infecção das plantas pelo patógeno.

As diferenças de desenvolvimento radicular entre os porta-enxertos estudados, assim como o ocorrido para a parte aérea, devem ser atribuídas a fatores genéticos, que determinam diferente vigor entre cultivares. Agostini (2002) e Büttendbender (2001) também obtiveram diferenças de desenvolvimento radicular entre porta-enxerto de videira, sugerindo também dever-se a fatores genéticos.


Os FMA colonizam as raízes emitindo hifas externas responsáveis pela absorção de água e nutrientes. Estas hifas externas atuam como extensão das raízes, auxiliando esta absorção. Portanto, uma planta colonizada com FMA tende a umentar o crescimento da parte aérea, mantendo o mesmo volume de raízes, comparado ao de uma planta não colonizada. Este mesmo comportamento já foi relatado por diversos autores (Silveira, 1999; Agostini, 2002; Büttendbender, 2001; Zenke, 2003), explicando o comportamento ocorrido no presente experimento.

TABELA 9. Matéria fresca do sistema radicular, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Matéria fresca do sistema radicular (g/planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	28,71	18,51	23,61
<i>Glomus clarum</i>	26,40	21,75	24,07
<i>Acaulospora</i> sp	26,58	22,93	24,76
Fusarium	26,57	18,93	22,75
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	27,62	19,90	23,76
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	27,44	20,76	24,10
Média	27,22 A*	20,46 B	

* Médias seguidas por letra maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:11,39%.

TABELA 10. Matéria seca do sistema radicular, em gramas por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Matéria seca do sistema radicular (g/planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	11,44	6,97	9,20
<i>Glomus clarum</i>	10,85	9,05	9,95
<i>Acaulospora</i> sp	11,07	9,25	10,16
Fusarium	11,04	7,98	9,51
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	11,48	8,43	9,95
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	10,89	8,56	9,72
Média	11,13 A*	8,37 B	

* Médias seguidas por letra maiúscula diferente na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:13,46%.

Silva et al. (1999) verificaram, em plantas cultivadas em recipientes de 5 litros, que o porta-enxerto micropropagado 101-14 teve maior peso seco de raízes quando inoculado com *Scutelospora heterogama* em relação as outras espécies de FMA, relatando que os benefícios procedentes da simbiose dependem da espécie e/ou cultivar de planta e do isolado de FMA.

Outra hipótese que não deve ser descartada para esta resposta encontrada no desenvolvimento radicular pode dever-se ao uso de sacos plásticos de três litros de volume na segunda fase do experimento, o que pode ter impedido um maior desenvolvimento das raízes das plantas inoculadas com FMA, devida a limitação de volume do recipiente.

4.2.11 Colonização radicular pelos FMA

Verificou-se uma alta taxa de colonização por FMA em ambos os porta-enxertos, superior a 98% (Tabela 11). Porém, também houve uma contaminação por FMA nas plantas testemunha que traduziu-se em presença de vesículas, hifas e arbúsculos (Figuras 7, 8, e 9).

TABELA 11. Colonização radicular por estruturas de FMA (%), de plantas dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Colonização radicular por estruturas de FMA (%)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	35	30	32,50 b*
<i>Glomus clarum</i>	98,33	100	99,18 a
<i>Acaulospora</i> sp	98,33	100	99,18 a
Fusarium	38,33	26,67	32,50 b
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	100	100	100 a
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	100	100	100 a
Média	78,33	76,11	

A percentagem de colonização de raízes por FMA = divisão do número de segmentos de raízes colonizadas (hifas, arbúsculos ou vesículas) pelo número total de segmentos de raízes observadas.

* Médias seguidas por letra minúscula diferente, na coluna, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:15,12.

Visando detectar-se o motivo da contaminação das testemunhas, analisou-se amostras do substrato empregado no experimento que foram desinfestadas com formol a 7%, e que haviam sido guardadas em geladeira. Verificou-se, através da técnica de suspensão de esporos, que a técnica de desinfestação não foi totalmente eficiente, pois esporos de FMA ainda viáveis foram encontrados, o que explica o índice de contaminação

nas testemunhas. Esta contaminação pode ter mascarado o efeito do fusarium. Porém, não impediu a manifestação de efeitos benéficos das duas espécies de FMA inoculadas.

Quanto à formação de vesículas, observou-se que ambos os porta-enxertos apresentaram a formação desta estrutura em suas raízes para as duas espécies de FMA com um índice de presença não ultrapassando 0,35 numa escala de zero a três (Figura 7), o que é considerada uma presença escassa.

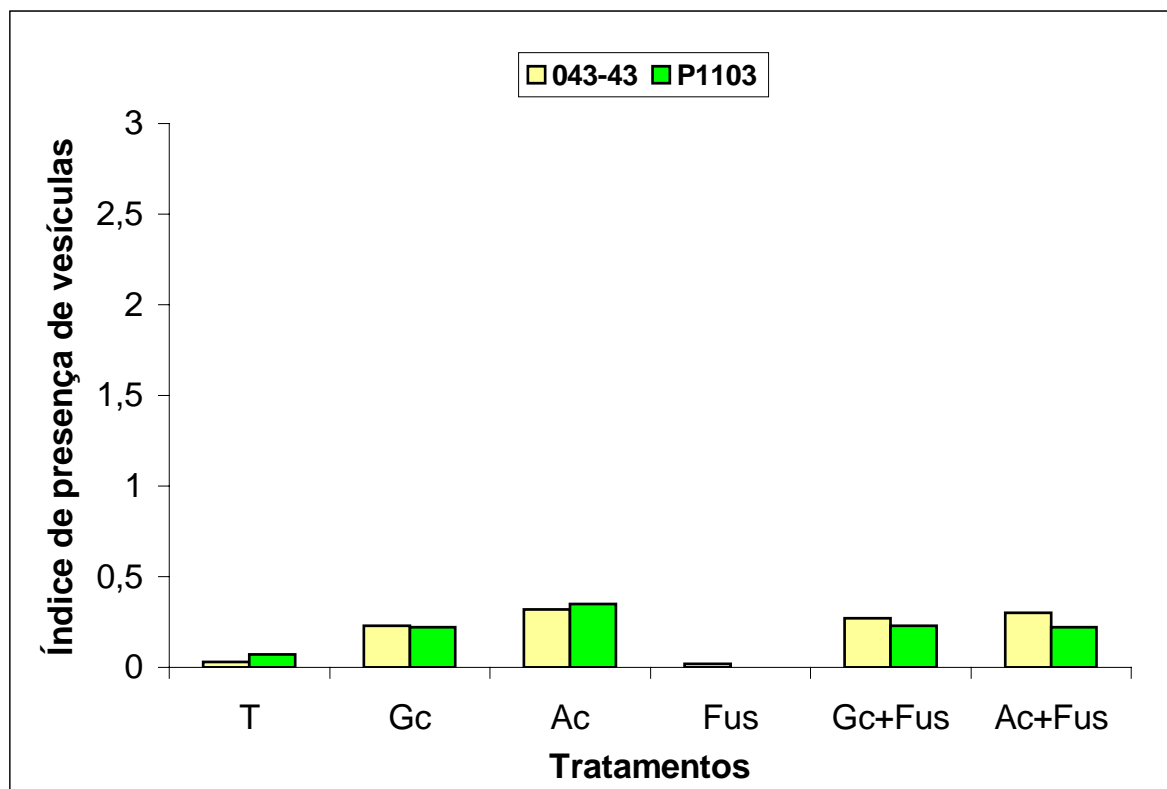


FIGURA 7. Índice de presença de vesículas nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*; *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de vesículas; 1 – de 1 a 50 vesículas; 2 – de 51 a 100 vesículas; 3 – mais que 100 vesículas.

No que se refere a colonização por hifas e arbúsculos, observou-se que ambas as espécies de FMA apresentaram um comportamento semelhante quanto a sua colonização (Figuras 8 e 9).

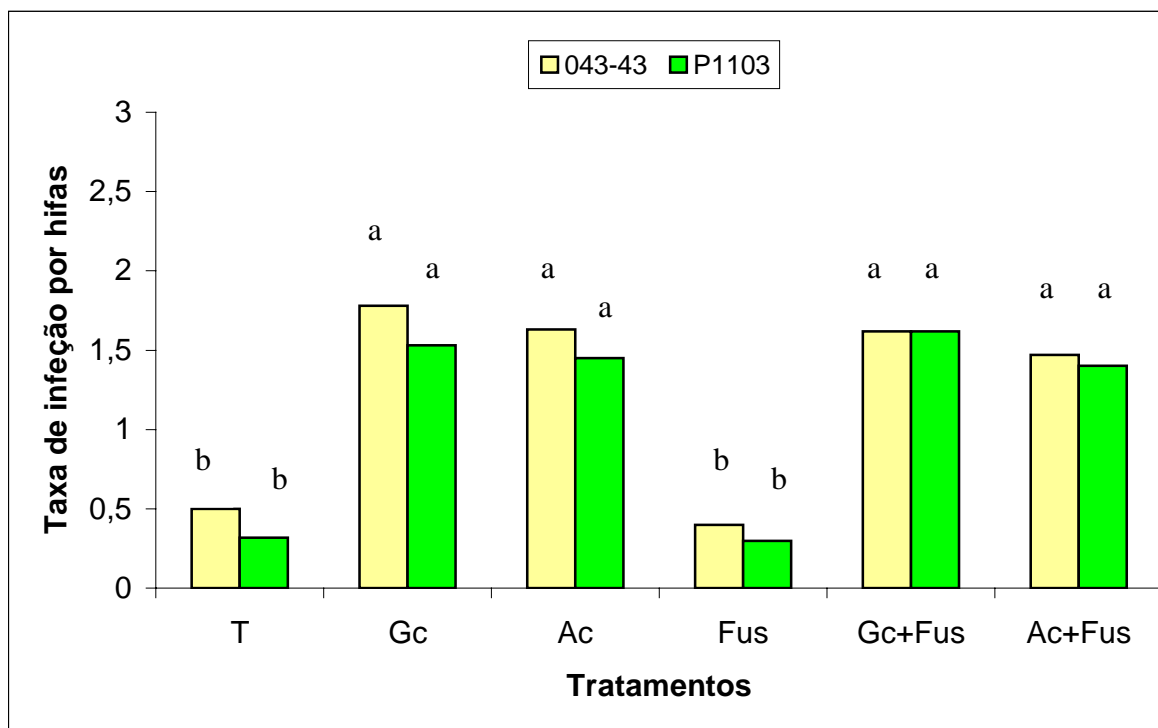


FIGURA 8. Índice de presença de hifas nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*; *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de hifas; 1 – escasso desenvolvimento; 2 – desenvolvimento moderado; 3 – amplo desenvolvimento. Médias seguidas por letra minúscula diferente, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

No que diz respeito à presença de hifas, nos dois porta-enxertos estudados, as duas espécies de FMA apresentaram um índice de presença entre 1,40 a 1,78; valores estes considerados como moderado desenvolvimento de hifas (Figura 8).

No tocante à presença de arbúsculos, para as duas espécies de FMA o índice de presença esteve entre 2,25 a 2,42; valores considerados como amplo desenvolvimento de arbúsculos (Figura 9).

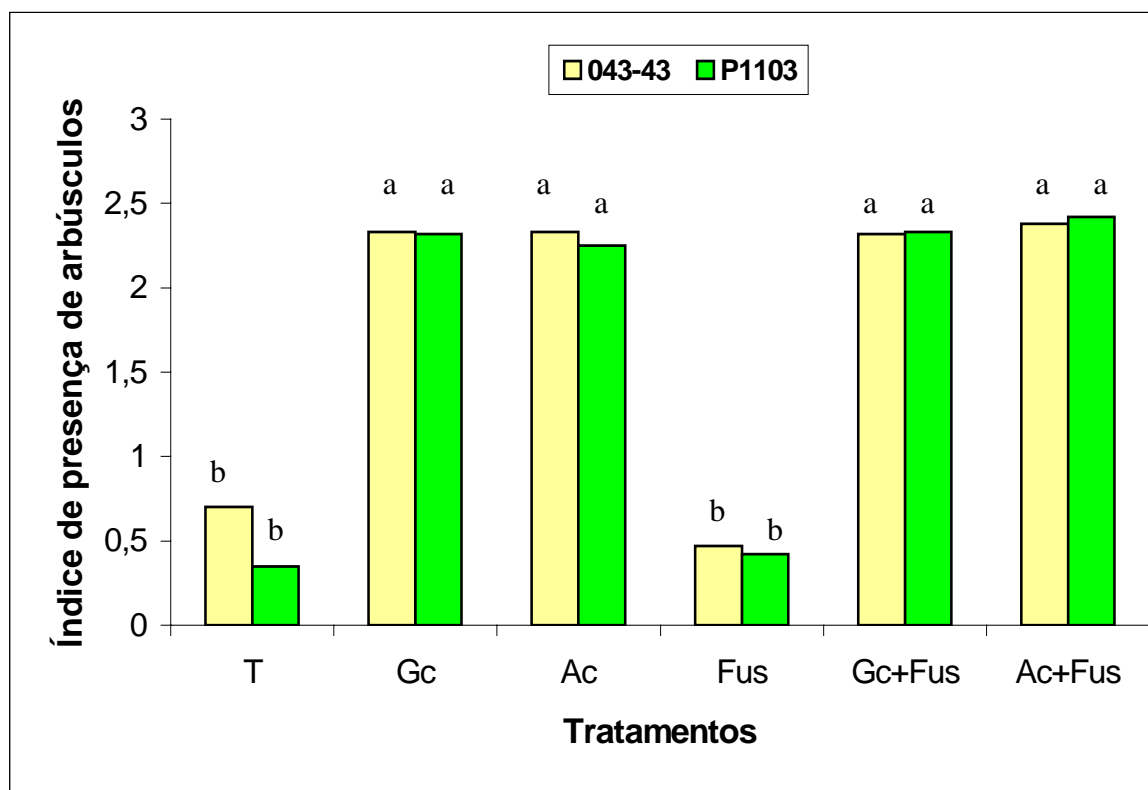


FIGURA 9. Índice de presença de arbúsculos nas raízes dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (testemunha; *Glomus clarum*; *Acaulospora* sp) e *Fusarium oxysporum* f. sp *herbemontis* (com e sem fusarium). Onde: 0 – ausência de arbúsculos; 1 – de 1 a 50 arbúsculos; 2 – de 51 a 100 arbúsculos; 3 – mais que 100 arbúsculos. Médias seguidas por letras minúsculas diferentes, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade.

A observação das raízes ao nível microscópico possibilitou a visualização das estruturas de FMA encontradas neste experimento, onde todas as partes constituintes de um sistema de infecção foram observadas (Figura 10).

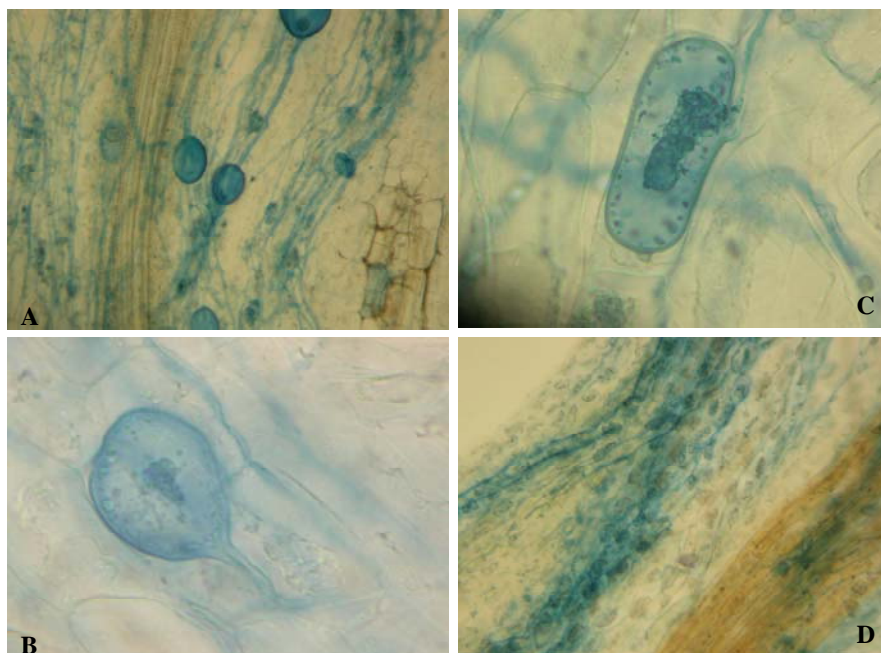


FIGURA 10. Estruturas de FMA encontradas nas raízes das plantas inoculadas com as espécies de FMA testadas: A) hifas, vesículas e arbúsculos; B) detalhe de uma vesícula; C) detalhe de um arbúsculo; D) região cortical da raiz colonizada por estruturas de FMA.

4.2.12 Substâncias de reserva aérea (folha e haste) e radicular

O teor em substâncias de reservas aérea, que foi subdividido em reservas foliares e da haste, mostrou, para reservas foliares, uma superioridade destas no porta-enxerto P1103 (Tabela 12). Para reservas da haste houve um comportamento contrário, sendo o 043-43 o porta-enxerto a mostrar maior teor em reservas neste tecido (Tabela 13). Por outro lado, tanto o uso das duas espécies de FMA estudadas, quanto a inoculação de fusarium não mostraram diferenças significativas para substâncias de reservas aérea, quando comparadas com as plantas testemunhas (Tabelas 12 e 13).

Büttenbender (2001), utilizando FMA nos porta-enxertos 101-14 e 420-A não observou diferenças nos teores de substâncias de reservas da parte aérea nos tratamentos com FMA em relação a testemunha.

TABELA 12. Teores de substâncias de reservas foliar, em percentagem por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Teores de substâncias de reserva foliar (%/planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	37,30	39,99	38,64
<i>Glomus clarum</i>	39,77	39,98	39,87
<i>Acaulospora</i> sp	38,71	38,90	38,81
Fusarium	38,62	40,77	39,70
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	38,06	39,76	38,91
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	36,97	40,01	38,49
Média	38,24 B*	39,90 A	

* Médias seguidas por letra maiúscula diferente na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:4,30%.


Agostini (2002) observou semelhante teor em reservas na parte aérea (folhas + haste) nos porta-enxertos 101-14 e P1103. Porém, encontrou um maior teor destas reservas nas plantas inoculadas com *Glomus clarum*, em relação a testemunha e às plantas inoculadas com *Gigaspora margarita*, tendo as plantas inoculadas com *Scutelospora pellucida* apresentado conteúdo intermediário a estas.

TABELA 13. Teores de substâncias de reserva da haste, em percentagem por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Teores de substâncias de reserva da haste (% /planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	20,38	15,49	17,93
<i>Glomus clarum</i>	18,34	19,43	18,85
<i>Acaulospora</i> sp	22,30	17,72	20,00
Fusarium	21,44	19,65	20,54
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	21,10	15,96	18,53
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	23,51	16,72	20,12
Média	21,18 A*	17,49 B	

* Médias seguidas por letra maiúscula na linha, diferem significativamente pelo teste de Duncan a 5% de probabilidade. CV:12,52%.

O teor em substâncias de reservas das raízes foi semelhante entre os dois porta-enxertos estudados (Tabela 14). As espécies de FMA testadas e a inoculação com fusarium tampouco mostraram diferenças significativas em relação às plantas testemunhas para este parâmetro de avaliação.

Normalmente existe uma correlação positiva entre a colonização por FMA e as concentrações de carboidratos nos tecidos vegetais (Nemec & Guy, 1982; Nemec & Vu, 1990; Pearson & Scweiger, 1993; Pearson et al., 1994; Rapparini et al., 1994 citados por Souza, 1995a). Entretanto, existem estudos que indicam ausência de relação entre ambos os fatores (Hepper & Mosse, 1973; Haymann, 1974 citados por Souza, 1995a), fato este também observado neste experimento. Por último, também podem ser encontradas correlações negativas entre os FMA e os níveis de carboidratos radiculares (Wallander et al., 1994 citados por Schmitz, 1988). 

Büttenbender (2001) verificou que apenas os porta-enxertos 101-14 e 420-A diferiram significativamente entre si para substâncias de reservas radiculares, não observando-se diferenciação para os tratamentos com diferentes espécies de FMA. No entanto, Agostini (2002) observou que nem os porta-enxertos 101-14 e P1103 e tampouco os FMA mostraram diferenças significativas para o teor de reservas radiculares. O que reproduz os resultados obtidos neste trabalho.

A ausência de efeito positivo dos FMA sobre o acúmulo em substâncias de reserva pode ter sido consequência da contaminação com FMA nas plantas testemunhas, tendo mascarado este parâmetro de avaliação.



TABELA 14. Teores de substâncias de reserva radicular, em porcentagem por planta, dos porta-enxertos de videira (*Vitis* sp 043-43 e P1103) micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Teores de substâncias de reserva radicular (%/planta)			
	043-43	P1103	Média
Testemunha	40,37	44,81	42,59
<i>Glomus clarum</i>	41,87	32,61	37,25
<i>Acaulospora</i> sp	33,29	38,58	35,94
Fusarium	31,80	40,55	36,18
<i>Glomus clarum</i> + Fusarium	41,85	41,59	41,72
<i>Acaulospora</i> sp + Fusarium	39,40	27,13	33,26
Média	38,10	37,55	

Coeficiente de variação:23,29%.

4.2.13 Teores foliares de nutrientes

4.2.13.1 Macronutrientes

Analisando-se os teores em macronutrientes nos tecidos, nota-se uma certa variação na proporção de cada macronutriente, segundo o porta-enxerto. Enquanto no porta-enxerto 043-43 a ordem decrescente de quantidade nos tecidos é a seguinte: Ca > N > K > Mg > S > P; no P1103, encontra-se K > N > Ca > Mg > P > S (Tabela 15).

4.2.13.1.1 Nitrogênio (N)

O teor em N foi relativamente maior no porta-enxerto 043-43 em relação ao P1107 (Tabela 15).

Segundo o manual da ROLAS (1995), com exceção das plantas testemunha de 043-43, todos os outros tratamentos apresentaram teores considerados abaixo da normalidade (11,6%).

Os FMA e fusarium induziram um variado comportamento dos teores deste nutriente.

TABELA 15. Teores foliares de macronutrientes (% na matéria seca) dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Nutriente %	Fusarium	FMA	Porta-Enxertos	
			043-43	P1103
N	Sem	Testemunha	1,6	1,2
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	1,4	1,2
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	1,3	1,1
	Com	Testemunha	1,2	1,1
	Com	<i>Glomus clarum</i>	1,5	1,3
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	1,3	1,1
Média			1,38	1,17
P	Sem	Testemunha	0,10	0,22
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	0,10	0,16
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	0,08	0,21
	Com	Testemunha	0,10	0,28
	Com	<i>Glomus clarum</i>	0,12	0,19
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	0,10	0,24
Média			0,10	0,22
K	Sem	Testemunha	0,82	1,6
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	0,98	1,2
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	0,76	1,4
	Com	Testemunha	0,90	1,3
	Com	<i>Glomus clarum</i>	1,1	1,3
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	0,82	1,5
Média			0,90	1,38
Ca	Sem	Testemunha	2,0	1,0
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	1,8	0,93
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	1,9	0,96
	Com	Testemunha	2,1	1,0
	Com	<i>Glomus clarum</i>	2,1	1,0
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	1,9	1,0
Média			1,97	0,98
Mg	Sem	Testemunha	0,18	0,42
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	0,35	0,41
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	0,47	0,39
	Com	Testemunha	0,17	0,42
	Com	<i>Glomus clarum</i>	0,39	0,40
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	0,18	0,42
Média			0,29	0,41

Continuação (Tabela 15).

S	Sem	Testemunha	0,13	0,17
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	0,12	0,15
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	0,11	0,14
	Com	Testemunha	0,14	0,15
	Com	<i>Glomus clarum</i>	0,15	0,16
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	0,13	0,15
Média			0,13	0,15

Os valores são oriundos de uma análise única da mistura das três repetições, o que não permitiu análise estatística.

Vital et al. (1992), observaram incremento na concentração de N em plantas de abacateiro micorrizadas, o que foi confirmado por Silveira (1999) em plantas inoculadas com *Glomus clarum*. No entanto, Souza (2000) e Agostini (2002) não observaram diferenças usando-se FMA, exceto para *Glomus clarum* citado pelo segundo autor, onde houve diminuição do N.

4.2.13.1.2 Fósforo (P)

O P1103 apresentou, em média, o dobro de P em seus tecidos comparativamente ao 043-43 (Tabela 15).

O fósforo verificado nas folhas foi considerado normal (0,12 a 0,40%) para todos os tratamentos testados no PE P1103, variando de 0,16 a 0,28% e, abaixo do normal (<0,12%) para os tratamentos no PE 043-43, que variaram de 0,08 a 0,12%.

Dentre os FMA, *Glomus clarum* provocou uma redução nas concentrações deste nutriente, independentemente da presença de fusarium (Tabela 15).

Dentre os íons mais eficientemente absorvidos pelas diferentes espécies de FMA, está o fósforo (P).

Agostini (2002); Zenke (2003); Karagiannides et al. (1995); Souza et al. (1998); Pessoa et al. (1997); Vidal et al. (1992) e Silveira (1999), verificaram incremento na

concentração de P ao utilizar FMA, resultados estes discrepantes aos encontrados neste experimento.

No entanto, Agostini (2002) não verificou alteração na concentração de P ao utilizar FMA no porta-enxerto 101-14, resultado encontrado neste trabalho para o porta-enxerto 043-43.

Uma hipótese para a não incrementação de P nos tratamentos inoculados com FMA nas plantas de 043-43 pode ter sido pela consequência da contaminação encontrada nas plantas testemunha com FMA. Porém fica difícil explicar o menor teor em P nas plantas de P1103 inoculados com *Glomus clarum*.

4.2.13.1.3 Potássio (K)

À semelhança do encontrado para o P, os teores de K foram maiores no P1103 que no 043-43 (Tabela 15).

Os teores de K foram considerados normais (0,8 a 1,6%), variando de 1,2 a 1,6% no P1103. O porta-enxerto 043-43 apresentou concentrações consideradas abaixo do normal (<0,8%) a normal (0,8 a 1,6%), variando de 0,76 a 1,1%.

Nos dois porta-enxertos testados, os FMA não demonstraram ter incrementado a absorção de K das plantas em relação à testemunha, exceção feita a *Glomus clarum* no porta-enxerto 043-43. Quanto comparou-se isoladamente as duas espécies de FMA notou-se uma superioridade em valores absolutos de *Glomus clarum* sobre *Acaulospora* sp no porta-enxerto 043-43 e resultado inverso no porta-enxerto P1103 onde *Acaulospora* sp foi superior a P1103 (Tabela 15).

Vidal et al. (1992) e Silveira (1999) observaram um incremento na concentração de K naquelas plantas inoculadas com FMA. No entanto, Souza et al. (1998), Souza (2000) e

Agostini (2002) não verificaram alteração no conteúdo nutricional em K em plantas inoculadas com FMA, resultados estes também encontrados neste experimento.

4.2.13.1.4 Cálcio (Ca)

Verificou-se estar o Ca mais presente, sem exceção, nos tratamentos do porta-enxerto 043-43, onde foi considerado normal (1,6 a 2,4%), variando de 1,8 a 2,1%, em todos os casos (Tabela 15). O porta-enxerto P1103 apresentou concentrações abaixo do normal (<1,6%), variando de 0,93 a 1,0%.

Nos dois porta-enxertos testados, observou-se, analisando os valores absolutos, que o uso de FMA e fusarium não tiveram influência nas concentração de Ca encontradas nas plantas.(Tabela 15).

Karagiannidis et al. (1995) verificaram que *Glomus clarum* induziu maior teor de Ca em plantas de P1103 e uma diminuição nas plantas de 101-14. Outros FMA não alteraram as concentrações deste nutriente.

Agostini (2002) observou a tendência de *Glomus clarum* em aumentar a concentração de Ca no porta-enxerto P1103 e diminuir no porta-enxerto 101-14.

Souza (2000) verificou decréscimo de Ca em plantas de Citrange Carrizo inoculadas com FMA.


4.2.13.1.5 Magnésio (Mg)

Verificou-se estar este elemento em maiores concentrações nos tratamentos do porta-enxerto P1103, onde foi considerado normal (0,2 a 0,6%) para todos os casos variando de 0,39 a 0,42% (Tabela 15). O 043-43 apresentou concentrações situadas abaixo da normalidade (<2,0%) e normalidade (0,2 a 0,6%) variando de 0,17 a 0,47%.

De uma maneira geral, o fusarium não alterou as concentrações de Mg em ambos os porta-enxertos.

O uso de FMA não alterou o conteúdo de Mg no porta-enxerto P1103. No entanto, no porta-enxerto 043-43 observou-se uma maior concentração de Mg em plantas inoculadas com FMA em relação à testemunha (Tabela 15).

Silveira (1999) verificou que algumas espécies de FMA induziram um aumento na concentração de Mg em plantas de abacateiro.

Agostini (2002) não verificou incremento de Mg nos porta-enxertos de videira 101-14 inoculados com FMA. Porém, no porta-enxerto P1103 os FMA foram melhores que a testemunha e iguais entre si, o que não foi confirmado neste trabalho. 

4.2.13.1.6 Enxofre (S)

Pelo resultado verificado na análise é possível, apenas, observar uma pequena tendência do porta-enxerto P1103 em apresentar mais S que o porta-enxerto 043-43 (Tabela 15). Os FMA e fusarium não mostraram influência na concentração deste nutriente em nenhum dos porta-enxertos testados (Tabela 15).

4.2.13.2 Micronutrientes

O porta-enxerto 043-43 apresentou, para todos os micronutrientes, valores mais elevados nos tecidos comparativamente ao P1103 (Tabela 16).

Em termos proporcionais por nutriente, as concentrações dos mesmos foi semelhante nos tecidos dos porta-enxertos 043-43 e P1103. Somente houve uma variação no tocante ao Na e Fe, onde o primeiro é mais absorvido que o Fe no 043-43, enquanto que no P1103 há inversão.

TABELA 16. Teores foliares de micronutrientes (mg/kg) dos porta-enxertos de videira 043-43 e P1103 micropropagados e inoculados com fungos micorrízicos arbusculares (*Glomus clarum*, *Acaulospora* sp e Testemunha) e *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis* (Fusarium). UFRGS, Porto Alegre, 2003.

Nutriente (mg/kg)	Fusarium	FMA	Porta-Enxertos	
			043-43	P1103
Cu	Sem	Testemunha	7	5
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	6	5
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	5	5
	Com	Testemunha	6	5
	Com	<i>Glomus clarum</i>	7	6
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	6	5
Média			6,2	5,2
Zn	Sem	Testemunha	15	12
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	16	17
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	16	16
	Com	Testemunha	21	10
	Com	<i>Glomus clarum</i>	27	11
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	23	17
Média			19,62	13,83
Fe	Sem	Testemunha	178	163
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	170	150
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	147	129
	Com	Testemunha	181	148
	Com	<i>Glomus clarum</i>	199	135
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	208	135
Média			180,5	143,3
Mn	Sem	Testemunha	1100	236
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	879	265
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	966	318
	Com	Testemunha	898	271
	Com	<i>Glomus clarum</i>	1200	277
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	1200	336
Média			1040,5	283,8
Na	Sem	Testemunha	614	45
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	213	58
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	374	52
	Com	Testemunha	662	33
	Com	<i>Glomus clarum</i>	434	35
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	1000	39
Média			549,5	43,67

Continuação (Tabela 16).

B	Sem	Testemunha	74	43
	Sem	<i>Glomus clarum</i>	53	37
	Sem	<i>Acaulospora</i> sp	69	41
	Com	Testemunha	78	37
	Com	<i>Glomus clarum</i>	61	40
	Com	<i>Acaulospora</i> sp	71	45
Média			67,67	40,5

Os valores são oriundos de uma análise única da mistura das três repetições, o que não permitiu análise estatística.

No geral encontrou-se a seguinte ordem decrescente de concentração no 043-43:

Mn > Na > Fe > B > Zn > Cu. No P1103 a ordem é: Mn > Fe > Na > B > Zn > Cu.

4.2.13.2.1 Cobre (Cu)

Ambos os porta-enxertos apresentaram valores semelhantes entre si e entre os FMA e fusarium testados para a concentração de cobre nas folhas (Tabela 16).

Silveira (1999); Petgen et al. (1998) e Souza (2000), verificaram incremento nos teores de Cu utilizando FMA. No entanto, Rocha et al. (1993) e Agostini (2002) não verificaram alterações deste nutriente, resultados estes que se repetiram neste experimento.

4.2.13.2.2 Zinco (Zn)

Observou-se uma leve superioridade na concentração de Zn no porta-enxerto 043-43, mesmo que presente numa quantidade abaixo do normal (<25mg/kg), variando de 10 a 17mg/kg para o P1103 e 15 a 23mg/kg para o 043-43.

As plantas inoculadas com FMA tenderam a uma maior concentração de Zn em relação a testemunha. (Tabela 16).

Petgen (1998) trabalhando com o porta-enxerto SO4; Silveira (1999), em abacateiro; Souza (2000), em Citrange Carrizo e Agostini (2002) em porta-enxertos de

videira, verificaram um incremento no teor de Zn através do uso de FMA, resultados estes também averiguados no presente trabalho.

4.2.13.2.3 Ferro (Fe)

A concentração de Fe foi superior no porta-enxerto 043-43 com valores normais (60 a 180mg/kg) à acima dos normais (>180mg/kg), variando de 147 a 208mg/kg. O P1103 apresentou valores normais (60 a 180mg/kg), variando de 129 a 163mg/kg.

O uso de FMA induziu a um decréscimo nos teores de Fe na plantas de ambos os porta-enxertos, com exceção das plantas de 043-43 inoculadas com fusarium onde os FMA incrementaram os teores de Fe. Dentre as espécies de FMA testadas, *Acaulospora sp* reduziu mais intensamente os teores de Fe em ausência de fusarium. Na presença do patógeno, incrementou os teores de Fe no 043-43 (Tabela 16).

É provável que as diferenças observadas para este elemento nos tratamentos inoculados com fusarium não se deva a este, pois como já citado anteriormente as plantas não foram infectadas pelo patógeno.

Souza (2000) trabalhando com Citrange Carrizo, à semelhança do ocorrido neste trabalho, também verificou um decréscimo no teor de Fe nos tratamentos inoculados com FMA.

4.2.13.2.4 Manganês (Mn)

A concentração de Mn foi bastante superior nas plantas do porta-enxerto 043-43 com valores acima do normal (>300mg/kg), variando de 879 a 1200mg/kg. O porta-enxerto P1103 apresentou valores que variaram de normais (20 a 300mg/kg) a acima do normal (>300mg/kg), variando de 271 a 336mg/kg.

Observou-se, no porta-enxerto P1103, tendência de maior acúmulo de Mn nas plantas inoculadas com FMA, e dentro destas, maior acúmulo em *Acaulospora* sp. No porta-enxerto 043-43 também houve incremento pelos FMA em presença de fusarium, mas decréscimo em ausência do patógeno, indicando haver alguma interação para este nutriente entre FMA e Fusarium (Tabela 16).

Como o ocorrido para o Fe, também é provável que para este elemento o fusarium não tenha influenciado nos resultados, uma vez que as plantas não foram inoculadas pelo patógeno.

Souza (2000) obteve decréscimo de Mn em Citrange Carrizo inoculado com FMA. No entanto, vários autores como Karagiannidis et al. (1995), Silveira (1999), Agostini (2002) verificaram um aumento no teor do nutriente em plantas micorrizadas, tal qual ocorreu neste experimento no porta-enxerto P1103.

Rocha et al. (1993) relatam que a concentração de Mn pode até chegar a ser tóxica em virtude do uso de FMA, o que demonstra a possibilidade de contribuição destes simbiontes na absorção de Mn entre outros nutrientes.

4.2.13.2.5 Sódio (Na)

O porta-enxerto 043-43 apresentou maiores concentrações de Na em relação ao P1103 (Tabela 16). A inoculação com fusarium promoveu aumento nos teores de Na nas plantas de 043-43 e redução nas plantas de P1103. Já os FMA promoveram aumento nas concentrações de Na no P1103, principalmente em se tratando de *Acaulospora* sp. No 043-43, houve resposta semelhante nas plantas não inoculadas com fusarium. Nas plantas deste porta-enxerto inoculados com fusarium e *Glomus clarum* também ocorreu redução na concentração de Na, mas em presença de *Acaulospora* sp houve incremento deste.

Não pode-se afirmar, entretanto, que o fusarium tenha influenciado na concentração deste nutriente uma vez que foi verificado que o patógeno não tenha mostrado sintomas nas plantas de sua presença.

4.2.13.2.6 Boro (B)

Para este nutriente o porta-enxerto 043-43 foi o que apresentou as maiores concentrações, com valores que foram de normais (30 a 65mg/kg) a acima do normal (>65mg/kg) e variaram de 53 a 78mg/kg (Tabela 16). O porta-enxerto P1103 apresentou para todos os tratamentos valores considerados normais (30 a 65mg/kg) com valores variando de 37 a 45mg/kg.

Notou-se uma certa tendência, em valores absolutos, de redução de B nas plantas inoculadas com FMA, com exceção do porta-enxerto P1103 inoculado com fusarium, onde a tendência foi inversa.

Os resultados verificados na análise foliar deste experimento mostram a influência da cultivar e das espécies de FMA sobre a eficiência da simbiose e, portanto, da absorção de nutrientes e o desenvolvimento vegetativo das plantas.

As espécies de FMA quando comparadas entre si mostraram diferentes comportamentos ao serem inoculadas nos diferentes porta-enxertos. *Glomus clarum* no porta-enxerto 043-43 incrementou a concentração de elementos como S, K, P e N se comparada a *Acaulospora* sp, porém quando inoculada no porta-enxerto P1103 aumentou apenas a concentração de S e N. *Acaulospora* sp no porta-enxerto 043-43 aumentou a concentração de B e Na se comparada a *Glomus clarum*, porém quando inoculada no porta-enxerto P1103 aumentou a concentração de elementos como B, Mn, K e P (Tabela 16).

5 CONCLUSÕES

1. O uso de fungos micorrízicos arbusculares permite acelerar o desenvolvimento dos porta-enxertos P1103 e 043-43;
2. O porta-enxerto 043-43 é mais vigoroso que o P1103;
3. A eficiência da simbiose porta-enxerto x FMA é dependente da cultivar e da espécie de endomicorriza;

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABBOTT, L. K. ; ROBSON, A. D. Factores influencing the occurrence of vesicular-arbuscular mycorrhizas. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, Amsterdam, v.35, p.125-150, 1991.

AGOSTINI, S. **Fungos Micorrízicos Arbusculares e o Desenvolvimento Vegetativo de Porta-enxerto de Videira**. 2002. 57f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2002.

ALEXOPOULOS, C. J. ; MIMS, C.W. ; BLACWALL, M. **Introductory Mycology**. 4. ed. New York: John Wiley & Sons, 1996. 869p.

ANDRADE, R. E. ; SCHUCH, E. ; DAL BO, M. A. Avaliação da resistência de *Vitis* spp a *Fusarium oxysporum* f. sp. *Herbemontis* em condições controladas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.28, p.1287-1290, 1993.

ANTONIOLLI, Z. I. ; KAMINSKI, J. Micorrizas – Revisão Bibliográfica. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.21, n.3, p.441-445, 1991.

AZCÓN, R. ; GOMES, M. ; TOBAR, R. Effects of nitrogen source on growth, nutritiun, photosyntetic tate and nitrogen metabolism of mycorrhizal and phosphorus-fertilized plants of *Lactuca sativa* L. **New Phytologist**, Cambridge, v.121, p.227-234, 1992.

BAREA, J. M. ; AZCON-AGUILAR, C. ; AZCON, R. Vesicular-arbuscular mycorrhiza improve both symbiotic N₂ fixation and N uptake from soils assessed with a ¹⁵N technique under field conditions. **New phytologist**, Cambridge, v.106, p.17-25, 1987.

BIASI, L. A. Multiplicação rápida de videiras. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v.13, n.2, p.5-7, 2000.

BUTTENBENDER, D. **Utilização de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Porta-Enxertos de Videira**. 2001. 59f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2001.

CALDAS, L. S. Cultura de tecidos e biotecnologia. SIMPÓSIO NACIONAL DE CULTURA DE TECIDOS, 1985, Brasilia. **Resumos...** Brasilia, 1985. p.190.

CARNEIRO, M. A. C. ; SIQUEIRA, J. O. ; MOREIRA, F. M. D. Establishment of herbaceous plants in heavy metal contaminated soils inoculated with arbuscular mycorrhizal fungi. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.36, n.12, p.1443-1452, 2001.

CARON, M. ; FORTIN, J. A. ; RICHARD, C. Effect of phosphorus concentration and *Glomus intraradices* on fusarium crown root of tomatoes. **Phytopathology**, Montreal, Canada. v.76, p.942-946, 1986.

DEAL, D. R. ; BOOTHROYD, C. W. ; MAY, W. F. Replanting of vineyard and its relationship to vesicular mycorrhiza. **Phytopathology**, St. Paul, 62, p.172-175, 1972.

DIXON, R. K. ; GARRETT, H. E. ; COX, G. S. Cytokinins in the root pressure exudate of *Citrus jambhiri* Lush. Colonized by vesicular-arbuscular mycorrhizae. **Plant physiology**, Washington, v.4, p.9-18, 1988.

EMATER – RS, ASCAR. **Levantamento da fruticultura comercial do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, 2002. 80 p.

EMBRAPA - Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Relatório técnico anual do Centro Nacional de Pesquisa de uva e vinho de Bento Gonçalves**. Bento Gonçalves, 1986.

ESPIRITO SANTO, F. R. C. DO. **Distribuição dos óxidos de ferro em uma catena de solos derivados de granito na região fisiográfica da Depressão Central do Estado do Rio Grande do Sul**. 1988. 141 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós Graduação em Solos, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1988.

FILION, M. ; St-ARNAUD, M. ; FORTIN, J. A. Direct interaction between the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* and different rhizosphere microorganisms. **New phytologist**, Moncton, Canada. v.141, p.525-533, 1999.

FRANK, M. ; BELLEI, M. ; SANTOS, R. C. F. Presença e infectividade de fungos micorrízicos tipo VA (FMVA) em solos de pomares de videira em Santa Catarina. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 3., 1989, Piracicaba. **Resumos...** Piracicaba: ESALQ/USP, 1989. p.50.

GALLOTTI, G. J. M. ; GRIGOLETTI JR., A. **Doenças fúngicas e seu controle no Estado de Santa Catarina**. [Florianópolis]: EMPASC, 1990. p.30-33, (Boletim Técnico 51).

GALLOTTI, G. J. M. Avaliação da resistência de *Vitis* spp a *Fusarium oxysporum* f. sp. *herbemontis*. **Fitopatologia brasileira**, Florianópolis, v.16, p.74-77, 1991.

GALLOTTI, G. J. ; SCHUCK, E. Ocorrência da fusariose em porta-enxertos de videira. **Agropecuária catarinense**, Florianópolis, v.4, p.47-49, 1991.

GIOVANNINI, E. **Produção de uvas para vinho, suco e mesa**. Porto Alegre, 1999. 364p.

GIOVANNINI, E. **Uva agroecológica**. Porto Alegre: Escola Agrotécnica Federal Presidente Juscelino Kubitschek, 2001. 136 f.

KARAGIANNIDIS, N. ; NIKOLAOU, N. ; MATHEOU, A. Wirkungdreier VA-Mikorrhizapilze auf Ertrag und Nährstoffaufnahme von drei Unterlagen und einer Tafeltraubensorte. **Vitis**, Siebeldingen, v.34, n.2 p.85-89, 1995.

KOZAI, T. ; KUBOTA, B. R. ; JEONG, B. R. Enviromental control for the large-scale production of plants thourgh in vitro tecnhiques., **Ger. Journal of Biotechnology**. Dorddrecht, v.51, p.49-56, 1997.

LARANJEIRA, D. Situação atual do controle biológico de *Fusarium* spp. In: REUNIÃO DE CONTROLE BIOLÓGICO DE FITOPATÓGENOS, 7., 2001, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: [s.n], 2001. p.37-43.

LIMA DA SILVA, A. ; SCHUCK, E. ; HARISCAIN-LAFITTE, P. ; PARIZZOTO, A. Cultura *in vitro* do porta-enxerto de videira Var. 043-43 resistente a fusariose. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE MELHORAMENTO DE FRUTÍFERAS, 1997, Jaboticabal. **Resumos...** Jaboticabal, 1997: [s.n.], p.97.

LINDERMAN, R. G. Vesicular-arbuscular mycorrhizae and soil microbial interactions. In: SYMPODIUM OF A SPONSORED BY DIVISIONS S-3 AND S-4 OF THE SOIL SCIENCE OF AMERICA, Denver, 1991. **Proceedings**: Mycorrhizae in Sustainable Agriculture. Madison: American Society of Agronomy: Crop Science Society of América: Soil Science Society of America, 1992. p. 45-71.

LOPES. E. S.; SIQUEIRA, J. O. ; ZAMBOLIM, J. Caracterização das micorrizas vesicular-arbusculares (MVA) e seus efeitos no crescimento das plantas. **Revista brasileira de ciência do solo**, Campinas, v.7, p.1-19, 1983.

LOVATO, P. E. et al. Avaliação de micorrização em goiabeira e citrus de pomares de Santa Catarina. In: REUNIÃO BRASILEIRA SOBRE MICORRIZAS, 3., 1989, Piracicaba. **Resumos...** Piracicaba: ESALQ/USP, 1989. p.48.

LOVATO, P. ; GUILLEMIN, J. P. ; GIANINAZZI, S. Aplication of commercial arbuscular endomycorrhizal fungal inoculants to the establishment of micropropagated grapevine rootstoch and pineapple plants. **Agronomie**, Paris, v.12, p.873-880, 1992.

MARSCHNER, H. ; DELL, B. Nutriente uptake in micorrhizal symbiosis. In: ROBSON, A. D. ; ABBOTT, L. K. ; MALAJCZUK (eds) . **Management of mycorrhizas in agriculture, horticulture and forestry**. [s.l.]: Kluwer, 1994. p.89-102.

MELLO, L. M. R. de. **Mercado Brasileiro de uvas e vinho**. Bento Gonçalves: EMBRAPA-CNPUV, 2000. 3p (EMBRAPA-CNPUV. Instrução Técnica, 001).

NEMEC, S. *Glomus intraradix* effects on citrus roostock seedling growth in various potting media. **Journal of Agricultural Science**, Cambride, v.18, p.315-323, 1992.

PESSOA, A. C. dos S.; ANTONIOLLI, Z. I. ; DELLA-JUSTINA, M. E. Fungos micorrízicos nativos e *Glomus clarum* no rendimento de trevo vesiculoso cultivado em

condições naturais e modificadas pela calagem e aplicação de fósforo. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.27, n.1, p.61-66, 1997.

PETGEN, M. ; SCHORROP, A. ; GEORGE, E. Einfluss unterschiedlicher inokulationstiefen mit dem arbuskularen mycorrhizapilz *Glomus mosseae* auf die mukorrhizierung bei Reben (*Vitis* sp.) in Wuzerlbeobachtungskasten. **Vitis**, Siebeldingen, v.37, n.3, p.99-105, 1998.

PHILLIPS, J. M. ; HAYMAN, D. S. Improved procedures for cleaning roots and staining parasitic and vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infection. **Transation British Mycology Society**, Cambridge, v.55, p.158-161, 1970.

ROCHA, M. R. da ; HOLANDA, F. S. R. ; SANTOS, M. da P. dos. Efeitos da inoculação com fungo micorrízico *Glomus etunicatum* Becher & Gerdemann e doses de superfosfato simples, no crescimento do feijoeiro. **Ciência e Prática**, Lavras, v.17, n.3, p.234-238, 1993.

ROLAS – **Recomendações de adubação e de calagem para os estados do Rio Grande do Sul e de Santa Catarina**. 3. Ed. Passo Fundo: SBSC-Núcleo Regional Sul, 1995. 224p.

SCHENCK, N. C. ; KELLAM, M. K. **The influence of vesicular-arbuscular mycorrhizae on disease development** Florida, Gainesville: [s.n.], 1978. 16 p. (Tech b. 798).

SCHMITZ, J. A. K. ; **Cultivo de Poncirus trifoliata L. Raf. Em recipientes: Influência de substratos e de fungos micorrízicos arbusculares**. 1998. 144f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1998.

SCHUBERT, A. ; CRAVERO, M. C. Occurrence and infectivity of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi in North-Western Italy vineyards. **Vitis**, Siebeldingen, v.24, p.129-138, 1985.

SCHUBERT, A. ; CAMMARATA, S. ; EYNARD, I. Growth and root colonization of grapevines inoculated with different mycorrhizal endophytes. **Hortscience**, Alexandria, v.23, n.2, p.302-303, 1988.

SCHUCK, E. ; ANDRADE, E. R. ; GALLOTTI, G. J. M. ; DAL BO, M.A. Novas alternativas na busca de soluções para o controle do declínio da videira. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v.6, p.48-50, 1993.

SILVA, R. P. da. ; SOUZA, P. V. D. da. ; AMARAL, A. L. do, et al. Influência de fungos micorrízicos arbusculares na aclimatização do porta-enxerto de videira 101-14 micropropagado. *In*: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 1999, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: EMBRAPA-CNPV, 1999. p.137.

SILVEIRA, A. P. D. ; CARDOSO, E. J. B. N. ; TSAI, S. M. et al. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciências do solo, 1992. p.257-282.

SILVEIRA, A. P. D. Ecologia de Fungos Micorrizicos Arbusculares. In: MELO, I. S. ; AZEVEDO, J. L. (ed.) **Ecologia Microbiana**. Jaquariúna: EMBRAPA - CNPMA, 1998. p.61-86.

SILVEIRA, S. V. da. **Influência de Fungos Micorrízicos Arbusculares em Mudanças de Abacateiro (*Persea sp.*)**. 1999. 103f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1999.

SIQUEIRA, O. J. ; LAMBAIS, M. R. ; STURMER, S. L. **Fungos micorrízicos arbusculares**. Características, associação simbiótica e aplicação na agricultura. Disponível em <http://www.biocologia.com.br/bio/bio25/3.htm>. Acesso em: 16 de junho de 2003.

SIQUEIRA, J. O. ; FRANCO, A. A. **Biocologia do solo: fundamentos e perspectivas**. Brasília: MEC: ABEAS; Lavras: ESAL: FAEPE, 1988. p.125-177.

SMITH, S. E. ; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis** 2.ed. Cambridge: Academic Press, 1997. 589 p.

SOUZA, P. V. D de. **Optimización de la producción de plantones de cítricos en vivero. Inoculación com micorrizas vesiculares-arbusculares**.Valencia: ETSIA, 1995. 201 f. Tesis (Doctoral) – Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos de la Universidad Politécnica de Valencia, Valencia, 1995a).

SOUZA, P. V. D. de. MORALES, C. F. G. ; KOLLER, O. C. . Influência de substratos e fungos micorrízicos no enraizamento de estacas de laranjeira (*Citrus sinenses* Obs. Cv. Valência). **Pesquisa Agropecuária Gaúcha**, Porto Alegre, v.1, n.1, p.37-40, 1995b.

SOUZA, P.V. D. de. Interação entre micorrizas arbusculares e ácido giberélico no desenvolvimento vegetativo de plantas de Citrange Carrizo. **Ciência Rural**, Santa Maria, v.30, n.5, p.783-787, 2000.

SOUZA, P. V. D de. ; AUGUSTI, M. Micorrizas vesículo-arbusculares em horticultura. **Caderno de Horticultura** do [Departamento de Horticultura da Universidade Federal do Rio Grande do Sul], Porto Alegre, v.4, n.6, 1996.

SOUZA, P. V. D. de. ; ABAD, M. ; ALMEIDA, V. Efecto de Substrato de Sultivo y Hongos Micorrízicos Arbusculares Sobre el Desarrollo Vegetativo y el Contenido en Carbohidratos en Plantas de Citrange Troier Injertadas de Mandarina Marisol. **Revista Brasileira de fruticultura**, Cruz das Almas, v.20, n.2, p.235-245, 1998.

SOUZA, P. V. D. de. ; AMARAL, A. L. ; SILVA, R. P. da. et al. Efeitos de fungos micorrízicos arbusculares na aclimatização porta-enxerto 1103 Paulsem micropropagado. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE VITICULTURA E ENOLOGIA, 9., 1999, Bento Gonçalves, **Anais...** Bento Gonçalves: EMBRAPA – CNPUB, 1999. p.135.

VIDAL, M. T. ; AZCÓN-AGUILAR, C. ; BAREA, J. M. Micorrhizal inoculation enhances growth and development of micropropagated plants of avocado. **Hortscience**, Alexandria, v.27, n.7, 1992.

ZAMBOLIM, L. **Response of soybean to the interaction among three root infecting fungi, a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus and *Rhizobium japonicum***. Gainesville: University of Florida, 1980. 95 f. Tese (Doutorado) – Gainesville: University of Florida, 1980.

ZAMBOLIM, L. Potencial dos fungos micorrízico-arbuscular no controle de fitopatógenos e implicações com a nutrição fosfatada. In: **CONTROLE biológico de doenças de plantas**. Jaguariúna: EMBRAPA-CNPDA, 1991. p. 87-120.

ZENKE, J. M. **Fungos micorrízicos arbusculares na aclimatização e no controle biológico da fusariose em porta-enxertos micropropagados de videira (*Vitis* spp)**. Florianópolis:UFSC, 2003. 74 f. Dissertação (Mestrado) – Curso de Pós-Graduação em Biotecnologia, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2003.