

UNIVERSIDADE FEDERAL DA FRONTEIRA SUL
CAMPUS DE CERRO LARGO
CURSO DE AGRONOMIA

JORGE GUSTAVO PINHEIRO BARBOSA

**ENRAIZAMENTO DE ESTACAS DE 'PAULSEN 1103' EM DIFERENTES
SUBSTRATOS**

CERRO LARGO

2021

JORGE GUSTAVO PINHEIRO BARBOSA

**ENRAIZAMENTO DE ESTACAS DE 'PAULSEN 1103' EM DIFERENTES
SUBSTRATOS**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Agronomia com ênfase em Agroecologia da Universidade Federal da Fronteira Sul (UFFS), como requisito para obtenção do título de Bacharel em Agronomia.

Orientador Prof. ° Dr. ° Evandro Pedro Schneider

CERRO LARGO

2021

Bibliotecas da Universidade Federal da Fronteira Sul - UFFS

Barbosa, Jorge Gustavo Pinheiro
ENRAIZAMENTO DE ESTACAS DE ?PAULSEN 1103? EM
DIFERENTES SUBSTRATOS / Jorge Gustavo Pinheiro Barbosa.
-- 2021.
57 f.:il.

Orientador: Prof. ° Dr. ° Evandro Pedro Schneider

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação) -
Universidade Federal da Fronteira Sul, Curso de
Bacharelado em Agronomia, Cerro Largo, RS, 2021.

1. Estaquia. 2. Propagação. 3. Porta-enxerto. 4.
Videira. I. Schneider, Evandro Pedro, orient. II.
Universidade Federal da Fronteira Sul. III. Título.

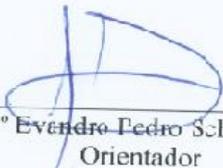
JORGE GUSTAVO PINHEIRO BARBOSA

**ENRAIZAMENTO DE ESTACAS DO 'PAULSEN 1103' EM DIFERENTES
SUBSTRATOS**

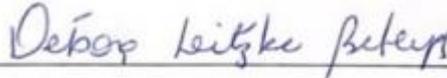
Trabalho de Conclusão de Curso apresentado ao Curso de Agronomia com ênfase em Agroecologia da Universidade Federal da Fronteira Sul (UFFS), como requisito para obtenção do título de Bacharel em Agronomia.

Este trabalho foi defendido e aprovado pela banca em 11/05/2021.

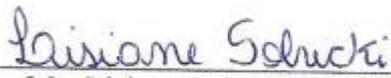
BANCA EXAMINADORA



Prof.º Dr.º Evandro Pedro Schneider – UFFS
Orientador



Prof.ª Dr.ª Débora Leitzke Betemps – UFFS
Avaliador



Ma. Lisiane Sobucki – UFSM
Avaliador

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus, ao meu pai Euclides Leite Barbosa e minha mãe Elenice Pinheiro Barbosa, que apesar de todas as dificuldades sempre me ajudaram, pois sei o quanto é orgulhoso para eles ter um filho formado em um curso superior. E digo, que se eu cheguei até aqui, foi inspirado na garra e na coragem que eles carregam consigo e os ensinamentos repassados, que sempre foram a base de tudo que eu almejei e almejo na minha vida.

Agradeço a prenda mais bela do rincão dos meus pensamentos, Estéfany Pawlowski que faz morada no meu coração, por todo o companheirismo e apoio. Pelas noites em claro que passamos juntos, compartilhando dos mesmos ideais e dos mesmos saberes, para juntos, preencher a lacuna de dificuldades encontradas em nossas atividades acadêmicas.

Agradeço ao meu orientador Prof.^o Dr.^o Evandro Pedro Schneider pela excelente orientação, também a banca examinadora Prof.^a Dr.^a Débora Leitzke Betemps e a Ma.^a Lisiane Sobucki, por todas as contribuições e considerações. Agradeço minha amiga Carolina Müller Zimmermann pelas atividades de campo e de laboratório que esteve presente me auxiliando, além de todas as pessoas que de alguma forma me ajudaram. Por fim, agradeço a Universidade Federal da Fronteira Sul.

“Não tenha vergonha de ter terra nas unhas
Mas a alma limpa como a vertente de um lajeado
Tenha compromisso, seja honesto, trabalhador
Justo e agradecido
E quanto mais longe for
Mais se lembre de onde tenha saído
Por mais que tenha vencido
Nunca cruze por cima
De quem tivesse caído”

(MANO LIMA)

RESUMO

A viticultura está rodeada de desafios cada vez mais pronunciados na produção de cultivares de uva resistentes e de qualidade, tornando relevante a propagação por estaquia no cenário brasileiro e mundial. O estudo objetivou avaliar o enraizamento de estacas do porta-enxerto 'Paulsen 1103' ('P1103') em diferentes substratos. O experimento foi conduzido no viveiro experimental da Universidade Federal da Fronteira Sul, campus Cerro Largo, RS e os tratamentos testados foram: casca de arroz carbonizada (CAC), húmus (HM), substrato comercial (SC), vermiculita (VM) e areia (AR). Utilizou-se o delineamento estatístico inteiramente casualizado com 5 tratamentos e 5 repetições, em que cada repetição foi composta por 10 estacas. Avaliou-se as características do meio de propagação sendo: capacidade de retenção de água (CRA); condutividade elétrica (CE); potencial hidrogeniônico (pH); comportamento vegetativo das estacas, representado pela porcentagem de enraizamento, volume e diâmetro médio ponderado das raízes; brotação e índice de clorofila (A e B) das folhas. A caracterização do substrato (CRA, CE, pH), foi realizada 30 dias após a implantação (DAI) do experimento, a porcentagem de brotação 45 DAI e o índice de clorofila A e B, volume, diâmetro médio ponderado e porcentagem de enraizamento ao final do experimento, totalizando 60 DAI. A CRA dos substratos apresentou valores significativamente distintos, sendo que os tratamentos VM e HM obtiveram percentuais superiores (70,0 e 69,9% respectivamente), diferindo significativamente dos demais tratamentos, com valores inferiores para o tratamento CAC (29,4%). Para os parâmetros CE e pH, os tratamentos HM e CAC apresentaram valores significativamente superior aos demais tratamentos (0,181 e 0,151 mS/cm⁻¹ e 8,3 e 7,6 respectivamente), em que o tratamento AR obteve os valores inferiores. O percentual de enraizamento não diferiu significativamente entre os tratamentos. Para volume das raízes os tratamentos CAC e HM mostraram resultados superiores (56 e 55 cm³ respectivamente) diferindo significativamente de VM e AR (25 e 20 cm³ respectivamente), que não diferiram entre si. No diâmetro médio ponderado destaca-se o tratamento HM que apresentou valor superior (25 mm), diferindo da AR (10 mm). Os tratamentos VM, AR, SC e HM apresentaram percentuais de brotação superiores (100, 96, 90 e 88% respectivamente), diferindo significativamente do tratamento CAC (58%). Para os índices de clorofila A e B o tratamento CAC apresentou índices inferiores (7,71 e 1,26 respectivamente), diferindo significativamente dos demais tratamentos, que não diferiram entre si. O enraizamento do porta-enxerto 'P1103' não apresentou resultados significativos sobre os substratos analisados.

Palavras-chave: Estaquia. Propagação. Porta-enxerto. Videira.

ABSTRACT

Viticulture is surrounded by increasingly pronounced challenges in the production of resistant and quality grape cultivars, making the propagation by cuttings relevant in the Brazilian and worldwide scenario. The study aimed to evaluate the propagation of cuttings from the rootstock 'Paulsen 1103' ('P1103') on different substrates. The experiment was carried out in the experimental nursery of the Federal University of Fronteira Sul, campus Cerro Largo, RS and the tested treatments were: carbonized rice husk (CRH), humus (HM), commercial substrate (CS), vermiculite (VM) and sand (SA). It was used a completely randomized design (CRD) with 5 treatments and 5 repetitions, where each repetition was made up of 10 cuttings. The characteristics of the propagation medium evaluated were: water retention capacity (WRC), electrical conductivity (EC), hydrogenionic potential (pH) and vegetative behavior of the cuttings represented by rooting percentage; volume and weighted average root diameter; sprouting; and chlorophyll index (A and B) of the leaves. The characterization of the substrates (WRC, EC, pH) was carried out 30 days after the implantation (DAI) of the experiment, the percentage of sprouting 45 DAI and the other parameters (chlorophyll index A and B, volume, weighted average diameter and rooting percentage) at the end of the experiment, totaling 60 DAI. The WRC of the substrates have different values, with the treatments VM and HM having the highest percentages (70.0 and 69.9% respectively) differing from completing the other treatments. with lower values for CRH treatment (29.4%). For the parameters EC and pH, the treatments HM and CRH showed values significantly higher than the other treatments (0.181 and 0.151 mS / cm⁻¹ and 8.3 and 7.6 respectively), in which the SA treatment obtained the lowest values. Also, for the HM and CRH treatments, they obtained the highest pH levels (8.3 and 7.6 respectively). For root volume, the CRH and HM treatments showed the highest results (56 and 55 cm³ respectively), differing significantly from VM and SA (25 and 20 cm³ respectively), which did not differ between them. In the weighted average diameter, the HM treatment with the highest value (25 mm) stands out in comparison to the treatment SA (10 mm). The treatments VM, SA, CS and HM showed the highest percentage of sprouting (100, 96, 90 and 88% respectively), differing significantly from the CRH treatment (58%). For the chlorophyll A and B indices, the CAC treatment had the lowest indices (7.71 and 1.26 respectively), differing significantly from the other treatments, that did not differ from each other. The rooting of the rootstock 'P1103' did not present significant results on the analyzed substrates.

Keywords: Cutting. Propagation. Rootstock. Grape.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato casca de arroz carbonizada	15
Figura 2 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' em substrato comercial (turfa + casca de arroz carbonizada).....	16
Figura 3 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato húmus.....	17
Figura 4 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato vermiculita	18
Figura 5 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' em substrato areia.....	20
Figura 6 - Estacas do porta-enxerto 'P1103'.....	22
Figura 7 – Galhas de filoxera em folhas do porta-enxerto 'P1103' (A), corte transversal na galha mostra uma fêmea adulta de filoxera com ovos (B).....	23
Figura 8 – Tuberosidades causadas pela filoxera em raízes de <i>Vitis vinífera</i> (A), fêmea com ovos (ampliação 32x) (B)	23
Figura 9 – Fêmea adulta, massa de ovos e nodosidade em radícula (ampliação 32x) (A), nodosidades causadas pela filoxera em raízes de <i>Vitis vinífera</i> (B).....	23
Figura 10 – Pérola-da-terra em raízes de videira.....	24
Figura 11 – Planta de videira com galhas nas raízes atacadas pelo nematoide <i>Meloidogyne spp.</i>	26
Figura 12 – Raízes de videira danificadas pelo nematoide <i>Meloidogyne</i>	26
Figura 13 – Tronco com escurecimento marrom dos vasos do xilema, causado por fusariose.....	27
Figura 14 – Cobertura do viveiro com tela monofilamento antiafídeo	30
Figura 15 - Sistema de irrigação por micro aspersores, tipo bailarina	31
Figura 16 - Temporizador instalado, para sistema de irrigação, no viveiro experimental	31
Figura 17 - Recipientes divididos com uma tábua no centro, substratos, VM (A), CAC (B), AR (C), SC (D) e HM (E).....	32
Figura 18 - Caixa de isopor com capacidade de 18 litros, onde realizou-se o acondicionamento dos tratamentos	33
Figura 19 - Manta Geotêxtil fabricada com fibras de poliéster (PET)	33
Figura 20 - Ramos de 'P1103' após a retirada a campo.....	34
Figura 21 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' após o corte contendo de 3 a 4 gemas	35
Figura 22 - Estaca do porta enxerto 'P1103' sendo imersa no Ácido Indolbutírico (AIB).....	35
Figura 23 - Plantio das estacas do porta-enxerto 'P1103' nos substratos	36
Figura 24 - Substratos utilizados no experimento, areia (A), casca de arroz carbonizada (B), substrato comercial (C), húmus (D) e vermiculita (VM)	37

Figura 25 - Amostras líquidas dos substratos sendo mensurada a condutividade elétrica (A) e o pH (B).....	37
Figura 26 - Bandeja com amostras dos substratos (casca de arroz carbonizada, substrato comercial, areia, húmus e vermiculita) em anéis de inox com vedação na parte inferior em tecido poroso, fixado com borracha.	38
Figura 27 – Mesa de tensão utilizada para percolação dos substratos a (60 cm)	38
Figura 28 – Estufa de circulação forçada, utilizada para secagem das amostras dos substratos	39
Figura 31 - Medição das clorofilas A e B nos lados adaxial e abaxial da folha.....	41

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Porcentagem da capacidade de retenção de água dos substratos utilizados no experimento de propagação de 'P1103', Cerro Largo, RS	42
Tabela 2 - Médias de condutividade elétrica e potencial hidrogeniônico dos substratos utilizados no experimento, Cerro Largo, RS.....	43
Tabela 3 - Valores médios de volume e diâmetro médio ponderado, e porcentagem de enraizamento de estacas do porta-enxerto 'Paulsen 1103' propagados em diferentes substratos, Cerro Largo, RS.....	44
Tabela 4 - Porcentagem de brotação de estacas do porta-enxerto 'P1103' submetidas a diferentes substratos, Cerro Largo, RS.	45
Tabela 5 - Valores de clorofila A e B da parte aérea das estacas do porta-enxerto 'P1103', submetidas a diferentes substratos, Cerro Largo, RS.	47

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO.....	11
1.1	OBJETIVOS.....	13
1.1.1	Objetivo geral.....	13
1.1.2	Objetivos específicos.....	13
2	REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1	TIPOS DE SUBSTRATOS UTILIZADOS NA PROPAGAÇÃO DE PLANTAS.....	13
2.1.1	Casca de arroz carbonizada.....	14
2.1.2	Substrato comercial.....	15
2.1.3	Húmus.....	16
2.1.4	Vermiculita.....	17
2.1.5	Areia.....	19
2.2	PROPAGAÇÃO DE PORTA-ENXERTOS DE VIDEIRA.....	20
2.3	CARACTERÍSTICAS DO PORTA-ENXERTO ‘P1103’.....	21
2.4	PRINCIPAIS PRAGAS E DOENÇAS QUE ATACAM AS RAÍZES DA VIDEIRA.....	22
2.4.1	PRAGAS.....	22
2.4.1.1	Filoxera (<i>Daktulosphaira vitifoliae</i>).....	22
2.4.1.2	Pérola-da-terra (<i>Eurhizococcus brasiliensis</i>).....	24
2.4.1.3	Nematóide das galhas (<i>Meloidogyne spp.</i>).....	25
2.4.2	DOENÇA.....	26
2.4.2.1	Fusariose (<i>Fusarium oxysporum f.sp. herbemontis</i>).....	26
2.5	CAPACIDADE FOTOSSINTÉTICA.....	27
2.6	ÁCIDO INDOLBUTÍRICO (AIB).....	28
3	MATERIAL E MÉTODOS.....	30
3.1	LOCAL DO EXPERIMENTO.....	30
3.2	DELIMEAMENTO EXPERIMENTAL.....	32
3.3	RECIPIENTE E MATERIAIS UTILIZADOS NA PROPAGAÇÃO.....	32
3.4	PROPAGAÇÃO POR ESTAQUIA.....	34
3.4.1	Origem e seleção das estacas.....	34
3.4.4	Preparo das estacas.....	35
3.5	PLANTIO DAS ESTACAS DE ‘P1103’.....	36
3.6	SUBSTRATOS UTILIZADOS.....	36
3.7	CARACTERIZAÇÃO DOS SUBSTRATOS.....	37
3.8	AVALIAÇÃO DAS RAÍZES DAS ESTACAS.....	39

3.8.1	Padronização das raízes	39
3.8.2	Avaliação radicular	40
3.8.3	Procedimento de análise das raízes no SAFIRA	40
3.9	ANÁLISE FOTOSSINTÉTICA	41
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	41
4.1	CARACTERIZAÇÃO DOS SUBSTRATOS	41
4.1.1	Capacidade de retenção de água	42
4.1.2	Condutividade elétrica e potencial hidrogeniônico	42
4.3	ENRAIZAMENTO DAS ESTACAS	44
4.2	BROTAÇÃO DAS ESTACAS.....	45
4.4	CAPACIDADE FOTOSSINTÉTICA	46
5	CONSIDERAÇÕES FINAIS	47
6	CONCLUSÃO	48

1 INTRODUÇÃO

A videira pode ser cultivada em muitos lugares no mundo devido a sua alta adaptabilidade a diversas condições edafoclimáticas (POMMER *et al.*, 2003). Nos últimos dois anos, a produção brasileira de uvas aumentou cerca 18%, alcançando 1,4 milhões de toneladas em 2020 e 1,6 milhões de toneladas em 2021, no entanto, a área cultivada apresentou queda de 0,87% no mesmo período, de 74,826 para 74,761 mil hectares (IBGE, 2021). A região sul do país é a maior produtora de uva com cerca de mil toneladas ano, seguida pelas regiões nordeste, sudeste, centro-oeste e norte (IBGE, 2021).

A produção de uvas no território brasileiro baseia-se em cultivares rústicas (*Vitis labrusca*) ou híbridas e uvas finas (*Vitis vinífera*). Na produção de vinhos finos são utilizadas as uvas finas como Cabernet Sauvignon, Cabernet Franc, Merlot e Tannat, ou de mesa como Itália, Rubi, Benitaka, Rede Globe, BRS Isis e BRS Vitória (NACHTIGAL; SCHNEIDER, 2007). Segundo os mesmos autores, as uvas finas possuem maior suscetibilidade ao ataque de pragas e doenças, necessitando de porta-enxertos tolerantes e meio de produção livre de patógenos.

Como alternativa ao enraizamento das estacas de porta-enxertos no solo tem-se a possibilidade do uso de substratos, os quais apresentam vantagens em relação a manutenção da sanidade do material propagativo. No entanto, fatores como aeração, estrutura e CRA podem influenciar a eficiência destes materiais para a propagação (CARVALHO *et al.*, 2012).

Substrato é qualquer material usado com intuito de promover uma base, disponibilizando os nutrientes necessários para que a planta se estabeleça e desenvolva o sistema radicular (FACHINELLO *et al.*, 2005). Normalmente é utilizado o solo na propagação, sendo retirado de barrancos ou de locais próximos para o enchimento dos recipientes, porém, é importante utilizar solos livres de pragas, doenças ou plantas invasoras. (NACHTIGAL, 2003). O substrato é um dos muitos fatores que condicionam o sucesso na propagação de plantas (SCHMITZ *et al.*, 2002).

Nachtigal (2005) relata que em sua maioria, o enraizamento de porta-enxertos no sul do Brasil é realizado através de estaquia semilenhosa, sendo que para o preparo dessas os ramos devem ser coletados na fase de repouso vegetativo quando se encontra na fase madura, ou seja, com uma coloração marrom e diâmetro entre 6 e 10 mm. O Ácido Indolbutírico (AIB), substância pertencente ao grupo das auxinas, é o principal indutor sintético de enraizamento, sendo frequentemente utilizado na viticultura pois estimula a emissão de raízes nas estacas (FARIA *et al.*, 2007). Betoni *et al.* (2014) comentam que os porta-enxertos em geral apresentam

dificuldades de enraizamento e, com base nesta problemática, realizaram testes com quatro variedades de porta-enxertos de videira ('VR-04343', 'Dogridge', 'Richter 99' e 'EEV793-5') e diferentes concentrações de Ácido Indolbutírico (AIB) (0, 500, 1000 e 1500 mg L⁻¹), concluindo que a concentração de 1000 mg L⁻¹ é suficiente para promover o melhor desenvolvimento de mudas dos porta-enxertos estudados.

A propagação vegetativa, realizada através da estaquia, é referência para a produção comercial uma vez que mantêm as características genéticas da planta (NACHTIGAL, 2007). Este tipo de propagação depende de diversos fatores, entre eles estão a carga genética, o balanço nutricional da planta e a época de multiplicação, para que a capacidade de enraizamento ocorra de maneira satisfatória (BETTONI *et al.*, 2014).

A propagação utilizando a estaca proveniente da planta mãe (pé franco) é comumente realizada pelos viticultores. Considerando que as cultivares híbridas e americanas demonstram certa tolerância a uma praga facilmente encontrada nos parreirais, a filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae*), mesmo que a propagação por pé franco seja mais rápida, problemas como disseminação de pragas e doenças aumentam e, por conta disso, se recomenda a propagação utilizando porta-enxerto pois, além de aumentar a resistência contra a filoxera, contribui para uma maior produtividade e qualidade da uva (KUHN, 2003).

A propagação com garantia genética se dá pela utilização de mudas e materiais livres de patógenos e doenças, garantindo o sucesso da implantação de um vinhedo (KUHN *et al.*, 2007). Uma das principais pragas que causam prejuízos para os vitivinicultores é a filoxera. Inseto sugador que se alimenta principalmente de duas partes da videira, parte aérea e raízes, dando-se o nome de galícola e radícola respectivamente (GRANETT *et al.*, 2001). No Brasil, há indícios que a praga já existia em Minas Gerais desde o ano de 1893 (SOUZA, 1969). A estratégia de prevenção adotada atualmente consiste em combinar (via enxertia) porta-enxertos resistentes com as cultivares de uvas finas, prevenindo o ataque da filoxera na forma radícola.

Conforme Giovannini (2014), no ano de 1896, no Viveiro do Governo Americano de Vinhas na Itália, Frederico Paulsen realizou o cruzamento de duas cultivares, *Vitis berlandieri* x *Vitis rupestris*, originando o porta enxerto 'P1103'. No ano de 1965 este começou a ser difundido, apresentando bons resultados nas enxertias de mesa e no campo, além de uma excelente compatibilidade com as cultivares copa. O porta enxerto 'P1103' é vigoroso, enraíza com facilidade, tem boa pega através da enxertia e tem resistência contra as principais pragas e doenças, entre elas a filoxera. Garrido (2014) destaca que o melhor controle deste inseto-praga é no processo de produção de mudas, com uso de porta enxerto resistente utilizados na propagação.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo geral

O estudo objetivou avaliar a propagação de estacas do porta-enxerto ‘P1103’ em diferentes substratos.

1.1.2 Objetivos específicos

- Caracterização dos substratos referente ao potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica (CE) e capacidade de retenção de água (CRA);
- Avaliar o enraizamento do porta-enxerto ‘P1103’ em função dos diferentes substratos areia (AR), casca de arroz carbonizada (CAC), húmus (HM), substrato comercial (SC) e vermiculita (VM);
- Mensurar a brotação e características fotossintéticas das estacas de ‘P1103’;
- Estabelecer as relações de brotação e enraizamento em função dos diferentes substratos testados.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 TIPOS DE SUBSTRATOS UTILIZADOS NA PROPAGAÇÃO DE PLANTAS

Os substratos utilizados para propagação de mudas devem proporcionar condições para um bom desenvolvimento das raízes (RAMOS *et al.*, 2002), com boa porosidade, sendo utilizado puro ou misturado (VENCE, 2008), dando importância às características físicas do substrato (ARAÚJO *et al.*, 2013). Os substratos devem apresentar boa CAC de forma que suas partículas estejam bem distribuídas, boa aeração para as raízes, decomposição lenta, disponibilidade de mercado e baixo custo, sendo estes desejáveis para utilizar na propagação de plantas (Melo *et al.* 2006).

A utilização do solo (a campo) como substrato para a propagação de porta-enxertos, apesar de ser uma prática com baixo custo inicialmente, tem algumas desvantagens. O desenvolvimento do porta-enxerto a campo é mais demorado até que o mesmo esteja pronto

para ser enxertado, acarretando problemas com enxertia, disformidade no parreiral e incidência maior de doenças e pragas (LEÃO; SOARES, 2010).

Para Furlan (2007) o substrato deve se adequar a cada cultura, considerando que na fase inicial as plantas possuem maior suscetibilidade ao ataque de microrganismos e ao déficit hídrico. Segundo mesmo autor, geralmente as estacas necessitam de um curto espaço de tempo para se estabelecer, exigindo substratos que ofereçam condições físicas de qualidade para suprir certa demanda. Dentre os substratos que podem ser utilizados estão: a casca de arroz carbonizada, o substrato comercial, o húmus, a vermiculita e a areia.

2.1.1 Casca de arroz carbonizada

A CAC (Figura 1) é um material que possui baixa salinidade, pH próximo a neutralidade e boa aeração (KÄMPF, 2000). O processo de carbonização da casca de arroz facilita o seu manuseio, porém diminui a capacidade de retenção de água, uma vez que há redução de sua massa. No entanto, há elevação nos teores de potássio e de cálcio beneficiando o desenvolvimento das plantas, além de ser um material livre de patógenos e nematoides, devido à esterilização do material consequente da carbonização. “No processo de carbonização, as elevadas temperaturas atingidas eliminam a possibilidade de contaminação da casca de arroz por patógenos, nematoides ou plantas daninhas, dispensando-se dessa forma qualquer tratamento destinado à sua desinfestação” (MEDEIROS, 1998, p. 1).

Souza *et al.* (2006) testaram diferentes substratos (100% CAC, 100% VM, 75% VM + 25% CAC, 50% VM + 50% CAC e 25% VM + 75% CAC) na propagação de maracujazeiro, observando que a CAC 100% apresentou pouca interação com as estacas nas variáveis enraizamento, estacas vivas e brotação. Ainda, o experimento recebeu a mesma quantidade, em mm, de água, sendo assim, alguns substratos se beneficiaram e outros não, em que a CAC necessita de um volume maior de água devido à baixa capacidade de retenção de água.

Figura 1 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato casca de arroz carbonizada



Fonte: autor (2021)

2.1.2 Substrato comercial

Os substratos comerciais (Figura 2) utilizados mundialmente têm o intuito de proporcionar melhores condições físicas, químicas e biológicas para que as plantas possam se desenvolver de maneira que se mantenham o vigor e a capacidade produtiva no decorrer do seu ciclo de desenvolvimento (KÄMPF, 2000). Dentre os substratos de origem vegetal, se destaca principalmente a turfa que é um material encontrado em camadas, geralmente em regiões montanhosas, utilizada internacionalmente como um padrão para comparação com novos materiais (BELLÉ., KÄMPF, 1993).

Segundo Lamim *et al.* (2001) a turfa é um material proveniente da sedimentação da areia, limo e argila em bordas alagadas, e são necessários de 100 a 500 anos para formar uma camada de aproximadamente 30 cm de turfa, sendo que existem três tipos de turfa: hídrica (mencionada acima), fibrosa e lenhosa. A fibrosa ocorre na região Sudeste do Brasil, originada por acúmulo de matéria orgânica natural ou pelo homem, e a lenhosa é formada por grandes vegetais, recorrente em superfícies de terrenos.

Figura 2 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' em substrato comercial (turfa + casca de arroz carbonizada)



Fonte: autor (2021)

2.1.3 Húmus

O HM (Figura 3) é caracterizado por ser um produto orgânico com capacidade de uso como adubo natural, apresentando vantagens no aumento do teor de matéria orgânica, na melhoria da estrutura do solo ou substrato, no aumento da atividade microbiana através do fornecimento de elementos essenciais, no aumento da CRA e na promoção de maior aeração, repercutindo num maior enraizamento. Sendo o enraizamento um dos fatores de maior importância no desenvolvimento das mudas, um bom estabelecimento das raízes acarreta num aumento da capacidade da captação de nutrientes pela planta, diminuição da incidência de doenças do solo, contribuição no equilíbrio do pH, dentre outros fatores (PEREIRA, 1997).

A introdução de húmus sólido aos substratos apresenta pontos benéficos ao desenvolvimento de mudas. Este fator justifica-se pela presença de ácidos fúlvicos e húmicos, compostos que proporcionam efeitos positivos como maior enraizamento, desenvolvimento inicial e produtividade, além de melhoras na estrutura química e física no metabolismo das plantas e do solo. Porém, para além das vantagens deste material, seu uso é limitado e pode ser inviabilizado uma vez que o húmus sólido necessita ser obtido em grande escala (TEIXEIRA, 2017).

Steffen *et al.* (2010) comentam que, apesar do húmus apresentar boa porosidade total ($0,817 \text{ cm}^3 \text{ cm}^{-3}$), contém uma maior quantidade de microporos e conseqüentemente uma maior capacidade de retenção de água e menor aeração. Estes autores ainda comentam que, por apresentar baixa aeração, este pode ser limitante ao desenvolvimento das plantas propagadas.

Em trabalho de Carvalho *et al.* (2012) utilizando húmus em mistura com areia e vermiculita na proporção 1:1:1 enquanto um dos tratamentos para avaliação de diferentes substratos na enxertia da videira, relatam que o tratamento contendo esta mistura se destacou,

apresentando diferença significativa na variável massa seca da raiz em relação aos demais tratamentos (areia + argila 1:1, areia 100%, húmus 30% + terriço 70% e húmus 30% + areia 70%).

Figura 3 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato húmus



Fonte: autor (2021)

2.1.4 Vermiculita

A VM (Figura 4) é um silicato hidratado de magnésio, alumínio e ferro, apresentando propriedades que a tornam um material adequado para o uso como adsorvente ou como carreador. Sua aplicação depende da sua granulometria e pureza, sendo as de granulometria mais grossa utilizadas para fins de horticultura, cultivo, germinação de sementes, dentre outras finalidades. Esse elemento torna-se um importante aliado na produção e plantio de mudas uma vez que possui características especiais que o transformam num componente presente na composição de fertilizantes e formação dos solos (UGARTE; SAMPAIO; FRANÇA, 2008).

Habitualmente é utilizada enquanto um componente de substratos para a produção de mudas de espécies florestais, apresentando diversas vantagens como uniformidade na sua composição química e granulométrica, fácil obtenção e viabilidade econômica, baixa densidade, dentre outros fatores (FIGLIOLIA; OLIVEIRA; PIÑA RODRIGUES, 1993; MARTINS; BOVI; SPIERING, 2009).

A vermiculita tem sido bastante utilizada como suporte para diversas experiências na produção de mudas de forma agroecológica. Esse mineral que muitas vezes passava despercebido nos rejeitos de extração, tem se tornado cada vez mais importante, e seu beneficiamento começa a ser visto como uma possibilidade de complementação de renda, e desenvolvimento social, principalmente nas frentes de extração onde o trabalho ainda é feito de forma rudimentar, ou seja, nos garimpos da região do Seridó Paraibano (SILVA, 2015, p. 109).

Além de oferecer suporte à planta, este componente supre as necessidades hídricas do sistema radicular liberando íons de magnésio para a solução do solo e absorvendo fósforo e nitrogênio na forma amoniacal (SILVEIRA, 2015). No entanto, visto que dificilmente será encontrado um material que, de forma única, atenda as exigências da espécie cultivada, a mistura de diferentes materiais apresenta-se enquanto uma alternativa, permitindo a melhoria das condições de desenvolvimento das mudas (FACHINELLO *et al.*, 2005), sobretudo a utilização de materiais orgânicos favorece características químicas, físicas e biológicas (CASAGRANDE *et al.*, 1996).

Em experimento realizado por Souza *et al.* (2006) na propagação de maracujazeiro por estaquia em vermiculita pura, observaram baixos índices de desenvolvimento radicular, estacas vivas e brotação, concluindo que o substrato nas condições do experimento recebeu muita água do sistema de irrigação, que acabou acarretando encharcamento. Porém, obtiveram melhores resultados com a mistura vermiculita e casca de arroz carbonizada na proporção 50:50.

Figura 4 - Estacas do porta-enxerto P1103 em substrato vermiculita



Fonte: autor (2021)

2.1.5 Areia

A AR (Figura 5) é composta essencialmente por grãos de quartzo derivados da decomposição ou da desagregação de rochas com sílica. Uma vez desintegrados da rocha primitiva, esses grãos são transportados por diversos agentes erosivos internos, originando a formação de praias, tómbolos, dunas, etc. Sua coloração está diretamente associada à sua pureza, apresentando coloração mais amarelada ou avermelhada quando misturadas com um pouco de argila por exemplo, bem como colorações mais douradas quando possuem certos minerais como muscovita, piritita e sericita (GUERRA, 1993).

Considerando a grande quantidade de resíduo de mineração de areia produzido, a utilização desse material enquanto um componente de substratos favorece a minimização da degradação decorrente de seu acúmulo no meio ambiente, refletindo em benefícios tanto ao produtor de mudas quanto ao ambiente, por meio de uma destinação adequada (GARCIA *et al.*, 2012).

Quando compõe parte de uma mistura de determinado substrato para a produção de mudas, apresenta benefício quando ao seu custo, disponibilidade e principalmente por permitir boa drenagem de fluidos (FACHINELLO *et al.*, 1995). No entanto, este material possui limitações quando analisado isoladamente, especialmente quanto à sua carência em nutrientes (CAMPOS *et al.*, 1986), podendo apresentar desvantagens no crescimento das plantas, sendo necessário a utilização de materiais alternativos que possibilitem a melhoria das condições destes sem aumentar demasiadamente seu custo (GAULAND, 1997; SCHMITZ *et al.*, 2002).

A AR tem as seguintes propriedades químicas: teor total de sais solúveis de $0,10\text{g l}^{-1}$, capacidade de troca de cátions de 2,1%, pH de 6; e as seguintes propriedades físicas: densidade seca de 1335 kg m^{-3} , porosidade total de $0,42\text{ m}^3\text{ m}^{-3}$ e espaço de aeração de $0,12\text{ m}^3\text{ m}^{-3}$ (SCHMITZ; SOUZA; KÄMPF, 2002). Os mesmos autores comentam que a areia tem baixos teores de sais e baixa CRA, apresentando teores de carbono orgânico abaixo dos recomendados como ideais (25%), estabelecido por Verdonck *et al.* (1981) e Penningsfeld (1983).

Figura 5 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' em substrato areia



Fonte: autor (2021)

2.2 PROPAGAÇÃO DE PORTA-ENXERTOS DE VIDEIRA

A propagação por estaquia está baseada no princípio de regeneração de uma planta através de parte da planta mãe, utilizando estacas do tipo herbácea, lenhosa ou semilenhosa, de preferência que possuam tecidos lignificados, provenientes do início do processo de lignificação (FACHINELLO *et al.*, 2005). Esse método de propagação é relevante para produção de clones (COSTA, 2003). Para realizar a estaquia se escolhe segmentos de uma planta base (matriz) e se propaga no solo e/ou em substratos (BETTONI, 2015).

A estaquia pode ser realizada a campo, porém exige cuidados para se obter maior uniformização. A propagação em recipientes individuais proporciona maior uniformização das estacas, e assim obtém-se melhor enraizamento do que as estacas propagadas a campo (TERRA *et al.*, 1981). Independentemente do método de propagação a ser utilizado para obtenção de material propagativo de boa qualidade, as plantas fornecedoras de estacas ou garfos devem ser mantidas em áreas conduzidas especificamente para este fim, denominadas matrizeiros ou campo de matrizes (NACHTIGAL, 2005).

Condições adversas podem interferir para uma boa formação e desenvolvimento dos porta-enxertos de videira, sendo elas climáticas, fisiológicas e herança genética da planta matriz (KRAIEM, 2010). Para a implantação de um vinhedo com qualidade e sanidade, deve-se tomar cuidado com mudas que são comercializadas prontas. O enraizamento da videira está estritamente relacionado a quantidade de reservas que as estacas a serem propagadas possuem, levando em conta ramos bem lignificados que por sua vez possuem maiores quantidades dessas

substâncias, possibilitando inclusive aumentar o índice de pegamento (LEÃO; SOARES, 2009).

Segundo Kuhn (2003) é de suma importância que se adquira mudas de um viveirista credenciado na Secretaria da Agricultura para ter garantias que as mudas possuem qualidade, sanidade e que a identificação varietal foi rigorosamente executada. Este autor destaca que pode ocorrer sérios danos ao parreiral se mudas, estacas e outros materiais impróprios forem adquiridos, acarretando possíveis doenças e pragas consideradas de difícil controle, além de compromete economicamente o empreendimento.

Se as estacas forem produzidas pelo próprio viticultor, alguns passos importantes devem ser seguidos. Conforme Nachtigal (2005), as estacas para propagação devem possuir de 3 a 4 gemas com aproximadamente 40 cm, devendo-se realizar um corte transversal logo abaixo do nó inferior e em bisél na parte superior da estaca. As estacas devem ser obtidas de áreas conduzidas para este fim (campo de matrizes) para que haja a propagação de um material de boa qualidade e sanidade.

As estacas ao serem propagadas sofrem diferenciação celular que ocorrem em diferentes temperaturas, com temperaturas baixas para uvas americanas, entre 21 e 22 °C, e mais elevadas em cultivares europeias, entre 27 e 28 °C (MULLINS *et al.*, 2000). Dentre os diferentes porta-enxertos de videira existentes, o ‘P1103’ apresenta-se enquanto uma alternativa interessante, uma vez que dispõe de vantagens na melhoria da qualidade da uva além de conferir maior resistência a doenças de solo (KUHN *et al.*, 2007).

2.3 CARACTERÍSTICAS DO PORTA-ENXERTO ‘P1103’

O porta-enxerto ‘P1103’ (Figura 6) foi obtido através do cruzamento entre *Vitis berlandieri* x *Vitis rupestris* e começou a ser difundido em 1965, apresentando bons resultados na enxertia de mesa e a campo e boa compatibilidade com a cultivar copa. Desenvolve raízes pivotantes, com ângulos entre 40° e 50° e permite vigor de copa, de médio a alto (GIOVANNINI, 2014).

Giovannini (2014) comenta ainda que, existem características quanto ao tipo de solo ao comparar cultivares viníferas, e/ou, híbridas e americanas. Para cultivares viníferas o porta-enxerto ‘P1103’ prefere solos de média fertilidade, já para híbridas e americanas a exigência de solo vai de baixa a média fertilidade. Possui resistência a fusariose (CAMARGO *et al.*, 2014), a pragas de solo, entre elas a filoxera (KUHN *et al.*, 2007), apresentando compatibilidade com

cultivares viníferas e híbridas, somado a resistência às pragas e doenças o 'P1103' é amplamente utilizado na propagação de videiras. Em geral, o porta-enxerto induz maior vigor, precocidade de produção e maior produtividade às copas em relação à clonagem por estaquia (FURINI *et al.*, 2014). É o porta-enxerto mais utilizado no Rio Grande do Sul e Santa Catarina (CAMARGO *et al.*, 2014).

Figura 6 - Estacas do porta-enxerto 'P1103'



Fonte: autor (2019)

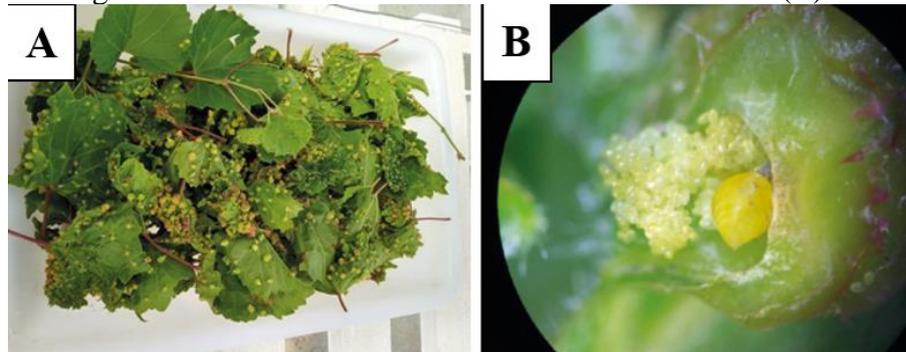
2.4 PRINCIPAIS PRAGAS E DOENÇAS QUE ATACAM AS RAÍZES DA VIDEIRA

2.4.1 PRAGAS

2.4.1.1 Filoxera (*Daktulosphaira vitifoliae*)

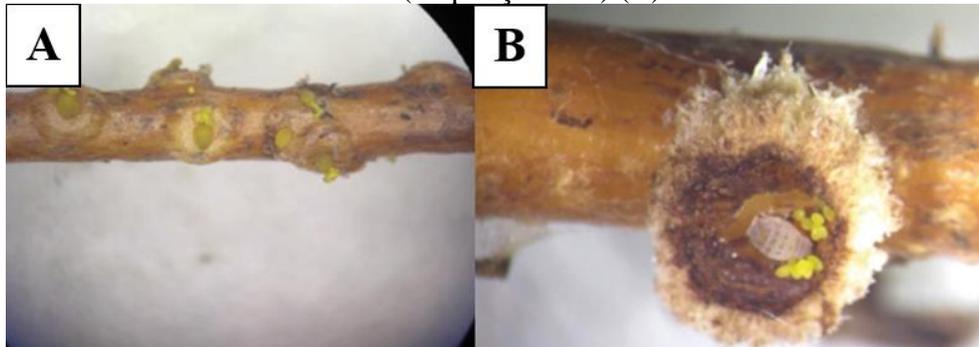
No Brasil, há indícios que a doença já existia em Minas Gerais desde o ano de 1893 (SOUZA, 1969). Essa praga é um inseto menor que 1 mm de comprimento, sugador e ataca principalmente parte aérea (galícola) e raiz (radícola) da planta (GRANETT *et al.*, 2001). Na parte aérea (Figura 7) a filoxera ataca as folhas formando galhas, a deposição dos ovos ocorre no inverno e a eclosão na primavera e nas raízes o inseto provoca tuberosidades (Figura 8) que são causadas pela sucção do inseto no decorrer da raiz e nodosidades nas radícula (Figura 9) formadas nas pontas das raízes na região da coifa (BOTTON *et al.*, 2003).

Figura 7 – Galhas de filoxera em folhas do porta-enxerto ‘P1103’ (A), corte transversal na galha mostra uma fêmea adulta de filoxera com ovos (B)



Fonte: Grupo Cultivar (2020)

Figura 8 – Tuberosidades causadas pela filoxera em raízes de *Vitis vinífera* (A), fêmea com ovos (ampliação 32x) (B)



Fonte: Grupo Cultivar (2020)

Figura 9 – Fêmea adulta, massa de ovos e nodosidade em radicela (ampliação 32x) (A), nodosidades causadas pela filoxera em raízes de *Vitis vinífera* (B)



Fonte: Grupo Cultivar (2020)

A prática de propagar mudas de variedades suscetíveis através de pé-franco tem facilitado o aumento desta praga nos parreirais, mesmo que o recomendado seja adquirir mudas enxertadas ou mesmo a sua própria produção na propriedade, porém a propagação sem o devido método é comumente utilizada (KUHN *et al.*, 1996). Outro fator relacionado a dissiminação desta praga está ligado ao cultivo intensivo de cultivares americanas (*Vitis labrusca*), onde o

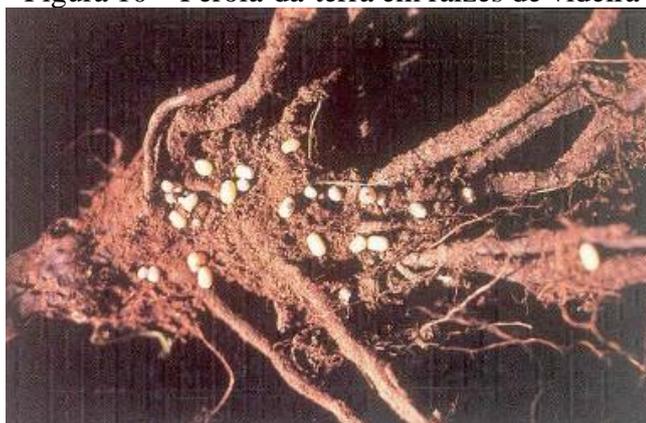
inseto se hospeda na raiz e consegue sobreviver e se proliferar devido as cultivares tolerarem o ataque (BOTTON *et al.*, 2003).

Para o controle desta praga na forma radícula recomenda-se utilizar porta-enxertos resistentes, mesmo que a propagação de mudas a partir de pé franco para cultivares americanas seja recomendado (BOTTON *et al.*, 2003). Garrido & Botton (2015) recomendam que o controle químico deve ser adotado quizenalmente quando observado os primeiro sintomas de galhas na parte aérea e para o ataque nas raízes a utilização de porta-enxertos resistente, entre eles, o ‘P1103’.

2.4.1.2 Pérola-da-terra (*Eurhizococcus brasiliensis*)

Conforme Haji *et al.* (2004), a pérola-da-terra foi constatada no Rio Grande do Sul pela primeira vez na cidade de Silveira Martins, no ano de 1921. Lima (1942), comenta que essa praga ataca as raízes das videiras (Figura 10) fazendo a sucção da seiva da planta e acarretando o definhamento e até mesmo a senescência. Além disso, outros sintomas podem ser observados, como amarelecimento nas nervuras das folhas e encarquilhamento dos bordos das folhas para dentro.

Figura 10 – Pérola-da-terra em raízes de videira



Fonte: Gilmar Barcelos Kuhn (2003)

Botton *et al.* (2003) relata que a sucção feita pelo inseto causa definhamento e morte da planta, sendo mais severa em plantas jovens, pois as adultas possuem um sistema radicular mais desenvolvido. Conforme o mesmo autor, para tentar controlar essa praga deve-se adquirir cultivares de porta-enxerto resistentes, livre de vírus e doenças e atentar a uma planta invasora que é comum em parreirais, a língua-de-vaca (*Rumex sp.*), que se destaca como hospedeira.

Essa praga ocorre em quase todo o território brasileiro, porém com mais frequência no sul do país. A cochonilha é prejudicial somente nos três primeiros instares, pois quando adulta não possui mais o aparelho bucal (BOTTON *et al.*, 2003). “As toxinas, por serem injetadas no tecido vascular da planta, têm ação sistêmica, transloucando-se a outros pontos, exibindo uma fitotoxemia generalizada, irreversível, exceto se a planta dispuser ainda de reservas suficientes que lhe permitam emitir nova brotação” (HAJI *et al.*, 2004, p. 8).

A postura ocorre dentro do cisto, onde os ovos permanecem viáveis. Os ovos medem, aproximadamente, 0,5 a 0,8 mm, possuem coloração que varia do branco ao creme, têm forma oval e até 270 são colocados no solo, dentro do cisto, presos na forquilha de duas raízes ou em cavidades da casca, a uma profundidade de até 0,5 m. O cisto, de coloração branco-acinzentada, bastante frágil e quebradiço, evolui para a fase de rompimento e liberação de ovos e ninfas móveis, permitindo sua dispersão para outros sítios de infestação. As ninfas móveis possuem coloração branco-creme brilhante, medem 1 mm de comprimento, apresentam pelos no abdome, rosto desenvolvido, pernas robustas e escuras e sugam a seiva. As ninfas, ao se desenvolverem, assumem o formato esférico, transformando-se em ninfas cistóides fixas, a forma de resistência desse inseto (HAJI *et al.*, 2004, p. 8).

2.4.1.3 Nematóide das galhas (*Meloidogyne spp.*)

O nematóide ataca a raiz e ocorre a formação de galhas (Figura 11) a planta fica restrita para absorção de água e nutrientes para seu desenvolvimento e crescimento, além de deixar as raízes danificadas (Figura 12), assim, suscetíveis ao ataque de patógenos. Se a área do parreiral é nova, basta poucos ovos de segundo estágio para se reproduzir e provocar danos econômicos (LOPEZ; FERRAZ, 2016).’

Gomes *et al.* (2014), testaram a resistência de 12 porta-enxertos e duas cultivares-copa de videira, entre eles o porta-enxerto ‘P1103’, às espécies de nematoide das galhas *Meloidogyne arenaria* e *Meloidogyne incógnita*. Resultados mostraram que o porta-enxerto ‘P1103’ é resistente ao *Meloidogyne incógnita* e suscetível ao *Meloidogyne arenaria*.

Figura 11 – Planta de videira com galhas nas raízes atacadas pelo nematoide *Meloidogyne spp.*



Fonte: César Bauer Gomes (2005)

Figura 12 – Raízes de videira danificadas pelo nematoide *Meloidogyne*



Fonte: César Bauer Gomes (2005)

2.4.2 DOENÇA

2.4.2.1 Fusariose (*Fusarium oxysporum* f.sp. *herbemontis*)

A fusariose foi observada a primeira vez no Rio Grande do Sul, no ano de 1954. Essa doença tem como característica atacar o sistema vascular da planta, folhas, ramos e frutos. O sintoma é um escurecimento na parte interna na região dos vasos dos xilemas, com faixas contínuas, que iniciam no sistema radicular e podem alcançar os ramos principais e de ano (JÚNIOR; SÔNEGO, 1993).

A infecção inicia pelas raízes, com ou sem ferimentos, e atinge o sistema vascular da planta, provocando a interrupção na translocação de seiva. A disseminação da doença é feita através de ferramentas agrícolas contaminadas, pelo movimento do solo contaminado, contato entre raízes doentes e sadias e por meio de estacas provenientes de mudas contaminadas, sendo esta, a principal forma de propagação da doença a longas distâncias. A doença reduz o crescimento de brotos, provoca escurecimento interno da madeira, murchamento de folhas e de cachos. As plantas infectadas podem morrer subitamente, normalmente em reboleiras. O método de controle mais eficaz é o uso de cultivares resistentes. A cultivar Isabel de pé-franco sempre apresentou os mais baixos índices de doença. Porta-enxertos como Paulsen 1103 e R99 mostraram os mais altos graus de resistência, enquanto SO4, Kober 5BB e 5A foram os mais suscetíveis (GARRIDO; GAVA, 2014, p. 110).

Em trabalho realizado por Garrido *et al.* (2004) analisando uvas viníferas e americanas observaram a presença de fusariose nas duas cultivares, sendo nas viníferas a espécie do fungo foi constatada no porta-enxerto SO4, sensível ao patógeno. A cultivar americana ‘Isabel’ foi a mais tolerante na produção por estaquia. Nos porta-enxertos ‘P1103’ e ‘R99’ não foi constatado a ocorrência de fusariose. Assim, a maior incidência foi em plantas propagadas por estaquia (50,4%), do que plantas enxertadas, (11,2%).

Figura 13 – Tronco com escurecimento marrom dos vasos do xilema, causado por fusariose



Fonte: Renata Gava (2014)

2.5 CAPACIDADE FOTOSSINTÉTICA

A capacidade fotossintética é medida pelos teores de clorofila A e B, sendo que a clorofila B é um pigmento acessório que auxilia na absorção de luz e na transferência de energia para os centros de reação (STREIT *et al.* 2005). Quando aumenta o conteúdo de clorofila B,

comparado a clorofila A, provavelmente está relacionado a uma maior proporção do fotossistema II, demonstrando que é o mais abundante em clorofila B do que em clorofila A, e quando comparado ao fotossistema I, demonstrando uma capacidade de adaptação a ambientes com baixa radiação (NAKAZONO *et al.*, 2001).

Os teores de clorofila estão associados a adaptação da planta a diferentes ambientes (ALMEIDA *et al.*, 2004). A luz é fundamental para o crescimento e adaptação das plantas, fornecendo energia para a fotossíntese e regulação de qualidade espectral e estado de polarização (REGO; POSSAMAI, 2006). Portanto, ao condicionar uma espécie de planta a situações de luminosidade diferente aos que ela exige para se desenvolver, pode representar diferentes respostas fisiológicas no crescimento (ATROCH *et al.*, 2001).

A eficiência fotossintética está relacionada diretamente com o nitrogênio (RIGON *et al.*, 2011). Quando as clorofilas absorvem luz elas são responsáveis pela conversão desta energia luminosa em energia química (LARCHER, 2000). Taiz & Zeiger (2004) comentam que o fator principal é a nutrição mineral no desenvolvimento da planta como síntese de pigmentos fotossintéticos, integração molecular e desenvolvimento celular.

2.6 ÁCIDO INDOLBUTÍRICO (AIB)

Os hormônios vegetais, substâncias químicas produzidas pela própria planta, desempenham funções essenciais na regulação do seu crescimento e desenvolvimento, a exemplo do amadurecimento de frutos, floração e senescência de folhas. Estes hormônios, bem como substâncias químicas com ação análoga, são possíveis de serem utilizados no manejo de frutíferas de clima temperado, como é o caso das auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, ácido abscísico, ácido indolbutírico, dentre outros (PETRI *et al.*, 2016).

Outro fator estudado é o uso de reguladores de crescimento ácido indolbutírico (AIB), utilizado para proporcionar uma melhor divisão celular, influenciando no pegamento e estabelecimento das estacas (POZO *et al.*, 2005). O AIB que pertence ao grupo das auxinas, além de proporcionar um maior sucesso na produção de mudas, estimula também a produção de etileno, que é um aliado na emissão das raízes (NORBERTO *et al.*, 2001).

Nicolão (2019) testou diferentes doses de AIB (0, 1000, 2000 e 3000 mg L⁻¹) no porta-enxerto 'P1103', e constatou à medida que se aumentava a dose de AIB o porta-enxerto respondia com maior e menor porcentagem de enraizamento em dois tipos de substrato (areia e orgânico respectivamente). Para areia teve um crescimento exponencial no enraizamento,

partindo de 38,89% (0 mg L⁻¹); 63,39% (1000 mg L⁻¹); 75 % (2000 mg L⁻¹) e estabilizando com 74,44% (3000 mg L⁻¹). Porém, as mesmas concentrações administradas no substrato orgânico obtiveram uma resposta contraria a apresentada anteriormente, ocorrendo um decréscimo no enraizamento (94,45; 58,33; 61,11 e 44,44 % conforme doses representadas no início deste parágrafo, respectivamente).

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 LOCAL DO EXPERIMENTO

O experimento foi realizado em viveiro experimental na área experimental da Universidade Federal da Fronteira Sul (UFFS), *campus* Cerro Largo/RS, localizada nas coordenadas 28°08'32" S e 54°45'42" O, com altitude de 250 m. A estrutura do viveiro era galvanizada, coberta com tela em monofilamento antiafideo (Figura 14) e piso de alvenaria.

A irrigação foi realizada por sistema pré-instalado no viveiro com micros aspersores (Figura 15) e lâmina d'água de 6 mm/dia. O sistema contava com temporizador automático, acionado a cada 2 horas/10min (Figura 16), o período do experimento foi de 60 dias.

Figura 14 – Cobertura do viveiro com tela monofilamento antiafideo



Fonte: autor (2021)

Figura 15 - Sistema de irrigação por micro aspersores, tipo bailarina



Fonte: autor (2021)

Figura 16 - Temporizador instalado, para sistema de irrigação, no viveiro experimental

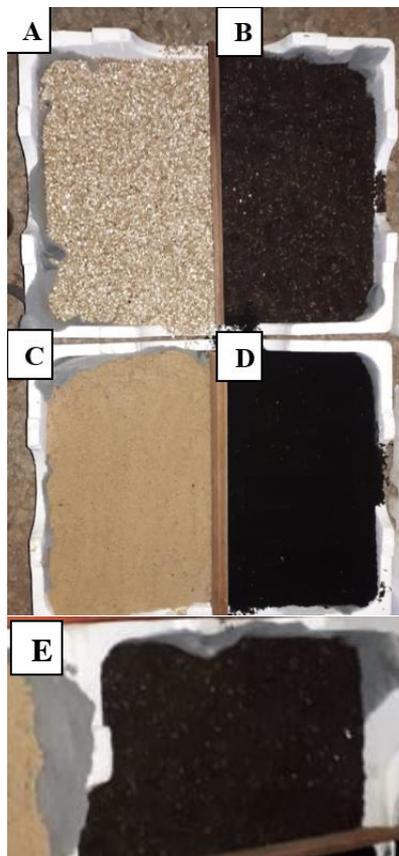


Fonte: autor (2021)

3.2 DELINEAMENTO EXPERIMENTAL

Foi utilizado o delineamento experimental inteiramente casualizado (DIC) com cinco tratamentos: VM, CAC, AR, SC e HM (Figura 17) com cinco repetições para cada tratamento, totalizando de 25 unidades experimentais. Cada unidade experimental continha 10 estacas do porta-enxerto 'P1103'.

Figura 17 - Recipientes divididos com uma tábua no centro, substratos, VM (A), CAC (B), AR (C), SC (D) e HM (E)



Fonte: Evandro Pedro Schneider (2019)

3.3 RECIPIENTE E MATERIAIS UTILIZADOS NA PROPAGAÇÃO

O recipiente utilizado para a propagação das estacas do porta-enxerto foram: caixotes de isopor de 50 cm x 25 cm com 15 cm de profundidade e capacidade de 18 litros (Figura 18). O mesmo foi dividido no centro com uma tábua, para acomodação de duas unidades experimentais em uma só caixa. Para forrar o fundo deste recipiente utilizou-se uma manta

Geotêxtil, “não tecido” (Figura 19), para evitar a perda de substrato, devido a furação que o caixote de isopor apresenta.

Figura 18 - Caixote de isopor com capacidade de 18 litros, onde realizou-se o acondicionamento dos tratamentos



Fonte: autor (2021)

Figura 19 - Manta Geotêxtil fabricada com fibras de poliéster (PET)



Fonte: autor (2021)

3.4 PROPAGAÇÃO POR ESTAQUIA

3.4.1 Origem e seleção das estacas

As estacas do porta-enxerto ‘P1103’ utilizadas no experimento são provenientes de viveiro registrado, adquiridas de um produtor comercial do município de Cerro Largo/RS. Foram selecionadas no dia 25 de agosto de 2019, diretamente na propriedade e transportadas para o laboratório de Agroecologia da Universidade Federal da Fronteira Sul (Figura 20).

Figura 20 - Ramos de ‘P1103’ após a retirada a campo



Fonte: Carolina Müller Zimmermann (2019)

Utilizaram-se estacas semilenhosas com 30-40 cm de comprimento e aproximadamente 1,0 mm de diâmetro (Figura 21), recebendo um corte reto com tesoura de poda imediatamente abaixo da gema, na base, e um corte longitudinal (em bisél) na parte superior da estaca, deixando de 3 a 4 gemas por estaca, conforme metodologia descrita por Nachtigal (2005).

Figura 21 - Estacas do porta-enxerto 'P1103' após o corte contendo de 3 a 4 gemas



Foto: Carolina Müller Zimmermann (2019)

3.4.4 Preparo das estacas

Após o corte, as estacas foram imersas em um recipiente com água para manter a hidratação. Posteriormente foram colocadas em Ácido Indolbutírico (AIB) a 1000 mg/L^{-1} , a ponto que a base inferior ficasse completamente coberta com o regulador de crescimento (Figura 22).

Figura 22 - Estaca do porta enxerto 'P1103' sendo imersa no Ácido Indolbutírico (AIB)



Fonte: Evandro Pedro Schneider (2019)

3.5 PLANTIO DAS ESTACAS DE 'P1103'

Logo após a imersão no regulador de crescimento (AIB), as estacas foram plantadas a uma profundidade de 1/3 do seu tamanho, com espaçamento entre estacas de 10 cm, e 15 cm entre linhas. O plantio foi realizado no dia 25 de agosto de 2019 onde as estacas permaneceram por um período de 60 dias (Figura 23). As caixas ficaram dispostas sobre uma bancada de ferro a uma altura de 1 metro do piso de alvenaria, sendo que a cada 5 dias era realizado um rodízio, trocando as caixas de lugar, no intuito de promover um ambiente mais homogêneo referente a luz e umidade.

Figura 23 - Plantio das estacas do porta-enxerto 'P1103' nos substratos

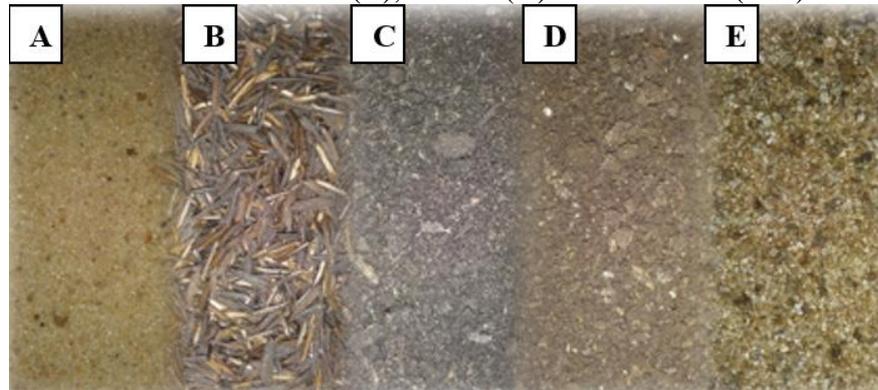


Fonte: autor (2019)

3.6 SUBSTRATOS UTILIZADOS

Os substratos utilizados no experimento foram: areia pura grânulo médio (A), casca de arroz carbonizada pura (B), substrato comercial TURFA FÉRTIL mistura (turfa + casca de arroz carbonizada) (C) húmus HUMINHO-MINHOCAL[®] mistura (húmus de minhoca + carvão vegetal + casca de pinus moída) (D) e vermiculita grânulo médio (E) (Figura 24).

Figura 24 - Substratos utilizados no experimento, areia (A), casca de arroz carbonizada (B), substrato comercial (C), húmus (D) e vermiculita (VM)



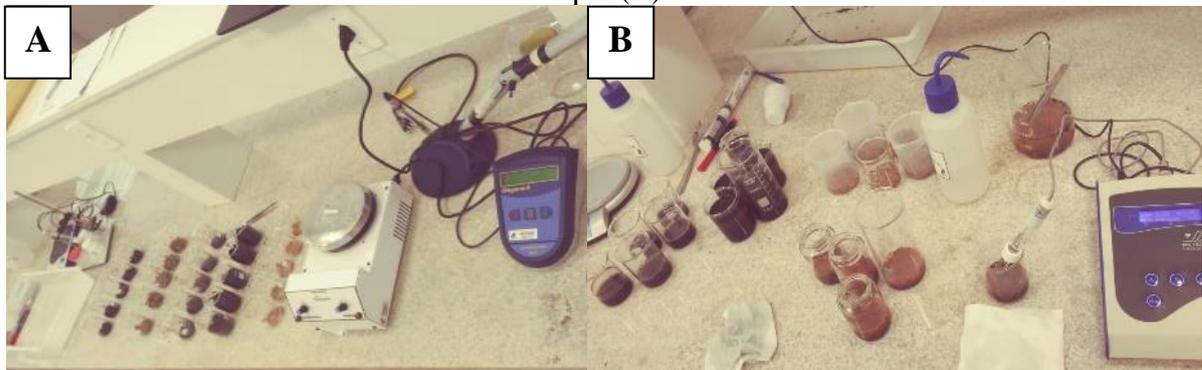
Fonte: autor (2020)

3.7 CARACTERIZAÇÃO DOS SUBSTRATOS

As análises físico-químicas dos substratos avaliadas foram a capacidade de retenção de água, pH e condutividade elétrica, aos 30 dias após o plantio das estacas. Para análise do pH e da condutividade elétrica foi retirada uma amostra, após verter 100 ml de água destilada sobre o substrato, logo, com auxílio de um funil e um Becker o líquido percolado através do substrato foi coletado na parte inferior do recipiente pelo método do Pour-through, seguindo a metodologia proposta por Cavins (2002).

Para quantificar o pH, foi utilizado o phmetro MS TECNOPON® - mPA210 e para a condutividade elétrica, o condutivímetro DIGIMED – DM-32, ambas análises realizadas no mesmo dia (Figura 25).

Figura 25 - Amostras líquidas dos substratos sendo mensurada a condutividade elétrica (A) e o pH (B)



Fonte: autor (2019)

A CRA foi realizada no final do experimento, aos 60 dias após a implantação, com amostras do substrato previamente armazenadas. Foi coletado 100 g de amostra de cada substrato e colocadas em anéis de inox com 50 mm de diâmetro (pesados previamente), em que a parte inferior do anel foi fechada com um tecido poroso com auxílio de borrachas (pesadas previamente) seguido da pesagem das amostras. Posteriormente foram colocadas em uma bandeja e adicionado água para saturação durante 48 horas (Figura 26).

Após este período as amostras foram colocadas na mesa de tensão marca Eijkelkamp (Figura 27), a 60 cm por 24 horas e ao termino desse processo foram pesadas e colocadas em estufa de secagem (Figura 28) a uma temperatura de 75 °C por 48 horas, realizando a pesagem após este período, pelo método da câmara de Richards – Manual de Métodos de Análise de Solo (EMBRAPA, 2017).

Figura 26 - Bandeja com amostras dos substratos (casca de arroz carbonizada, substrato comercial, areia, húmus e vermiculita) em anéis de inox com vedação na parte inferior em tecido poroso, fixado com borracha.



Fonte: autor (2020)

Figura 27 – Mesa de tensão utilizada para percolação dos substratos a (60 cm)



Fonte: Estéfany Pawlowski (2021)

Figura 28 – Estufa de circulação forçada, utilizada para secagem das amostras dos substratos



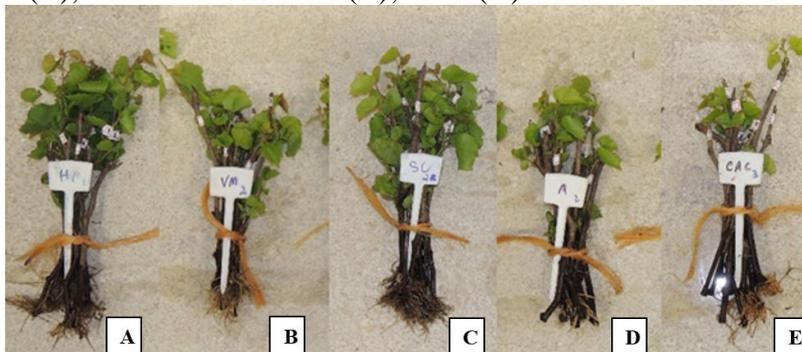
Fonte: autor (2021)

3.8 AVALIAÇÃO DAS RAIZES DAS ESTACAS

3.8.1 Padronização das raízes

Ao retirar as estacas observou-se que as mesmas estavam presas pelas raízes na manta geotêxtil, sendo impossível removê-las sem provocar danos, sendo assim, se optou pela padronização das raízes, onde realizou-se um corte (com tesoura de poda) rente a manta, para que todas as repetições fossem avaliadas em um mesmo padrão (Figuras 29).

Figura 29 - Estacas padronizadas submetidas aos diferentes substratos: húmus (A); vermiculita (B); substrato comercial (C); areia (D) e casca de arroz carbonizada (E)



Fonte: autor (2021)

3.8.2 Avaliação radicular

As variáveis volume e diâmetro de raiz foram analisadas aos 60 dias após a implantação do experimento utilizando o software Safira (EMBRAPA 2010). As estacas foram retiradas dos substrato, lavadas em água corrente e levadas ao laboratório de Agroecologia onde foram fotografadas (Figura 30) individualmente para posteriormente submetê-las a análise.

Figura 30 - Foto da estaca do porta-enxerto 'P1103' enraizada



Fonte: autor (2021)

3.8.3 Procedimento de análise das raízes no SAFIRA

As estacas enraizadas foram extraídas do substrato e lavadas em água corrente, em seguida levadas ao laboratório onde cada estaca foi fotografada individualmente sobre papel quadriculado (1cm) (Figura 35). Essas linhas ao submeter as imagens ao software, eram contabilizadas como raíz, tornando-se necessário a correção de imagem no próprio software Safira utilizando das abas: 'inverter de cores' (branco/preto) + 'fechar' + 'inverter cores' (preto/branco) + 'erodir' + 'dilatar' + (>) 'próxima etapa' + 'ok'. Após eliminado o fundo com as linhas quadriculadas, a imagem somente da raiz foi submetida a análise do software. A distância da câmera e da planta foi padronizada em 30 cm.

As fotos foram armazenadas no computador para posteriormente serem avaliadas individualmente no software Safira. Foram avaliadas um total de 250 imagem referentes ao número de plantas totais. O processo pelo qual as imagens das raízes passaram são descritos nos seguintes passos: carregamento da imagem no software, binarização manual da imagem e por fim o resultado contendo volume e diâmetro médio ponderado das raízes. Estes valores

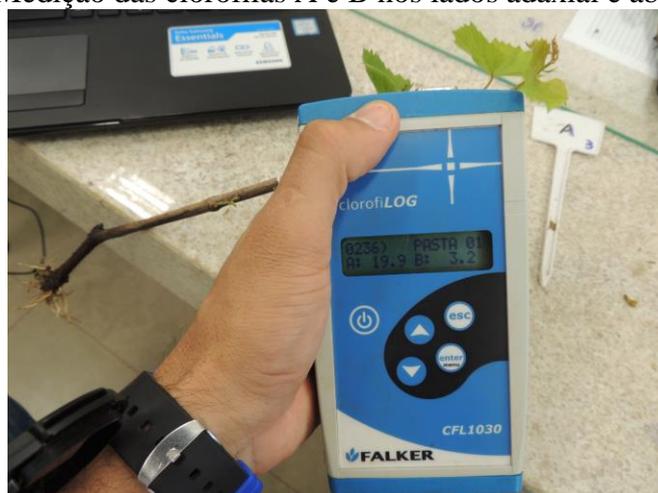
foram diretamente exportados para planilha excel, onde foi realizado a ordenação por colunas e posteriormente analisados pelo software estatístico Sisvar.

3.9 ANÁLISE FOTOSSINTÉTICA

As estacas foram submetidas a aferição de clorofila A e B, no final do experimento (Figura 31) com auxílio do equipamento clorofiLOG 1030 FALKER®. Este possui um sensor que analisa três faixas de frequência de luz na medição, sendo que as diferentes frequências indicam o índice de clorofila (FALKER, 2008).

As plantas foram analisadas na parte adaxial da folha, com duas repetições uma em cada lado do limbo foliar e os valores referentes as clorofilas A e B anotados. Este procedimento foi realizado em todas as estacas que possuíam parte aérea com tamanho necessário para o equipamento ter a possibilidade de fazer a leitura.

Figura 29 - Medição das clorofilas A e B nos lados adaxial e abaxial da folha



Fonte: autor (2019)

3.10 Análise de dados

Os dados obtidos foram submetidos à análise de variância (ANOVA) e as médias foram comparadas com o teste de Tukey a 5% de significância pelo programa SISVAR

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 CARACTERIZAÇÃO DOS SUBSTRATOS

4.1.1 Capacidade de retenção de água

A capacidade de retenção de água mostra que os substratos VM e HM apresentaram percentuais superiores (70,0 e 67,9% respectivamente) diferindo significativamente dos demais e o substrato CAC apresentou resultado inferior (29,4%). Os substratos SC e AR apresentaram percentuais intermediários (59,3 e 37,0% respectivamente) diferindo entre si e dos demais substratos analisados (Tabela 1).

Resultados semelhantes foram encontrados por Andriolo *et al.* (1999) ao caracterizar propriedades físicas de alguns substratos disponíveis no Estado do Rio Grande do Sul (HM, SC e CAC) na cultura do tomateiro. Os autores encontraram valores de capacidade máxima de retenção de água variando entre 60 e 70% para húmus e substrato comercial e valores próximos a 40% para uma mistura de casca de arroz e solo, corroborando com os resultados apresentados neste estudo.

Considerando uma capacidade de retenção de água ideal para substratos de cultivo entre 24 e 40% (ABAD *et al.*, 1993), os substratos AR e CAC apresentaram valores dentro do recomendando. Além, considerando a lâmina d'água de 6 mm/dia fracionada a cada 2 horas/10min (disponibilizada neste experimento), identifica-se um indicador potencial para possíveis diferenças no enraizamento das estacas.

Tabela 1 - Porcentagem da capacidade de retenção de água dos substratos utilizados no experimento de propagação de 'P1103', Cerro Largo, RS

Tratamentos	Capacidade de retenção de água (%)
Vermiculita	70,0 a
Húmus	67,9 a
Substrato comercial	59,3 b
Areia	37,0 c
Casca de arroz carbonizada	29,4 d
CV(%)	4,57

* Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente entre si.

Fonte: autor (2021)

4.1.2 Condutividade elétrica e potencial hidrogeniônico

As médias de condutividade elétrica dos substratos analisados (Tabela 02) mostram que HM e CAC apresentaram valores superiores (0,181 e 0,151 mS/cm⁻¹ respectivamente) diferindo significativamente dos substratos SC, VM e AR (0,116; 0,031 e 0,016 mS/cm⁻¹

respectivamente). Todos os substratos analisados apresentaram valores abaixo da faixa ideal recomendada, entre 1,0 e 2,6 mS/cm⁻¹, conforme Cavins *et al.* (2000), utilizando o método Pour-through, semelhante ao utilizado no trabalho. Segundo os autores citados acima, para valores de condutividade elétrica baixos como encontrado nos substratos do presente experimento, níveis de nutrientes podem não ser suficientes para sustentar crescimento.

Para a variável potencial hidrogeniônico (pH) os substratos HM e CAC apresentaram valores superiores de pH (8,3 e 7,6) diferindo significativamente do substrato AR que apresentou valor inferior (6,2). Os substratos SC e VM apresentaram valores intermediários (7,5 e 6,3, respectivamente) não diferindo significativamente entre si (Tabela 2). Em específico para o porta-enxerto ‘P1103’, este apresenta uma faixa ideal de pH entre 5,5 e 7,0 (LÚCIO, 2019), portanto, apenas os tratamentos AR e VM apresentaram valores de pH dentro da faixa ideal estabelecida por Lúcio (2019) para o porta-enxerto ‘P1103’.

Tabela 2 - Médias de condutividade elétrica e potencial hidrogeniônico dos substratos utilizados no experimento, Cerro Largo, RS.

Tratamentos	Condutividade elétrica (mS/cm⁻¹)	Potencial hidrogeniônico (pH)
Húmus	0,181 a	8,3 a
Casca de arroz carbonizada	0,151 a	7,6 a
Substrato comercial	0,116 b	7,5 b
Vermiculita	0,031 b	6,3 b
Areia	0,016 b	6,2 c
CV(%)	41,66	3,16

* Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente entre si.

Fonte: autor (2021)

Conforme dados dos substratos analisados no presente experimento, sendo CRA, CE e pH, os substratos apresentaram a seguinte classificação (inadequado/adequado) quanto suas características físico-químicas, para o desenvolvimento das raízes das estacas (Quadro 1). Neste, foi identificado que para a CRA os mais adequados foram os tratamentos CAC e AR, para pH os mesmos e para CE o tratamento HM, SC e VM. Cabe salientar, que o volume e frequência de irrigação utilizados, pode ter proporcionado melhores condições para os substratos que apresentaram CRA classificados como mais adequados.

Quadro 1 - Classificação dos substratos utilizados conforme sua adequação aos diferentes parâmetros analisados. Classificação conforme valores apresentados por: ⁽¹⁾ Abad *et al.* (1993); ⁽²⁾ Cavins *et al.* (2000); ⁽³⁾ Lúcio (2019)

SUBSTRATOS	Capacidade de retenção de água (CRA) ⁽¹⁾	Condutividade elétrica (CE) ⁽²⁾	Potencial hidrogeniônico (pH) ⁽³⁾
Húmus	menos adequado	mais adequado	menos adequado
Substrato comercial	menos adequado	mais adequado	menos adequado
Vermiculita	menos adequado	mais adequado	menos adequado
Casca de arroz carbonizada	mais adequado	menos adequado	mais adequado
Areia	mais adequado	menos adequado	mais adequado

Fonte: autor (2021)

4.3 ENRAIZAMENTO DAS ESTACAS

O volume das raízes submetidas aos tratamentos CAC e HM apresentaram valores superiores (56 e 55 cm³ respectivamente), diferindo significativamente dos tratamentos VM, AR (25 e 20 cm³ respectivamente), sendo que o tratamento SC demonstrou valor intermediário (28 cm³) (Tabela 3). Os valores de diâmetro ponderado para as estacas submetidas ao tratamento HM, apresentou valor superior (25 mm), diferindo significativamente do tratamento AR (10 mm) e não diferindo significativamente dos tratamentos CAC, VM e SC (19; 19 e 13 mm respectivamente) que demonstraram valores intermediários (Tabela 3).

Tabela 3 - Valores médios de volume e diâmetro médio ponderado, e porcentagem de enraizamento de estacas do porta-enxerto 'Paulsen 1103' propagados em diferentes substratos, Cerro Largo, RS

Tratamentos	Volume (cm³)	Diâmetro médio ponderado (mm)	Enraizamento (%)
Casca de arroz carbonizada	56 a	19 ab	66 ^{ns*}
Húmus	55 a	25 a	74
Substrato comercial	28 ab	13 ab	80
Vermiculita	25 b	19 ab	64
Areia	20 b	10 b	54
CV(%)	41,37	41,49	22,14

* Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente entre si.

* ns = não significante.

Fonte: autor (2021)

Para a porcentagem de enraizamento das estacas, não ocorreu diferença significativa entre os tratamentos (Tabela 3). Em experimento realizado por Nicolão (2019) avaliando diferentes doses de AIB (0, 1000, 2000 e 3000 mg L⁻¹) na propagação do porta-enxerto 'P1103', utilizando areia como substrato, foi observado porcentagens de enraizamento de (38,89%, 63,89%, 75% e 74,44% respectivamente), semelhante ao encontrado no presente trabalho (54%) com a mesma concentração de AIB de 1000 mg/L⁻¹.

Para Roberto *et al.* (2004) avaliando o enraizamento de porta-enxertos de videira 'Campinas' (IAC 766) e 'Jales' (IAC 572), em três substratos diferentes (casca de arroz carbonizada, vermiculita granulo fino e vermiculita granulo médio), não obteve valores significativos, corroborando com o presente trabalho. Para Fronzon *et al.* (2010) o enraizamento das estacas tem relação com as reservas do caule. Portanto, o enraizamento da videira pode estar ligado estritamente as reservas da estaca (LEÃO; SOARES, 2009), sendo mediado pela disponibilidade hídrica, luz e oxigênio, para que a planta desenvolva brotação e enraizamento.

O enraizamento geral das estacas indica uma limitação do tratamento AR com valores inferiores em todos os parâmetros com e sem diferença significativa, sendo um resultado que reflete uma relação direta com suas características de qualidade inferior quanto à condutividade elétrica e pH (Tabela 2).

Destaca-se, que os resultados desse experimento foram norteados pela padronização das raízes que se encontravam entrelaçados na manta Geotêxtil, utilizada no intuito de diminuir a perda de substrato por percolação nos orifícios do recipiente, a mesma pode ter influenciado nos resultados de volume e diâmetro médio ponderado.

4.2 BROTAÇÃO DAS ESTACAS

O efeito diferencial na brotação das estacas do porta-enxerto 'P1103' submetidas aos diferentes substratos, mostra que os tratamentos VM, AR, SC e HM, apresentaram percentuais superiores (100%; 96%; 90% e 88% respectivamente), diferindo significativamente do tratamento CAC (58%) que apresentou porcentagem de brotação inferior (Tabela 4). Devido a alguns substratos testarem inadequados para CRA, como HM, SC e VM (Quadro 1).

Tabela 4 - Porcentagem de brotação de estacas do porta-enxerto 'P1103' submetidas a diferentes substratos, Cerro Largo, RS.

Tratamentos	Brotação (%)
Vermiculita	100 a
Areia	96 a
Substrato comercial	90 a
Húmus	88 a
Casca de arroz carbonizada	58 b
CV(%)	11,22

* Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente entre si.

Fonte: autor (2021)

Dados obtidos por Menezes *et al.* (2018) em trabalho realizado com diferentes porta-enxertos de videira ('IAC 572', 'IAC 766' e 'SO4') em três tipos de substratos (solo de barranco 100%; casca de arroz carbonizada 100% e a mistura de 60%:40%; 40%:60% respectivamente). Para a CAC 100%, obteve brotação de 96,67% para os porta-enxertos 'IAC 572' e 'IAC 766', e (80%) para o porta-enxerto 'SO4', proporcionando os melhores percentuais de brotação, assim, mostrando que os substratos têm influência sobre a brotação de porta-enxerto de videira.

Estima-se que a frequência e lâmina de irrigação adotadas neste experimento, considerando a baixa capacidade de retenção de água da CAC (Tabela 1), podem ter sido determinantes para a redução na brotação das estacas. Os resultados não permitem contraindicar o seu uso na propagação, no entanto, seu uso comparado aos demais tratamentos pode demandar maior frequência de irrigação. Os resultados de enraizamento (Tabela 3), complementam esta observação, onde se identifica alto volume de raízes no substrato CAC, indicando o uso das reservas do caule na formação de raízes, fator verificado em condições de restrição hídrica.

4.4 CAPACIDADE FOTOSSINTÉTICA

O índice de clorofila A e clorofila B das folhas das brotações das estacas do porta-enxerto 'P1103' resultaram em um efeito diferencial onde a VM mostrou um acúmulo fotossintético superior aos demais tratamentos (Tabela 5). No presente trabalho a VM apresentou valor mais alto em CRA (70,0%) e porcentagem de brotação (100%) superior, mostrando que a lâmina de água e frequência de irrigação utilizada no experimento, foi mais adequada para este substrato.

Tabela 5 - Valores de clorofila A e B da parte aérea das estacas do porta-enxerto 'P1103', submetidas a diferentes substratos, Cerro Largo, RS.

Tratamentos	Clorofila A (ICF)⁽¹⁾	Clorofila B (ICF)⁽¹⁾
Vermiculita	17,49 a	3,16 a
Areia	15,65 b	2,74 b
Substrato comercial	14,78 b	2,53 b
Húmus	14,54 b	2,61 b
Casca de arroz carbonizada	7,71 b	1,29 b
CV(%)	17,72	16,37

* Médias seguidas de mesma letra não diferem significativamente entre si.

⁽¹⁾ICF = índice de clorofila foliar, FALKER (2008)

Fonte: autor (2021)

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Conforme resultados obtidos nesse trabalho, pode-se aferir que ocorreu interação dos tratamentos com o porta-enxerto no que se refere a meio de propagação de médio a alcalino na sua maioria, falta de aeração e disponibilidade de água, e ou, excesso de água, devido as suas inadequações as exigências catalogadas, ao qual, as estacas necessitam para desenvolver sistema radicular e parte aérea, além da limitação a produção fotossintética. Porém, o HM se destacou, com e sem diferença significativa, no que se refere a condutividade elétrica, enraizamento, volume de raiz, diâmetro médio ponderado de raiz, brotação e índice de clorofilas A e B. O tratamento AR foi o que obteve resultados inferiores dos demais.

Devido a utilização da manta Geotêxtil no fundo dos recipientes, ocorreu danos as raízes, algo irreversível no momento da avaliação, tendo que haver uma adequação para que as análises pudessem ser realizadas. Ainda, após a retirada das estacas da manta e transporte ao laboratório para serem fotografadas, utilizou-se uma folha quadriculada como base para as raízes, tornando um problema no momento de anexar essas imagens ao software, pois o mesmo contabilizava essas linhas como raízes, necessitando de ajustes em cada imagem, individualmente, para eliminação do fundo.

O conhecimento sobre a relação entre aos tratamentos e a frequência de lâmina de água, possibilitou identificar a possibilidade de trabalhar com diferentes lâminas de água, bem como, a combinação de diferentes substratos, para adequação dos mesmos ao padrão indicados na literatura.

Este experimento possibilitou caracterizar os substratos analisados quanto CRA, CE e pH, sendo que eles proporcionaram diferentes resultados na porcentagem de brotação e índice

de clorofilas A e B. De posse destas informações é possível criar tratamentos combinando diferentes substratos, levando em consideração pH, nutrição e capacidade de retenção de água.

6 CONCLUSÃO

A caracterização dos substratos indicou diferenças significativas para todos os elementos observados, com destaque ao tratamento HM que apresentou características adequadas e ao tratamento AR com maiores limitações.

Considerando a caracterização do substrato quanto à adequação de uso, e aos resultados produtivos destaca-se o uso do HM, SC e VM. Em contrapartida, os tratamentos CAC e AR apresentaram resultados insatisfatórios para a condições deste estudo.

Os tratamentos CAC, HM, SC, AR e VM promoveram enraizamento de estacas do porta-enxerto 'P1103' variando entre 54% e 100%, não diferindo significativamente entre si. O diâmetro e o volume de raízes indicaram resultados positivos para o uso do HM, CAC, SC e VM, com limitação para o uso da areia como substrato para o enraizamento de estacas.

A brotação e produção fotossintética foram inferiores no tratamento com casca de arros carbonizada.

REFERÊNCIAS

- ABAD, M.; MARTINEZ, P. F.; MARTINEZ, J. Evaluación agrónomica de los substratos de cultivo. **Actas de Horticultura**, Villaviciosa, Espanha, v. 11, p. 141-154, 1993.
- ALMEIDA, L. P. *et al.* Crescimento inicial de plantas de *Cryptocarpus aschersoniana* Mez. Submetidas a níveis de radiação solar. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 34, n. 1, p. 83-88, 2004.
- ANDRIOLO, J. L.; DUARTE, T. S.; LUDKE, L.; SKREBSKY, E.C. Caracterização e avaliação de substratos para o cultivo do tomateiro fora do solo. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v. 17, n. 3, p. 215-219, 1999.
- ARAÚJO, A. C.; ARAÚJO, A. C.; DANTAS, M. K. L.; PEREIRA, W. E.; ALOUFA, M. A. I. Utilização de substratos orgânicos na produção de mudas de mamoeiro Formosa. **Revista Brasileira de Agroecologia**, Porto Alegre, v. 8, n. 1, p. 210-216, 2013.
- ATROCH, E. M. *et al.* Crescimento, teor de clorofilas, distribuição de biomassa e características anatômicas de plantas jovens de *Bauhinia forticata* Link. submetidas à diferentes condições de sombreamento. **Ciências e Agrotecnologia**, Lavras, v. 25, n. 4, p. 853-862, 2001.
- BELLÉ, S.; KÄMPF, A. N. Produção de mudas de maracujá-amarelo em substratos à base de turfa. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 28, n. 3, p. 385-390, 1993.
- BETTONI, J. C. *et al.* Estaquia lenhosa de porta-enxertos de videira promissores para regiões com histórico de morte de plantas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticaba, v. 37, n. 2, p. 534-539, 2015.
- BETTONI, J. C. *et al.* O uso de AIB melhora a qualidade de raízes em estacas herbáceas de porta-enxertos de videira. **Evidência - Ciência e Biotecnologia**, Joaçaba, v. 14, n. 2, p. 47-56, 2014.
- BOTTON, M.; SORIA, S.J.; HICKEL, E.R. **Pragas da videira**. In: EMBRAPA. Uvas viníferas para processamento em regiões de clima temperado. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho (Sistemas de Produção, 5), 2003. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvasViniferasRegioesClimaTemperado/pragas.htm>. Acesso em: 14 abr. 2021.
- CAMARGO, U. A.; FURINI, G.; REINEHR, J.; LORENZINI, M.; MAIA, J. D. G.; RITSCHER, P. S. Características agrônômicas dos acessos do Banco Ativo de Germoplasma de Uva. In: ENCONTRO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 10.; ENCONTRO DE PÓS-GRADUANDOS DA EMBRAPA UVA E VINHO, 8., 2014, Bento Gonçalves. **Anais [...]**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014.
- CAMPOS, L. A. A. *et al.* Influência da profundidade de semeadura e substratos no desenvolvimento de sibipiruna (*Caesalpinia peltophoroides* Benth). **Científica**, v. 14, ed. ½, p. 101-113, 1986.
- CARVALHO, A. R. S. *et al.* Avaliação de substrato na enxertia da videira. In: CONGRESSO NORTE NORDESTE DE PESQUISA E INOVAÇÃO, 7., 2012, Palmas, TO. **Anais [...]**. Palmas, TO: IFPE; PF Sertão-PE, 2012.

CASAGRANDE, J. R. *et al.* Materiais orgânicos no crescimento de araçazeiro (*Psidium cattleyanum Sabine*). **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 2, n. 3, p. 345-352, 1996.

CAVINS, T. J. *et al.* Monitoring and Managing pH and EC Using the PourThru Extraction Method. **Horticulture Information Leaflet**, v. 590. 2000, p. 17.

CAVINS, T. J. **Adaptation of the pourthru nutrient extraction procedures to greenhouse crop production**. Raleigh: Faculty of North Carolina State University, 2002. 148p.

COSTA, A. F. S.; COSTA, A. N. **Tecnologias para produção de goiaba**. Vitória, ES: Incaper, 2003. 341 p.

EMBRAPA. **SAFIRA – Software para análise de fibras e raízes por imagem**. São Carlos, SP. [2010]. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-solucoes-tecnologicas/-/produto-servico/2016/safira---software-para-analise-de-fibras-e-raizes-por-imagem>. Acesso em: 03 abr. 2021.

EMBRAPA. **Manual de Métodos de Análise de Solo**. Brasília, DF. 3ª ed. 2017. p. 577.

FACHINELLO J. C.; HOFFMANN A.; NACHTGAL J.C. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. Pelotas, RS: UFPEL. 1994. 179 p.

FACHINELLO, J. C. *et al.* **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. 2. ed. Pelotas: UFPEL, 1995. 178 p.

FACHINELLO, J. C; HOFFMAN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de Plantas Frutífera**. Brasília: Embrapa. 2005, 221 p.

FALKER AUTOMAÇÃO AGRÍCOLA Ltda. **Manual do medidor eletrônico de teor clorofila** (ClorofiLOG / CFL 1030). Porto Alegre, Falker Automação Agrícola. Rev. B. 2008. 33p.

FARIA, A. P. *et al.* Enraizamento de estacas semilenhosas do porta-enxerto de videira ‘IAC 572-Jales’ tratadas com diferentes concentrações de ácido indolbutírico. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 28, n. 3, p. 393-398, 2007.

FIGLIOLIA, M. B.; OLIVEIRA, E. C.; PIÑA RODRIGUES, F. C. M. Análise de sementes. In: AGUIAR, I. B.; PIÑA RODRIGUES, F. C. M.; FIGLIOLIA, M. B. (Ed.). **Sementes florestais tropicais**. Brasília: ABRATES, 1993. p. 137-174.

FRANZON, R.C.; CARPENEDO, S.; SILVA, J.C.S. **Produção de mudas: principais técnicas utilizadas na propagação de fruteiras**. Embrapa Cerrados, 2010.

GARCIA, V. A. *et al.* Crescimento de mudas de pupunheira (*Bactris gasipaes Kunth*) utilizando resíduo de mineração de areia como componente de substratos. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 22, n. 3, p. 445-455, 2012.

GARRIDO, L. da R.; SÔNEGO, O.R.; URBEN, A.F. *Cylindrocarpon destructans* causador do ‘Pé-preto’ da videira no Rio Grande do Sul. **Fitopatologia brasileira**, v. 29, n. 5, 548- 550, 2004.

GARRIDO, L.R.; GAVA, R. **Manual de doenças fúngicas da videira**. Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2014. 101 p.

GARRIDO, L. R.; BOTTON, M. Recomendações Técnicas para o Manejo das Pragas e Doenças Fúngicas da Videira na Região Sul do Brasil. Embrapa Uva e Vinho. **Circular Técnica**, Bento Gonçalves, n, 117. 2015.

GAULAND, D. C. S. P. **Relações hídricas em substratos à base de turfas sob o uso dos condicionadores casca de arroz carbonizada ou queimada**. 1997. Dissertação (Mestrado em Ciência do Solo) – Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1997. 118 p.

GIOVANNINI, E. **Manual de Viticultura**. Porto Alegre: Bookman, 2014. 253 p.

GOMES, C. B. *et al.* Resistência de porta-enxertos e cultivares-copa de videira ao nematoide-das-galhas (*Meloidogyne* spp.). **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento** 183. Embrapa Clima Temperado, Pelotas. 1 ed. p. 19, 2014.

GRANETT, J.; WALKER, M.A.; KOCSIS, L. Biology and management of grape phylloxera. **Annual Review of Entomology**, v. 46, p. 387-412, 2001.

GRUPO CULTIVAR. **Principais estratégias de manejo para controle de filoxera em videira**. Revista Cultivar. 2020. Disponível em: <https://www.grupocultivar.com.br/noticias/principais-estrategias-de-manejo-para-controle-de-filoxera-em-videira>. Acesso em: 26 abr. 2021.

GUERRA, A. T. **Dicionário geológico-geomorfológico**. 8 ed. Rio de Janeiro: IBGE, 8. 1993. 446 p.

HAJI, F. N. P. *et al.* Cochonilha-Pérola-da-Terra: Praga Emergente na Cultura da Uva, no Submédio do Vale do São Francisco. **Circular Técnica Embrapa Semiárido**, Petrolina, n. 78, 2004. 8 p.

IBGE. **Levantamento sistemático da produção agrícola, 2021**. Disponível em: <https://sidra.ibge.gov.br/home/lspa/brasil>. Acesso em: 20 abr. 2021.

JÚNIOR, A. G.; SÔNIGO, O. R. Principais doenças fúngicas da videira no Brasil. **Circular Técnica Embrapa Uva e Vinho**, Bento Gonçalves, n. 17, p. 34, 1993.

KÄMPF, A. N. **Produção Comercial de Plantas Ornamentais**. Guaíba: Editora Agropecuária. 2000. 254 p.

KRAIEM, Z. *et al.* Efeito da data e posição de corte na capacidade de enraizamento e composição de ácidos graxos do caule de Carignan (*Vitis vinifera* L.). **Scientia horticultrae**, v. 125, n. 2, p. 146-150, 2010.

KUHN, G. B. **Uvas americanas e híbridas para processamento em clima temperado: obtenção e preparo da muda**. Embrapa Uva e Vinho: sistemas de produção 2, 2003. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvaAmericaNaHibridaClimaTemperado/muda.htm>. Acesso em: 22 abr. 2021.

KUHN, G. B.; REGLA, R. A.; MAZZAROLO, A. Produção de mudas de videira (*Vitis* spp.) por enxertia de mesa. **Circular Técnica Embrapa Uva e Vinho**, Bento Gonçalves, n. 74, 2007.

KUHN, G.B. *et al.* O cultivo da videira: informações básicas. **Circular Técnica Embrapa-CNPUV**, Bento Gonçalves, ed. 2, n. 10, 1996. 60p.

LAMIM, A. P. B. *et al.* Caracterização química e física de turfa litorânea e avaliação da absorção competitiva por cobre e zinco. **Química Nova**, São Paulo, v. 24, n. 1, 2001.

LARCHER, W. **Ecofisiologia vegetal**. São Carlos, RiMa, 2000. 531p.

LEÃO, P. C. de S. **Cultivo da Videira: Produção de mudas de videira**. Embrapa Semiárido, Sistemas de Produção, 1, p. 79, 2010. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/112196/1/Cultivo-da-videira-32070.pdf>. Acesso em: 27 abr. 2021.

LIMA, A.C.S.; ALMEIDA, F.A.C.; ALMEIDA, F.C.G. Estudos sobre o enraizamento de estacas de acerola (*Malpighia glabra* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 14, p. 7-13, 1992.

LOPES, E. A.; FERRAZ, S. Importância dos fitonematoides na agricultura. In: OLIVEIRA, C. M. G.; SANTOS, M. A.; CASTRO, L. H. S. (Org.). **Diagnose de fitonematoides**. Campinas: Millennium, 2016. v. 1, p. 14.

LUCIO, P. S. **Produtividade e qualidade da uva bordô e crescimento de porta-enxertos de videira**. 2019. Tese (Doutorado em Agronomia) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2019.

MEDEIROS, C. A. B. Carbonização da casca de arroz para utilização em substratos destinados à produção de mudas. **Comunicado Técnico**, n. 08, 1998, p.1-4.

MELO, G. W. B.; BORTOLOZZO, A. R.; VARGAS, L. **Produção de morangos em sistema semi-hidropônico**. Embrapa Uva e Vinho, Sistemas de Produção, p. 3, 2006. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Morango/MorangoSemiHidropnico/substratos.htm>. Acesso em: 28 abr. 2021.

MENEZES, J. R. M.; LEÃO, P. C. S.; FILHO, M. M. S. **Efeito de Diferentes Porta-Enxertos e Substratos no Enraizamento de Estacas de Videira em Tubetes**. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/177347/1/EFEITO-DE-DIFERENTES-PORTA-ENXERTOS-E-SUBSTRATOS-NO-ENRAIZAMENTO-DE-ESTACAS-DE-VIDEIRA-EM-TUBETES.pdf>. Acesso em: 26 mar. 2021

MOTA, Renata Vieira da et al. Produtividade e composição físico-química de bagas de cultivares de uva em distintos porta-enxertos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 6, p. 576-582, 2009.

MULLINS, M. G.; BOUQUET, A.; WILLIAMS, L. E. **Biology of the grapevine**. Cambridge: University Press, 2000. 239 p.

NACHTIGAL, J. C. **Sistemas de Produção: Propagação de porta enxerto**. Bento Gonçalves, RS. [2005]. Disponível em: <https://sistemasdeproducao.cnptia.embrapa.br/FontesHTML/Uva/UvasSemSementes/propagacao.htm>. Acesso em: 22 abr. 2021.

NACHTIGAL, J. C. Produção de mudas de videira em regiões tropicais e subtropicais do Brasil. **Circular Técnica Embrapa Uva e Vinho**, Bento Gonçalves, n. 46, 2003.

- NACHTIGAL, J. C.; SCHNEIDER, E. P. Recomendações para produção de videiras em sistemas de base ecológica. **Documento Embrapa Uva e Vinho**, Bento Gonçalves, n. 65, 2007.
- NAKAZONO, E. M.; COSTA, M. C.; TSUGI, K. F.; PAULILO, M. T. S. Crescimento inicial de *Euterpe edulis* Mart. em diferentes regimes de luz. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 22, n. 2, p. 173-179, 2001.
- NICOLÃO, G. **Propagação de diferentes porta-enxertos para a cultura da videira**. 2019. Trabalho de Conclusão de Curso (Agronomia do Centro de Ciências Rurais) – Universidade Federal de Santa Catarina. Curitibanos. 2019.
- NORBERTO, P. M.; CHALFUN, N. N. J.; PASQUAL, M.; VEIGA, R. D.; PEREIRA, G. E.; MOTA, J. H. Efeito da época de estaquia e do AIB no enraizamento de estacas de figueira (*Ficus carica* L.). **Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v. 25, n. 3, p. 533–541, 2001.
- PENNINGSFELD, F. Kultursubstrate für den gartenbau, besonders in Deutschland: ein kritischer Überblick. **Plant and Soil**, The Hague, v. 75, p. 269-281, 1983.
- PEREIRA, J. E. **Minhocas - Manual Prático sobre Minhocultura**. São Paulo: Editora Nobel, 1997. 72 p.
- PETRI, J. L. *et al.* **Reguladores de crescimento para frutíferas de clima temperado**. Florianópolis: Epagri, 2016, 141p.
- POMMER, C. V.; TERRA, M. M.; PIRES, E. J. P. **Uva: tecnologia de produção, pós-colheita, mercado**. Porto Alegre: Editora Cinco Continentes, 2003. 777 p.
- POZO, J. C. D.; LOPEZ-MATAS, M. A.; RAMIREZ-PARRA, E.; GUTIERREZ, C. Hormonal control of the plant cell cycle. **Biologia Plantarum**, v. 123, p. 173-183, 2005.
- RAMOS, J. D.; CHALFUN, N. N. J.; PASQUAL, M.; RUFINI, J. C. M. Produção de mudas de plantas frutíferas por semente. **Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 23, n. 216, p. 64–72, 2002.
- RIGON, J. P. G. *et al.* Índice de clorofila durante o desenvolvimento da mamoneira sob adubação nitrogenada e silicatada. **ENCICLOPÉDIA BIOSFERA**, Centro Científico Conhecedor, Goiânia, v. 7, n. 13, 2011. p. 656
- REGO, G. M.; POSSAMAI, E. Efeito do sombreamento sobre o teor de clorofila no crescimento inicial do jequitibá-rosa. **Bol. Pesq. Fl.**, Colombo, n. 53, p. 179-194, 2006.
- ROBERTO, S. R.; PEREIRA, F. M.; NEVES, C. S. V. J.; JUBILEU, B. S.; AZEVEDO, M. C. B. Enraizamento de estacas herbáceas dos porta-enxertos de videira “Campinas” (IAC 766) e “Jales” (IAC 572) em diferentes substratos. **Ciência Rural**, v. 34, p. 1633-1636. 2004.
- SCHMITZ, J.A.K.; SOUZA, P.V.D.; KÄMPF, A.N. Propriedades químicas e físicas de substratos de origem mineral e orgânica para o cultivo de mudas em recipientes. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 32, n. 6, p. 937-944, 2002.
- SILVA, M. J. R. **Porta-enxertos na produção e nas características físico-químicas da uva e do vinho de diferentes cultivares em Jundiá, SP**. 2015. Dissertação (Mestrado em Agronomia - Horticultura) – Faculdade de Ciências Agrônômicas, Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Botucatu, 2015.

SILVEIRA, T. A. *et al.* Utilização de Vermiculita Associado com Substratos para Avaliação da Eficiência na Germinação de Sementes de Tomate (*Lycopersicon esculentum*). In: CONGRESSO TÉCNICO CIENTÍFICO DA ENGENHARIA E DA AGRONOMIA, 72., 2015, Fortaleza. **Anais** [...]. Fortaleza: CONFEA, 2015.

SOUSA, J. S. I. Uvas para o Brasil. São Paulo: Melhoramentos, 1969. 454 p.

SOUZA, P. V. D. *et al.* Efeito da composição do substrato no enraizamento de estacas de maracujazeiro azedo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 28, n. 2, p. 276-279, 2006.

STEFFEN, G. P. K.; ANTONIOLLI, Z. I.; STEFFEN, R. B.; BELLÉ, R. Húmus de esterco bovino e casca de arroz carbonizada como substrato para produção de mudas de boca-de-leão. **Acta Zoológica Mexicana** (n.s.), Número Especial 2, p. 345-357, 2010.

STREIT, N. M.; CANTERLE, L. P.; CANTO, M. W. do; HECKTHEUER, L. H. H. As clorofilas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, n. 3, p. 748-155, 2005.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 3.ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 719p.

TEIXEIRA, N, T. Ácido Húmicos aumentam a eficiência do NPK. **Revista Campo e Negócio Hortifrúti**, Uberlândia, ed. 143, p. 52-54, 2017.

TERRA, M.M.; FAHL, J.I.; RIBEIRO, I.J.A.; PIRES, E.J.P.; MARTINS, F.P.; SCARANARI, H.J. & SABINO, J.C. Efeito de reguladores de crescimento no enraizamento de estacas de quatro porta-enxertos de videira. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 6., Recife, 1981. Anais. Recife, SBF, 1981. v. 4, p.1265-1277.

UGARTE, J. F. O.; SAMPAIO, J. A.; FRANÇA, S. C. A. Vermiculita. In: **Rochas e Minerais Industriais no Brasil: usos e especificações**. 2.ed. Rio de Janeiro: CETEM/MCTI, 2008. p. 865-887.

VENCE, L. B. Disponibilidad de agua-aire en sustratos para plantas. **Ciencia del Suelo**, v. 26, p. 105-114, 2008.

VERDONCK, O.; GABRIELS, R. Substrate requirements for plants. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 221, p. 19-23, 1981.