

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS
Programa de Pós-Graduação em Agronomia



Tese

Multiplicação de mirtilheiro (*Vaccinium* spp.) por estaquia

Nara Cristina Ristow

Pelotas, 2009

Nara Cristina Ristow
Engenheira Agrônoma

Multiplicação de mirtilheiro (*Vaccinium* spp.) por estaquia

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia da Universidade Federal de Pelotas, como requisito parcial à obtenção do título de Doutor em Ciências (área do conhecimento: Fruticultura de Clima Temperado).

Orientador: Luis Eduardo Corrêa Antunes

Co- Orientador: Márcia Wulff Schuch

Pelotas, 2009.

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

R597m Ristow, Nara Cristina

Multiplicação de mirtilheiro (*Vaccinium* spp.) por
estaquia. / Nara Cristina Ristow. -Pelotas, 2009.
85f. : il.

Tese (Doutorado em Fruticultura de Clima
Temperado) –Programa de Pós-Graduação em
Agronomia. Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel.
Universidade Federal de Pelotas. - Pelotas, 2009, Luis
Eduardo Corrêa Antunes, Orientador; co-orientador
Márcia Wulff Schuch.

1. Microestaquia 2.Substratos 3.Nutrição
4.Rejuvenescimento 5.Rabbiteye 6. Mirtilo 7.
Southern Highbush I Antunes, Luis Eduardo
Corrêa(orientador) II .Título.

CDD 634.8

Aprovada em:10/06/2009

Banca examinadora

Dr. Luis Eduardo Corrêa Antunes (Presidente)	- Pesquisador Embrapa Clima Temperado, Pelotas – RS.
Dr. José Carlos Fachinello (titular)	- Professor Universidade Federal de Pelotas FAEM/UFPel, Pelotas - RS
Ph.D. Maria do Carmo Bassols Raseira (titular)	- Pesquisadora Embrapa Clima Temperado, Pelotas – RS.
Dr. Newton Alex Mayer (titular)	- Pesquisador Embrapa Clima Temperado, Pelotas – RS.
Dr. Renato Trevisan (titular)	- Professor Colégio Agrícola de Frederico Westphalen - CAFW-UFSM.
Dr. Flávio Gilberto Herter (Suplente)	- Pesquisador aposentado Embrapa Clima Temperado e Professor Universidade Federal de Pelotas FAEM/UFPel, Pelotas – RS.

*Quero dedicar este trabalho aos meus
Pais, Ingo Ristow e Margrid Ristow, a meu
irmão Marlon Ristow e cunhada
Raquel K. Ristow, pelo apoio e carinho.*

Agradecimentos

A Universidade Federal de Pelotas pela oportunidade de realizar o curso de Pós-Graduação em Agronomia e à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (Capes) pela concessão da bolsa de estudo.

A Embrapa Clima Temperado pelo apoio à realização dos trabalhos desenvolvidos nesta pesquisa.

Ao pesquisador Dr. Luis Eduardo Corrêa Antunes pela orientação, compreensão, confiança, incentivo e disponibilidade na realização dos trabalhos.

A Co-orientadora professora Dr^a. Márcia Wulff Schuch, pelo incentivo e apoio.

Aos professores e pesquisadores (as) do Curso de Pós-graduação em Agronomia, área de concentração em Fruticultura Clima Temperado, da Universidade Federal de Pelotas, pelos ensinamentos transmitidos.

Aos funcionários, mas, sobretudo amigos da Embrapa Clima Temperado, pelo apoio e ensinamentos práticos transmitidos durante a realização dos trabalhos.

Aos colegas do curso de Pós-Graduação em Agronomia da UFPel/FAEM, pelo incentivo, companheirismo e amizade.

Aos amigos da Embrapa Clima Temperado Gisely Corrêa de Moura, Gerson Kleinick Vignolo, Leonardo Hardtke, Pedro da Silva Neves e Daiana Finkenauer pelo incentivo e apoio dedicados.

E em especial a minha grande amiga Silvia Carpenedo, pela amizade, apoio e colaboração na condução dos trabalhos, a minha gratidão e reconhecimento.

A todos que, direta ou indiretamente, contribuíram de alguma forma para realização deste trabalho.

Resumo

RISTOW, Nara Cristina. **Multiplicação de mirtilheiro (*Vaccinium spp.*) por estaquia**. 2009. 86f. Tese (Doutorado) – Programa de Pós-Graduação em Agronomia Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, RS.

O mirtilheiro é uma espécie frutífera de clima temperado, cultivada na Europa, nos Estados Unidos e Canadá, onde tem grande importância econômica. Seu cultivo tem apresentado grande expansão nos últimos anos, devido às características nutricionais do fruto, que é rico em vitaminas e minerais, possui baixas calorias e uma alta concentração de antioxidantes, determinando a demanda do mercado exigente em alimentos saudáveis. A oferta de mudas uniformes e de qualidade e desenvolvimento de sistema de produção eficiente e competitivo, aliado a estratégias de “marketing”, estão dentre as medidas a serem adotadas para o aumento da área cultivada. Assim, os objetivos deste trabalho foram: (i) definir um substrato adequado para a propagação vegetativa através da técnica de microestquia e para o crescimento de mudas de mirtilheiro; (ii) validar a técnica de microestquia; (iii) avaliar a capacidade de enraizamento e sobrevivência de microestacas de mirtilheiro. Para atingir os objetivos, foram realizados diferentes trabalhos. Avaliou-se o crescimento de mudas de mirtilheiro, cultivar Georgiagem, oriundas de multiplicação *in vitro* em diferentes substratos. Da mesma forma, foram avaliados diferentes substratos para a técnica de microestquia mantidas em condições de micro-ambiente úmido com temperatura e luz controlada. Foi avaliada a técnica de microestquia para cultivares de mirtilheiro do grupo “southern highbush” em dois períodos de coletas, sob micro-ambiente úmido, e a sobrevivência de mudas, obtidas através desta técnica. Foi verificado o efeito do AIB no enraizamento de microestacas de mirtilheiro grupo rabbiteye da cultivar Clímax. Nas condições em que foram realizados os trabalhos, conclui-se que: Os substratos acícula de pinus + solo e plantmax[®], seguido pelos substratos plantmax[®] + perlita e casca de arroz + solo, promoveram maior desenvolvimento das mudas de mirtilheiro, cultivar Georgiagem. Os substratos testados turfa de musgo sphagnum e as misturas turfa + perlita, turfa + perlita + fibra de coco, turfa + perlita + serragem, permitiram a obtenção de um maior percentual de enraizamento. Os resultados referentes ao enraizamento de microestacas, mostraram-se eficiente, apresentando elevados índices de enraizamento para as cultivares Misty, O’Neal e Georgiagem. A sobrevivência das mudas de mirtilheiro cultivares O’Neal e Georgiagem, propagadas pelo método de microestquia foram superiores a 90%. A aplicação de 4.000 mg kg⁻¹ de AIB proporcionou os melhores índices de enraizamento e crescimento radicular de microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, com percentuais de enraizamento de 91,67%.

Palavras – chave: substratos, nutrição, rejuvenescimento, *Vaccinium*, microestaquia, Rabbiteye, Southern Highbush.

Abstract

RISTOW, Nara Cristina. **Multiplication of blueberry (*Vaccinium* spp.) by cuttings.** 2009. 86f. Doctor thesis – Program of Post-Graduation in Horticulture. Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, RS.

Blueberry is a temperate fruit species climate, cultivated in Europe, in the United State and Canada, where it has a great economic importance. Its cultivation has driven to a significant expansion in the last years, due to the fruit nutritional characteristics. Blueberries are rich in vitamins and minerals, low calorie and have high antioxidant concentration, establishing a demanding market in healthy foods. The supply of uniform plants with high quality and the development of an efficient and competitive production system added to marketing strategies are among the technologies to be adapted. The objectives of this work were: (i) to determine a suitable substrate to vegetative propagation by microcutting technique and blueberry plant growth; (ii) validate the technique of microcutting; (iii) to evaluate rooting and surviving capacity of blueberry microcuttings. Different experiments were done to achieve the objectives. It was evaluated growth of in vitro-originated plant of cultivar Georgiagem in different substrates. The microcuttings were kept under moist micro-environment conditions at both regulated temperature and light. It was evaluated the blueberry microcutting technique to the cultivars Georgiagem, O'Neal and Misty under moist micro-environment method, two microcuttings collection period and two IBA concentrations. Was evaluated plant surviving of the cultivars Georgiagem and O'Neal. Also, it was verified rooting potential of blueberry microcutting treated with different concentrations of indolbutiric acid (IBA) in powder formulation. It was concluded that the substrates such as pinus needle + soil and plantmax[®], followed by plantmax[®] + perlite and rice hull + soil promoted better blueberry plant development of the cv. Georgiagem. The substrates sphagnum peat moss and the mixes of peat + perlite, peat + perlite + coconut fiber and peat + perlite + sawdust allowed higher rooting percentage. The results referent to microcutting rooting, showing high levels of rooting for the cultivars Misty, O'Neal and Georgiagem. The plant surviving of blueberry cultivars O'Neal and Georgiagem propagated by microcutting method was superior to 90%. The application of 4000 mg/kg of IBA promoted the best rooting rates and root volume of blueberry microcuttings cultivar Climax, showing rooting percentage of 91,67.

Key-words: substrate, nutrition, rejuvenation, *Vaccinium*, microcutting, Rabbiteye, Southern Highbush.

Lista de Figuras

Figura 1 -	Ambiente de enraizamento para microestacas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, durante 48 dias. A – Microestacas colocadas nas bandejas com substrato. B – Caixas plásticas ensacada com saco plástico. C - Câmara de crescimento, regulada para 18 horas de luz e temperatura de 25°C. Fotos: Nara Cristina Ristow.....	25
Figura 2 -	Porcentagem de enraizamento de mirtilheiro cultivar Georgiagem sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	26
Figura 3 -	Classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, UFPel/FAEM, Pelotas-RS, 2009. Fotos: Nara Cristina Ristow.....	34
Figura 4 -	Propagação por microestaquia de mirtilheiro, durante 60 dias de enraizamento. A – Ambiente de enraizamento. B – Microestacas enraizadas e brotadas. C – Detalhe do enraizamento das microestacas. Fotos: Nara Cristina Ristow.....	37
Figura 5 -	Porcentagem de microestacas de mirtilheiro, cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, nas diferentes classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	40
Figura 6 -	Mudas de mirtilheiro, provenientes de microestaquia, cvs. Georgiagem e O'Neal. A – Microestacas enraizadas, após 60 dias. B – Muda cv. Georgiagem, após 90 dias de aclimação. C – Muda cv. O'Neal, após 90 dias de aclimação. Fotos: Nara Cristina Ristow.....	45
Figura 7 -	Porcentagem de enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, tratadas com diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	51
Figura 8 -	Porcentagem de microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, nas diferentes classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	53
Figura 9 -	Crescimento médio da maior brotação das mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	59

Figura 10- Crescimento de mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. **A** – Visão geral das mudas, no primeiro mês de implantação do experimento. **B** – Crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, com quatro meses de condução do experimento, conduzidas em substrato adequado. **C** – Crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, com quatro meses de condução do experimento, conduzidas em substrato inadequado. Fotos: Nara Cristina Ristow.....

Lista de Tabelas

Tabela 1 -	Porcentagem de formação de calo, necrose na base, microestacas viáveis, comprimento de maior raiz, brotadas e comprimento médio da maior brotação do mirtilheiro cultivar Georgiagem sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	28
Tabela 2 -	Porcentagem de enraizamento de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, em duas épocas de coletas de microestacas e diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	37
Tabela 3 -	Porcentagem de formação de calo em microestacas de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, em duas épocas de coletas de microestacas e concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	38
Tabela 4 -	Porcentagem de microestacas brotadas de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, mantidas em micro-ambiente úmido em casa de vegetação, após 60 dias após microestaquia. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	39
Tabela 5 -	Comprimento da maior brotação de microestacas de mirtilheiro, coletadas em setembro (1ª época) e fevereiro (2ª época), mantidas em micro-ambiente úmido em casa de vegetação, após 60 dias após microestaquia. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	40
Tabela 6 -	Sobrevivência das mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	43
Tabela 7 -	Número médio de brotações em mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	43
Tabela 8 -	Altura das mudas de mirtilheiro no transplântio das cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 60 e 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	44

Tabela 9 -	Porcentagem de formação de calo, necrose na base, e de microestacas vivas, comprimento de maior raiz e comprimento da maior brotação em microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, tratadas com diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	52
Tabela 10-	Médias do número de brotações das mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	60
Tabela 11-	Médias da massa seca do sistema radicular (MSSR), massa seca da parte aérea (MSPA) e relação massa seca do sistema radicular e massa seca da parte aérea (MSSR/MSPA) das mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	61
Tabela 12-	Características químicas (inicial) dos substratos utilizados no trabalho de produção de mudas de mirtilheiro (<i>Vaccinium</i> spp), cv. Georgiagem. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	62
Tabela 13-	Composição química dos substratos após 120 dias de condução do experimento das mudas de mirtilheiro (<i>Vaccinium</i> spp), cv. Georgiagem. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	64
Tabela 14-	Concentração de macronutrientes nas folhas das mudas de mirtilheiro (<i>Vaccinium</i> spp), cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	66
Tabela 15-	Concentração de micronutrientes nas folhas das mudas de mirtilheiro (<i>Vaccinium</i> spp), cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.....	66

Sumário

Resumo.....	6
Abstract.....	8
1 INTRODUÇÃO GERAL.....	15
2 CAPÍTULO I – Efeito de diferentes substratos no enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Georgiagem.....	22
2.1 Introdução.....	22
2.2 Material e métodos.....	24
2.3 Resultados e discussão.....	25
2.4 Conclusões.....	29
3 CAPÍTULO II – Enraizamento e sobrevivência de microestacas de mirtilheiro (<i>Vaccinium</i> spp.) grupo southern highbush.....	30
3.1 Introdução.....	30
3.2 Material e métodos.....	32
3.3 Resultados e discussão.....	35
3.4 Conclusões.....	45
4 CAPÍTULO III – Efeito do AIB no enraizamento de microestacas de mirtilheiro grupo rabbiteye da cultivar Climax.....	47
4.1 Introdução.....	47
4.2 Material e métodos.....	48
4.3 Resultados e discussão.....	50
4.4 Conclusões.....	54
5 CAPÍTULO IV - Efeito de diferentes substratos no crescimento de mudas de mirtilheiro a partir de mudas micropropagadas da cultivar Georgiagem.....	55
5.1 Introdução.....	55

5.2 Material e métodos.....	57
5.3 Resultados e discussão.....	58
5.4 Conclusões.....	66
CONSIDERAÇÕES GERAIS.....	68
REFERÊNCIAS.....	71
APÊNDICES.....	82

1 INTRODUÇÃO GERAL

O mirtilheiro pertence à família *Ericaceae*, subfamília *Vaccinoideae* e gênero *Vaccinium* (DARNEL, 2006; RASEIRA, 2006; DRAPER, 2007). É uma espécie frutífera de clima temperado, cultivada na Europa, Estados Unidos e Canadá (BRAZELTON e STRIK, 2007).

O mirtilheiro é uma frutífera comercialmente importante, especialmente nos Estados Unidos (BRAZELTON e STRIK, 2007) e em alguns países da Europa como Itália e Alemanha (STRIK, 2005). No Brasil, a produção de pequenas frutas como amora-preta e mirtilo (STRIK et al., 2007), ainda é restrita, mas as perspectivas de cultivo são promissoras (ANTUNES, 2005).

Na América do Sul, as áreas cultivadas com mirtilheiro vem aumentando, principalmente no Chile e Argentina, que até 2005 somavam uma área de aproximadamente 8.300 ha, seguidos pelo Uruguai com 400 ha (ZITO, 2006). No Brasil a cultura foi recentemente introduzida, e não há dados estatísticos, porém através de informações obtidas de pesquisadores e extensionistas, estima-se que a área cultivada está ao redor de 100 ha (PAGOT, 2006).

O mirtilheiro atualmente é explorado comercialmente nos seis continentes. O crescimento das áreas cultivadas se deve ao aumento do consumo, em função da população buscar nos últimos anos produtos mais saudáveis e com um alto potencial antioxidante (GIONGO e BERGAMINI, 2003), benéfico à saúde.

O mirtilo tem importância comercial significativa e, além disso, vem sendo amplamente divulgadas suas propriedades medicinais como "fonte da longevidade". Seus frutos são ricos em fibras, minerais e vitaminas, destacando-se por sua alta concentração de vitamina C. Possuem propriedades antioxidantes que evitam os danos causados pelos radicais livres, sendo assim, importantes na prevenção de câncer e enfermidades coronárias. (KALT et al, 2007).

Os consumidores estão conscientes sobre a importância da seleção de alimentos saudáveis na prevenção de doenças e na melhoria da qualidade de vida, sendo mais exigentes com relação a qualidade e inocuidade. O crescimento de produtos orgânicos e funcionais encontram-se em franca expansão. Em 2009, as vendas de alimentos funcionais em geral, incluindo as bebidas, devem atingir US\$ 1,9 bilhão no Brasil. Na China, um mercado em ascensão, a expectativa é de chegarem a US\$ 12 bilhões até 2010 (AGRIANUAL, 2008).

Do grupo das pequenas frutas, que abrange entre outras as culturas de morango, framboesa e amora-preta, o mirtilo é classificado como a fruta mais rica em antocianinas, com teores que variam de 93 a 280 mg cianidina/100 g peso fresco, conforme a cultivar (CONNOR et al., 2002), seguido pela framboesa-preta (até 197,2 mg/100 g), amora-preta (171,6 mg/100 g) e morango (40 mg/100 g) (WANG, 2000).

No Sul do Brasil, vem-se iniciando a produção de mirtilo como uma nova alternativa aos produtores, pois apresenta alta rentabilidade, devido à baixa utilização de agrotóxicos, até o momento, importante na proteção do meio ambiente e contribuindo para a segurança alimentar (SANTOS e RASEIRA, 2002). Além disso, caracteriza-se pela exigência em mão de obra e grande possibilidade de obtenção de alto retorno econômico (FACHINELLO et al., 1994).

De acordo com GALLETTA e BALLINGTON (1996), há muitas espécies de mirtilheiro, divididas em grupos de acordo com o genótipo, hábito de crescimento, tipo de fruto produzido e outras características. Os principais grupos de mirtilheiro são: highbush, half high, southern highbush, lowbush e rabbiteye. Esta classificação pode ser simplificada nos grupos “rabbiteye”, que compreende a espécie *Vaccinium virgatum* Read, que se caracteriza por apresentar frutos de menor tamanho e de menor qualidade, entretanto, apresenta maior produção por planta e um maior período de conservação dos frutos. Apresenta também maior importância comercial em regiões com menor disponibilidade de frio, por causa da sua tolerância a temperaturas mais elevadas e à deficiência hídrica; o grupo “lowbush” que tem hábito de crescimento rasteiro e produz frutos de pequeno tamanho, cujo destino é a indústria processadora, não sendo produzido no Brasil; e o grupo, “highbush”, que dentre os demais grupos, apresenta produção de frutos de melhor qualidade, tanto

em tamanho quanto em sabor dos frutos. A principal espécie deste grupo é *Vaccinium corymbosum* L. (ECK, et al., 1989).

As cultivares utilizadas no presente trabalho foram: Climax, que pertence ao grupo rabbiteye e Misty, O'Neal e Georgiagem, que pertencem ao grupo "highbush".

A cultivar Clímax foi introduzida em 1974 na Georgia, vem de um cruzamento entre 'Ethel' e 'Callaway' (TREHANE, 2004). Apresenta vigor médio, hastes eretas e espalhadas, florescimento e produção precoces. Os frutos são de tamanho médio, pequena cicatriz, bom sabor e excelente firmeza. (LYRENE e BALLINGTON, 2006). O diâmetro dos frutos varia de 1,0 a 1,7 cm, a película é coberta por bastante pruína. O teor de sólidos solúveis dos frutos é entre 10° e 12,4°Brix e doce ácido. O peso médio dos frutos foi 1,8g (RASEIRA, 2006).

A cultivar Georgiagem do grupo "southern highbush", foi desenvolvida na Geórgia, sendo basicamente da espécie *Vaccinium corymbosum*, originada a partir do cruzamento entre as seleções G 132 x US 76, com aproximadamente 25% de *Vaccinium darrowi*, incluindo na sua genealogia as cultivares Ashworth, Earliblue e Bluecrop. As plantas são mediantemente vigorosas e de produtividade média, com hábito de crescimento semi-vertical (LYRENE e BALLINGTON, 2006).

A cultivar Misty do grupo "southern highbush", originária da Flórida do cruzamento entre a seleção FI 67-1 e a cv. Avonblue. As frutas são grandes, de coloração azul clara, com cicatriz, firmes e saborosas. Tende a produzir excessivo número de gemas florais e geralmente necessita de poda de inverno para reduzir o potencial de floração. A necessidade em frio é estimada em 300 horas (LYRENE e BALLINGTON, 2006).

A cultivar O'Neal é originária da Carolina do Norte, de cruzamento entre Wolcott e Fla 4-15. Pertence ao grupo "southern highbush", predominando *V. corymbosum*, mas contém gens de *V. angustifolium*, *V. virgatum* e *V. darrowi*. É de maturação precoce, produzindo frutos grandes com boa firmeza, cicatriz, boa coloração da película e sabor. A planta é vigorosa, produtiva, semi-ereta e de baixa necessidade de frio, estimada em 400 horas (LYRENE e BALLINGTON, 2006).

O sistema radicular do mirtileiro é superficial, constituído de raízes finas, fibrosas e de pouca extensão. Também é desprovido de pelos radiculares. No entanto, as raízes mais jovens são encarregadas da absorção dos nutrientes. Esta condição gera uma capacidade de absorção muito menor quando comparada a outras espécies (BUZETA, 1997).

De hábito arbustivo, o mirtilheiro requer, para seu bom desenvolvimento, solos leves, com alto teor de matéria orgânica (superior a 3%) e não sujeitos a encharcamento prolongado, e pH entre 4,5 a 5,2 (WILLIAMSON et al., 2006). Da mesma forma, na fase de propagação da planta e crescimento das mudas, há necessidade da utilização de substratos com reação ácida e de textura leve (MAINLAND, 2006).

A propagação do mirtilheiro foi descrita pela primeira vez por Dr. Frederick V. Colville, em 1906. As técnicas desenvolvidas e descritas na época incluem a propagação através do uso de sementes, estacas lenhosas e herbáceas, bem como a propagação por enxertia e alporquia (MAINLAND, 2006). A propagação por sementes não é utilizada comercialmente devido à segregação genética, pois origina descendentes com características distintas da planta-mãe (HOFFMANN et al., 1995).

A micropropagação é uma técnica que vem sendo utilizada com eficientes resultados para a produção de mudas de mirtilheiro e apresenta significativas vantagens, entre as quais, a possibilidade de propagar rapidamente em larga escala, obter plantas livres de doenças e propagar vegetativamente espécies difíceis de serem propagadas por outros métodos (DAMIANI e SCHUCH, 2008). Entre as limitações do uso comercial da micropropagação, segundo SCHUCH e ERIG (2005), são citados o elevado custo para a obtenção da muda e o prolongamento do período de juvenilidade, após plantio no campo, causado pelo rejuvenescimento proporcionado pelas várias repicagens do material, são os principais limitantes da técnica.

Dos métodos disponíveis para se propagar o mirtilheiro, a estaquia é a mais utilizada (ANTUNES et al. 2006), tendo apresentado alguns problemas, especialmente no que se refere à pouca produção de ramos, para obtenção das estacas, e a dificuldade de enraizamento de algumas cultivares (HOFFMANN et al., 1995). Devido às variações existentes do potencial de enraizamento entre os grupos e cultivares de mirtilheiro, na Europa são usados os dois tipos de estacas, enquanto, nos Estados Unidos, preferem-se utilizar estacas lenhosas para o mirtilheiro do grupo “highbush” e herbáceas para o grupo “rabbiteye” (BOUNOUS et al., 2003).

Em busca de um sistema de produção eficiente e competitivo, que garanta a qualidade e sanidade das mudas, surge como alternativa as técnicas de miniestaquia e microestaquia. Essas técnicas surgiram a partir do aprimoramento da

estaquia em *Eucalyptus*, visando contornar as dificuldades de enraizamento de alguns clones.

O desenvolvimento das técnicas da microestaquia (XAVIER e COMÉRIO, 1996) e da miniestaquia (WENDLING et al., 2000a) possibilitam consideráveis ganhos decorrentes, principalmente, do aumento dos índices de enraizamento e da redução do tempo para formação da muda (TITON, et al. 2003).

As variações na capacidade de enraizamento através da propagação vegetativa vêm sido atribuídas à maturação do material vegetal (WENDLING e XAVIER, 2001), levando à adoção de técnicas de reversão do estado maduro ao estado juvenil, mediante a utilização de ferramentas da biotecnologia (TITON, 2001), como as técnicas de micropropagação, microestaquia e miniestaquia.

Ápices caulinares de plantas rejuvenescidas *in vitro* são coletados e utilizados como microestacas, os quais são colocados para enraizar sob condições de casa-de-vegetação. A poda contínua destas plantas fornece novos ápices, que são fontes de propágulos vegetativos para a produção da muda. Na cultura do eucalipto, a coleta se realiza em intervalos de 15 dias no verão, e de 30 dias no inverno. Com isto, os novos ápices são retirados de microestacas enraizadas, originando-se ambientes denominados de microjardins clonais (HIGASHI et al., 2000).

A miniestaquia é uma técnica recente de propagação vegetativa, que surgiu das limitações da microestaquia quanto à obtenção de material rejuvenescido em laboratório de micropropagação, tanto nos aspectos técnicos, estruturais e operacionais, quanto de custo, e vem sendo utilizada com sucesso na maximização do processo de propagação clonal do *Eucalyptus* (XAVIER e WENDLING, 1998; WENDLING et al., 2000a). Segundo estes autores, esta técnica caracteriza-se pela utilização de brotações de plantas propagadas pelo método de estaquia convencional com fontes de propágulos vegetativos, não promovendo previamente o seu rejuvenescimento *in vitro*. A estaca podada emite novas brotações, que em intervalos variáveis em função da época do ano, do clone/espécie, das condições nutricionais, entre outras, são coletadas e colocadas para enraizar em casa de vegetação, para enraizamento.

Entre os fatores ambientais que afetam o enraizamento das estacas estão a umidade; a temperatura; a luminosidade e o fotoperíodo (ALFENAS et al., 2004); o meio de crescimento (substrato), no que se refere à composição, fertilização,

ausência de agentes patogênicos, aeração e pH (DESCHAMPS, 1993); condições de assepsia e concentração de CO₂ no ambiente (FLORIANO, 2004).

Para o êxito da propagação por estacas, três aspectos ambientais precisam ser levados em consideração. Primeiro é uma atmosfera que evite a perda de água pelas estacas. O segundo requisito é o requerimento de irradiação que estimula a produção fotossintética e carboidratos que promovem o enraizamento e crescimento. Excessivos níveis de irradiação induzem a alta transpiração e altas temperaturas, levando a perda de água das estacas. O terceiro aspecto é a manutenção de uma temperatura adequada para o crescimento (LOACH, 1988 *apud* PILLER et al., 2002).

O processo de crescimento das mudas de mirtilheiro, após o enraizamento, constitui um período longo de permanência dessas mudas em viveiro, e também é o período em que ocorrem as maiores perdas (PAVEZ, 2006). RISTOW et al. (2009), ao avaliarem o crescimento de mudas de mirtilheiro em estufa, em diferentes composições de substrato, observaram que os substratos acícula de pinus + solo, plantmax[®], plantmax[®] + perlita e casca de arroz + solo, proporcionaram o maior crescimento em um período de quatro meses.

Muito se tem falado do potencial de crescimento da cultura do mirtilheiro a nível mundial e principalmente para os países do hemisfério sul, devido à época de colheita coincidir com a entressafra dos países produtores que são também os maiores consumidores da fruta. Porém, para se obter o máximo potencial produtivo do mirtilheiro, há a necessidade de gerar novas tecnologias produtivas que proporcionem vantagens competitivas para essas novas regiões produtoras de mirtilo.

Dentre as etapas de produção do mirtilheiro, a propagação adquire papel relevante e com uma demanda por desenvolvimento, devido à necessidade de obtenção mudas de qualidade, para as novas áreas. A dificuldade de enraizamento de certas cultivares através da estaquia tem sido atribuída à maturação do material vegetal, levando à adoção de técnicas de reversão ao estado juvenil, mediante a utilização de ferramentas da biotecnologia como a microestaquia, a qual foi estudada neste trabalho.

Visando a obtenção de mudas uniformes e de qualidade em um menor período de enraizamento e permanência das mudas em viveiro, os objetivos deste trabalho foram: definir um substrato adequado para a propagação vegetativa através

da técnica de microestaquia e para o crescimento de mudas de mirtilheiro; validar a técnica de microestaquia; avaliar a capacidade de enraizamento e sobrevivência de microestacas de mirtilo.

2 CAPÍTULO I - Efeito de diferentes substratos no enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Georgiagem

2.1 Introdução

O cultivo do mirtilheiro (*Vaccinium* spp.), nativo da América do Norte, está em franca expansão em países da América do Sul, como Chile, Argentina e Uruguai (BAÑADOS, 2006). O crescimento das áreas cultivadas deve-se ao aumento do consumo de produtos saudáveis e com alto potencial antioxidante (GIONGO e BERGAMINI, 2003).

Devido às atuais oportunidades de mercado, as perspectivas de cultivo do mirtilo nos países do hemisfério Sul, são bastante animadoras, especialmente devido à época de colheita coincidir com a entressafra dos países maiores produtores e consumidores (SANTOS, 2004).

A propagação do mirtilheiro pode ser realizada por sementes, enxertia ou estaquia. Dos meios disponíveis para se propagar mirtilheiro, a estaquia é a mais utilizada (ANTUNES et al., 2004; ANTUNES et al., 2006). A miniestaquia e a microestaquia são técnicas de rejuvenecimento utilizadas com êxito na propagação de clones selecionados de eucalipto, o que possibilita consideráveis ganhos, decorrentes, principalmente, do aumento dos índices de enraizamento e da redução do tempo para formação das mudas, pelo uso de propágulos com maior grau de juvenilidade (TITON et al., 2002).

O sistema radicular do mirtilheiro é superficial e caracterizado por ter raízes primárias muito finas, fibrosas e sem pelos radiculares (BOUNOUS, 1996). Conforme SHELTON e MOORE (1981), o substrato é um fator de grande importância na propagação do mirtilheiro. Tanto para multiplicação por estacas, como

por micropropagação, as plantas devem ser enraizadas em um substrato com misturas adequadas. Tem-se usado, com êxito, turfa, misturas de turfa e areia, turfa e vermiculita, serragem e areia (ECK, 1988 apud BARRA, 2008), sendo a turfa e perlita mais comumente usadas (TREHANE, 2004).

O substrato exerce influência no processo de enraizamento das estacas. Sua função é sustentar as estacas durante o período de enraizamento oferecendo condições de umidade e aeração que propiciem o enraizamento e a formação de um bom sistema radicular de maneira a assegurar um adequado crescimento das mudas quando plantadas no campo (VALLE, 1978; XAVIER, 2002).

Por suas características físico-químicas diferenciadas, o substrato pode afetar a formação e produção de mudas, com vantagens ou desvantagens em função da espécie frutífera com a qual se está trabalhando (MENEZES JR. e FERNANDES, 1999), tornando necessário definir para cada espécie o melhor substrato, ou mescla a ser utilizada (FACHINELLO et al., 1995). Dificilmente um material reúne todas as características apropriadas às necessidades das plantas, sendo prática freqüente o uso de misturas que permitam obter as propriedades buscadas (BURÉS, 1997).

Devido ao crescimento da indústria viveirista e ao aumento de cultivos sem solo, gera-se uma necessidade de investigações com substratos agrícolas que buscam satisfazer a demanda por plantas mais precoces e produtivas (RIVIÈRE e CARON, 2001).

A umidade no ambiente durante o período de enraizamento das estacas é de grande importância. Dessa forma, o método denominado por produtores de “transpiração” que consiste no uso de filme de polietileno, colocado de maneira a fechar completamente o ambiente de enraizamento, vem auxiliar para manter o ambiente com alta umidade. A cobertura é colocada após a realização da irrigação do substrato e colocação das estacas. A sua eficiência baseia-se na formação de um micro-ambiente úmido, próximo à saturação, junto às estacas, o que evita a desidratação destas. A condensação junto à parte superior da cobertura, com formação de gotas, permite o retorno de parte da água da evapotranspiração ao substrato, o que reduz a necessidade de irrigação (GRUSZYNSKI et al, 2003).

O crescimento da exploração comercial da cultura do mirtilheiro, determina a importância do conhecimento e estudos sobre a espécie, com geração de novas técnicas que possibilitem avanços tecnológicos para produção e propagação da

mesma. O objetivo deste trabalho foi avaliar diferentes substratos no enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Georgiagem.

2.2 Material e métodos

O trabalho foi conduzido no campo experimental da Sede da Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS, nos meses de dezembro de 2007 e janeiro de 2008. Para constituição do jardim microclonal foram utilizadas mudas oriundas de material micropropagado da cultivar Georgiagem. As mudas foram mantidas em vasos de 6 Litros e acondicionadas em ambiente protegido, usando, como substrato, acícula de pinus e solo (RISTOW et al., 2009). Foram realizadas adubações mensais da solução nutritiva (250ml), composta por sulfato de amônio (12%), uréia (35%), sulfato de potássio (10%), sulfato de magnésio (10%), ácido fosfórico (10%), com pH 2,8. Aplicou-se, por meio de duas irrigações diárias, via gotejamento, 200ml de água/dia/vaso.

As microestacas foram coletadas na primeira quinzena de dezembro, no período da manhã. O material vegetal foi mantido em recipiente, com a base dos ramos imersos em água, a fim de evitar desidratação. As microestacas foram retiradas da parte intermediária do ramo, com 3-5 centímetros de comprimento, nos quais foram mantidas duas folhas, cada uma delas reduzidas em 50% de sua área foliar e realizada uma pequena lesão lateral na casca. As microestacas foram submersas em solução com fungicida de contato Mancozeb ($0,5 \text{ g L}^{-1}$). Após, as microestacas foram submetidas ao tratamento com AIB (2000 mg.kg^{-1}) na forma de pó e após distribuídas nos diferentes substratos, sendo eles: turfa de musgo sphagnum (TF), perlita (P), fibra de coco (FC), serragem (S), turfa + perlita (1:1), turfa + fibra de coco + perlita (1:1:1) e turfa + serragem + perlita (1:1:1).

As microestacas foram dispostas em caixas de politereftalato de etileno (PET) com bandejas de 24 células, as quais foram mantidas dentro de saco plástico transparente, fechadas para a formação de um micro-ambiente úmido (Figura 1 A e B). Os substratos utilizados, foram umedecidos previamente na capacidade de campo, utilizando água com pH 4,5, corrigido com ácido acético. Foi monitorada a umidade do substrato, sendo umedecido quando necessário com o auxílio de borrifador de água. As caixas plásticas foram mantidas durante 48 dias em câmara de crescimento regulada para 18 horas de luz e temperatura de 25°C (Figura 1 C). Ao final do período, foram avaliadas as seguintes variáveis: a) percentual de

microestacas enraizadas; b) percentual de microestacas com formação de calo; c) percentual de microestacas mortas; d) percentual de microestacas com necrose na base; e) percentual de microestacas verdes, correspondente àquelas microestacas que não formaram raízes ou calos, mas que permaneceram viáveis até a avaliação; f) percentual de microestacas com brotação (%); g) percentual de desfolhamento das microestacas; h) comprimento de maior raiz (cm); e i) comprimento da maior brotação (cm).



Figura 1: Ambiente de enraizamento para microestacas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, durante 48 dias. **A** – Microestacas colocadas nas bandejas com substrato. **B** – Caixas plásticas ensacada com saco plástico. **C** - Câmara de crescimento, regulada para 18 horas de luz e temperatura de 25°C. Fotos: Nara Cristina Ristow.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, composto por sete tratamentos (substratos) e quatro repetições, com 12 microestacas por repetição. Os dados percentuais foram transformados para arco seno da raiz quadrada de $x/100$. Os dados foram submetidos à análise de variância, posteriormente as médias foram comparadas entre si pelo teste de Scott-Knott, ao nível de 5% de probabilidade, por meio do software SISVAR (FERREIRA, 2000).

2.3 Resultados e Discussão

Observou-se efeito do substrato sobre o enraizamento de microestacas de mirtilheiro (Figura 2), concordando com resultados obtidos por HOFFMANN (1994). A porcentagem de enraizamento foi significativamente superior para os substratos turfa de musgo sphagnum 100% e as misturas turfa + perlita, turfa + perlita + fibra de coco e turfa + perlita + serragem, variando entre 83,33 e 89,58%. Por outro lado, o

enraizamento nos substratos perlita, fibra de coco e serragem, foram significativamente inferiores aos obtidos pelos demais, com 56,25, 52,08 e 37,50%, respectivamente.

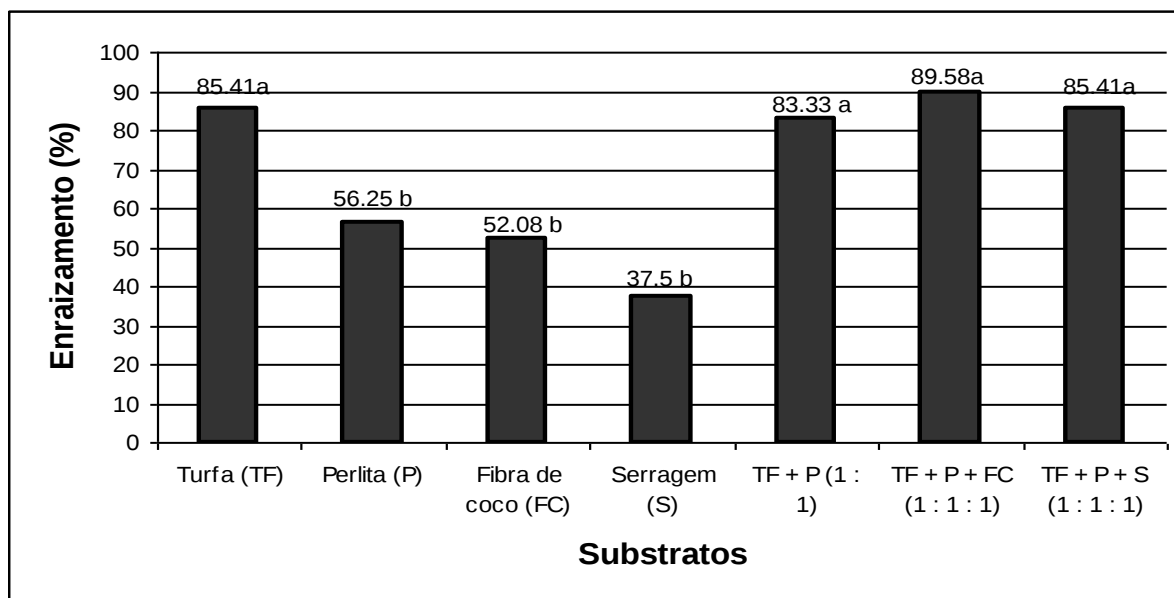


Figura 2. Porcentagem de enraizamento de mirtilheiro cultivar Georgiagem, sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Os resultados obtidos para o comprimento da maior raiz (cm), foram semelhantes aos encontrados para o percentual de enraizamento (Tabela 1), sendo que o comprimento foi significativamente superior para os substratos turfa de musgo sphagnum 100% e as misturas, turfa + perlita + fibra de coco e turfa + perlita + serragem, seguido dos substratos turfa + perlita e fibra de coco. Esses resultados podem estar associados às condições físicas e ao pH dos substratos. Segundo BASTOS et al. (2007), as características físicas, e algumas características químicas dos substratos podem influenciar na formação e crescimento inicial das plantas, tais como o pH. Para o sucesso da cultura do mirtilheiro, o pH do solo deve ser ácido (4,0 a 5,2), deve conter elevado teor de matéria orgânica (superior a 5%) e uma boa retenção de umidade e boa drenagem (HOFFMANN, 2009). Da mesma forma, na fase de propagação da planta e crescimento das mudas, há necessidade da utilização de substratos com reação ácida e de textura leve (MAINLAND, 1966).

CAMPOS et al., (2005), recomenda que o pH do substrato deva ser verificado, para a formação de mudas de mirtilheiro a partir de estacas lenhosas, pois,

em substratos com pH superior a 6,5, as estacas apresentam dificuldades de enraizamento. BARRA (2008), ao testar diferentes substratos constatou que o pH não foi limitante no crescimento de mudas de mirtilheiro, sendo que os valores do pH variaram entre 4,10 a 6,11.

Cabe salientar que os valores de pH e as características de alguns substratos que foram utilizados neste trabalho, os quais possuem as características desejáveis para a propagação do mirtilheiro. A turfa de musgo sphagnum possui pH próximo de 4,0 (NAEVE, 2003), sendo que a aeração e capacidade de retenção de água podem mudar rapidamente com o tempo, liberando substâncias orgânicas, troca de íons; a perlita possui um pH neutro, é quimicamente inerte, mas tem pouca capacidade de retenção de água; a serragem permite boa drenagem, algumas vezes com pH alcalino, dependendo da origem da madeira; a fibra de coco facilita alto suprimento de ar, algumas vezes libera sais ou hormônios (EPSTEIN e BLOOM, 2004).

Em geral quando se utilizou os substratos turfa e fibra de coco, esses permitiram a obtenção de melhores resultados. Essa superioridade pode ser explicada devido às características desses substratos. Cabe salientar que os componentes dos substratos e misturas com turfa e fibra de coco, possuem como característica física porosidade alta. No caso da turfa, a porosidade fica em torno de 95% e a fibra de coco valores superiores a 80% (BURÉS, 1997 *apud* BARRA, 2008). Para MILNER (2005), baixa densidade e alta porosidade são as propriedades físicas desejáveis de um substrato.

O uso da perlita associada aos outros substratos testados, mostrou-se importante para o aumento da porosidade e facilitando a absorção da água quando realizadas as irrigações, visto que a turfa possui uma textura muito fina, que dificulta a absorção da água. DAMIANI e SCHUCH (2009), observaram que o uso da perlita favoreceu o crescimento e o alongamento das raízes de mirtilheiro e constataram que esse resultado pode ser atribuído à característica de elevado grau de porosidade da perlita, evitando a compactação do substrato e a menor resistência ao desenvolvimento radicular.

Tabela 1. Porcentagem de formação de calo, necrose na base, microestacas viáveis, comprimento de maior raiz, brotadas e comprimento médio da maior brotação do mirtilheiro cultivar Georgiagem sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	Formação de calo (%)	Necrose na base (%)	Viáveis (%)	Comprimento maior raiz (cm)	Brotadas (%)	Comprimento brotação (cm)
Turfa (TF)	4,17 b	10,41 a	0 ^{NS}	4,05 a	35,42 a	1,02 b
Perlita (P)	20,83 a	16,67 a	6,25	1,86 c	10,41 b	0,93 b
Fibra de coco (FC)	10,41 a	27,08 a	6,25	3,04 b	12,50 b	0,96 b
Serragem (S)	25 a	22,92 a	14,58	1,90 c	22,92 a	1,11 b
TF + P	0 b	14,58 a	2,08	3,50 b	20,83 a	1,86 a
TF + P + FC	0 b	10,41 a	0	3,89 a	35,41 a	2,50 a
TF + P + S	16,66 a	0 b	2,08	4,66 a	27,09 a	1,02 b
Média Geral	10,41	14,58	4,46	3,27	23,51	1,35
CV (%)	73,33	45,31	152,29	11,03	33,39	28,66

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Scott-Knott ($P \leq 0,05$).

NS = não significativo

Quanto à formação de calo na base das microestacas (Tabela 1), ocorreram diferenças significativas, sendo que os substratos serragem, perlita, fibra de coco e a mistura turfa + perlita + serragem apresentaram os maiores percentual de formação de calo. Já os substratos turfa + perlita, turfa + perlita + fibra de coco, não apresentaram formação de calo e turfa obteve 4,17% de formação de calo.

Não foi observado que as raízes sejam provenientes de calo, ainda que, na maioria dos casos, havia formação de calos e de raízes na mesma microestaca. Foi observado que as raízes eram emitidas a partir do câmbio exposto pela lesão, concordando com HOFFMANN (1995). Segundo FACHINELLO, et al. (2005), a formação de calo e de raízes adventícias, são fenômenos independentes, ainda que na maioria dos casos sejam influenciados pelos mesmos fatores.

Os percentuais de formação de necrose na base apresentaram diferenças estatísticas significativas, onde o substrato turfa + perlita + serragem não apresentou formação de necrose. Da mesma forma, estes resultados devem estar ligados às condições físicas e químicas desses substratos. Com relação ao percentual de microestacas viáveis, correspondente àquelas estacas que não formaram raízes ou calos, mas que permaneceram com coloração verde até a avaliação, não houve diferença significativa entre os substratos testados (Tabela 1).

Quanto ao percentual de microestacas que apresentavam brotações, os valores variaram entre 12,50 e 35,42%, correspondendo a uma percentagem baixa

de microestacas brotadas. Os substratos perlita e fibra de coco, obtiveram os menores percentuais de microestacas com brotações, com 10,41 e 12,50 %, respectivamente. Os maiores comprimentos das brotações (cm), foram obtidos com os substratos turfa + perlita e turfa + perlita + fibra de coco (Tabela 7).

O substrato fibra de coco é recomendado na propagação de estacas herbáceas de figueira oriundas de desbrota e essa superioridade pode ser explicada pelas características físicas desse substrato (PIO et al, 2005). BARRA, (2008) ao testar misturas da agroindústria com turfa e fibra de coco para a propagação de mirtileiro das cultivares Brigitta e Marimba, observou que as misturas com maior proporção desses substratos apresentaram os melhores resultados.

Para outras espécies frutíferas lenhosas, o ambiente controlado de casa de vegetação e o tipo de substrato podem proporcionar melhores porcentagens de enraizamento e de sobrevivência das estacas. DUARTE et al. (1997), ao propagarem, por exemplo, estacas de jabuticabeira, concluíram que o ambiente controlado de câmara hermeticamente fechada proporcionou o melhor resultado. Os autores discutem que a água fria da estufa com nebulização intermitente pode ser a responsável pelo ineficiente enraizamento das estacas. Já na câmara hermética, o substrato permanecia entre 30 e 35°C e a temperatura do ar com 27 a 32°C, com 100% de umidade.

O substrato no enraizamento de estacas desempenha importante função, principalmente para as espécies que possuem dificuldades em emitirem raízes. Diante dos substratos testados nesse experimento, a turfa, a perlita e a fibra de coco são fundamentais nas misturas de substratos recomendados para a produção de mudas de mirtileiro.

2.4 Conclusões

Os melhores substratos para o enraizamento de microestacas de mirtileiro, foram a turfa de musgo sphagnum e as misturas turfa + perlita, turfa + perlita + fibra de coco e turfa + perlita + Serragem.

Verificou-se que, a técnica de microestaquia foi eficiente na propagação do mirtileiro da cultivar Georgiagem.

3 CAPÍTULO II - Enraizamento e sobrevivência de microestacas de mirtilheiro (*Vaccinium* spp.) grupo southern highbush

3.1 Introdução

O mirtilheiro é uma espécie frutífera que apresenta difícil enraizamento, para algumas cultivares, e requer o desenvolvimento de novas tecnologias, para produzirem mudas com elevado padrão de qualidade, atingindo o ponto de plantio e comercialização em menor espaço de tempo.

Dos meios disponíveis para se propagar o mirtilheiro, a estaquia é a mais utilizada, porém tem apresentado problemas, especialmente no que se refere a produção de estacas e a dificuldade de enraizamento de algumas cultivares (HOFFMANN, 1995). MILLER et al. (2006 a), relatam que na Nova Zelândia se utilizam estacas herbáceas para a propagação comercial de mirtilheiros, as quais enraízam entre 6 a 8 semanas. Contudo, o enraizamento dos mirtilheiros dos grupos highbush e rabbiteye são variáveis, podendo ocorrer diferenças de um ano para outro entre 30 e 80% de enraizamento. Já BOUNOUS et al. (2003), relata que dependendo da cultivar de mirtilheiro a propagação por estacas, sejam lenhosas ou herbáceas, permite obter enraizamento na ordem de 60 a 80%. Na Europa, são usados os dois métodos de propagação, enquanto, nos Estados Unidos, prefere-se estacas lenhosas para o “highbush” e herbáceas para “rabbiteye”.

STARAST et al. (2006), relatam que a produção de mirtilo “highbush” na Itália é limitada pela sua baixa capacidade de adaptação às condições de solo, a baixa capacidade de enraizamento de algumas das principais cultivares e ao crescimento lento e baixa produtividade das plantas propagadas por estacas.

Quanto a fertilização na fase de viveiro, BUZETA (1997) relata que é um manejo indispensável, principalmente quando se usa meios inertes como substratos. No entanto, não existe recomendações de doses adequadas para satisfazer as necessidades das plantas na etapa de enraizamento e posteriormente durante o período de aclimatização.

O aprimoramento no enraizamento de estacas tem sido conseguido, especialmente, com o desenvolvimento das técnicas de microestaquia. Segundo SCHUCH et al. (2007), a microestaquia pode ser uma técnica eficiente na produção de mudas de mirtilheiro, através do uso de plantas-matrizes micropropagadas. Essa técnica tem proporcionado consideráveis ganhos em produtividade, uniformidade e aumento no percentual de enraizamento das microestacas, quando se consegue rígido controle ambiental, fitopatológico e nutricional do jardim clonal (TITON et al., 2003).

A microestaquia tem possibilitado a substituição dos jardins clonais de campo para viveiros, apresentando uma série de vantagens em relação ao enraizamento de estacas: benefícios operacionais (menor envolvimento de mão-de-obra, preparação de estacas e aplicação de hormônios de enraizamento), maior grau de juvenilidade das microestacas, aumentando o grau de iniciação e crescimento radicular (ASSIS, 1997), além de possibilitar um controle mais efetivo de pragas, doenças, fertilização e da irrigação, resultando em melhoria da qualidade das mudas (HIGASHI et al., 2000).

Dentre as desvantagens estão a necessidade de mão-de-obra qualificada; o maior controle sobre as atividades de manejo; planejamento e elaboração de atividades de produção de mudas (XAVIER e WENDLING, 1998); e o custo decorrente do rejuvenescimento dos clones para o processo de microestaquia (ASSIS, 1997).

A propagação de plantas por meio de estaquia depende de diversos fatores que influenciam no desenvolvimento e na diferenciação das raízes, tais como as características da espécie, presença de indutores e inibidores de enraizamento, tipo de estaca, juvenilidade dos brotos, presença de gemas e/ou folhas, efeito do período de coleta das estacas, efeito do período de dormência, ambiente de enraizamento e influência do estado nutricional (HIGASHI et al., 2000).

Outros fatores de grande importância no enraizamento são a irradiância, o fotoperíodo e a qualidade da luz, cujas necessidades são variáveis segundo a

espécie. Tais fatores devem ser adequados para a manutenção de uma taxa fotossintética que garanta suficiente suprimento de carboidratos, para a sobrevivência das estacas e a iniciação radicular sem comprometer o vigor vegetativo das estacas (XAVIER, 2002).

Diante do exposto, este trabalho teve como objetivo, avaliar a técnica de microestaquia para cultivares de mirtilheiro do grupo “southern highbush” em dois períodos de coletas, sob micro-ambiente úmido, e a sobrevivência de mudas, obtidas através desta técnica.

3.2 Material e métodos

Os experimentos foram conduzidos na Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS. A metodologia dos experimentos foi similar com pequenas variações, descritas a seguir.

Experimento 1:

Para constituição do jardim microclonal foram utilizadas mudas oriundas de material propagado pela técnica de microestaquia das cultivares Georgiagem, O’Neal e Misty. As mudas foram acondicionadas em sacos de polietileno preto (capacidade de 2 Litros), contendo substrato Plantmax[®] e acondicionadas em ambiente protegido. No período em que foi realizado a formação da muda e retirada das microestacas em duas coletas sucessivas, foram realizadas adubações mensais da solução nutritiva (50ml), descritas no capítulo IV. Além dessa adubação com solução, foi realizada uma adubação com 3 g/L de substrato do fertilizante de liberação lenta Osmocote[®] (19% N – 6% P₂O₅ – 10% K₂O), na forma granular. O N é constituído em 10,1% na forma amoniacal e 8,9% na forma nítrica. As irrigações foram realizadas manualmente

As microestacas foram coletadas em duas coletas sucessivas, em mudas com 6 meses de idade, formadas pela técnica de microestaquia. Na primeira época, as microestacas foram coletadas na primeira semana de setembro e na segunda época, na primeira semana de fevereiro. As microestacas foram retiradas da parte intermediária do ramo, com 3-5 centímetros de comprimento, as quais foram mantidas duas folhas na porção apical, cada uma delas reduzidas em 50% de sua área foliar e realizada uma pequena lesão lateral na casca. As microestacas foram

submersas em fungicida de contato Mancozeb ($0,5 \text{ g L}^{-1}$). Posteriormente, foram submetidas aos tratamentos com AIB (0 e 2000 mg.kg^{-1}) na forma de pó.

As microestacas foram dispostas em caixas de politereftalato de etileno (PET) com bandejas de 24 células, as quais foram ensacadas com saco plástico, a fim de formar um micro-ambiente úmido para evitar a desidratação dos tecidos, e após foram levadas para casa de vegetação coberta com tela de sombreamento preta (malha 50%). As caixas plásticas foram mantidas em prateleiras de metal cobertas com tela de sombreamento branca, sendo que cada nível da prateleira continha uma lâmpada de luz fria regulada para 16 horas de luz. O substrato utilizado na realização da microestaquia foi a mistura de turfa de musgo sphagnum + perlita + serragem (1:1:1). O substrato utilizado, foi umedecido previamente na capacidade de campo, utilizando água com pH 4,5, corrigido com ácido acético. Foi monitorada a umidade do substrato, sendo umedecido quando necessário com o auxílio de borrifador de água. Após 45 dias, foi colocado nas cumbucas uma lâmina de água de aproximadamente 1 cm de altura para ser absorvida pelo substrato. O pH da água utilizada no experimento foi corrigido para pH 4,5.

Para fins de caracterização das condições ambientais no interior das cumbucas plásticas e casa de vegetação, foram coletados dados de temperatura do ar e umidade relativa do ar com o uso de um Termo – Higrômetro digital, através de um sensor mantido dentro da caixa plástica.

Ao final do período de 60 dias, foram avaliadas as seguintes variáveis: a) percentual de microestacas enraizadas; b) percentual de microestacas com formação de calo; c) percentual de microestacas mortas; d) percentual de microestacas com necrose na base; e) percentual de microestacas verdes, correspondente àquelas microestacas que não formaram raízes ou calos, mas que permaneceram viáveis até a avaliação; f) comprimento das raízes (cm); g) percentual de desfolhamento das microestacas e; h) crescimento do sistema radicular, ao qual foi atribuído classes, propostas por este trabalho e determinadas visualmente e baseadas no número de raízes e ramificações. Foram consideradas seis classes: 1 microestacas com presença de calo; 2 formação de uma única raiz sem ramificações e; as demais classes apresentam maior número de ramificações sendo que a classe 6 apresenta o maior número de ramificações das raízes. A classificação foi adotada devido o sistema radicular formado pelo mirtilheiro ser fasciculado e com grande número de raízes muito finas (Figura 3).

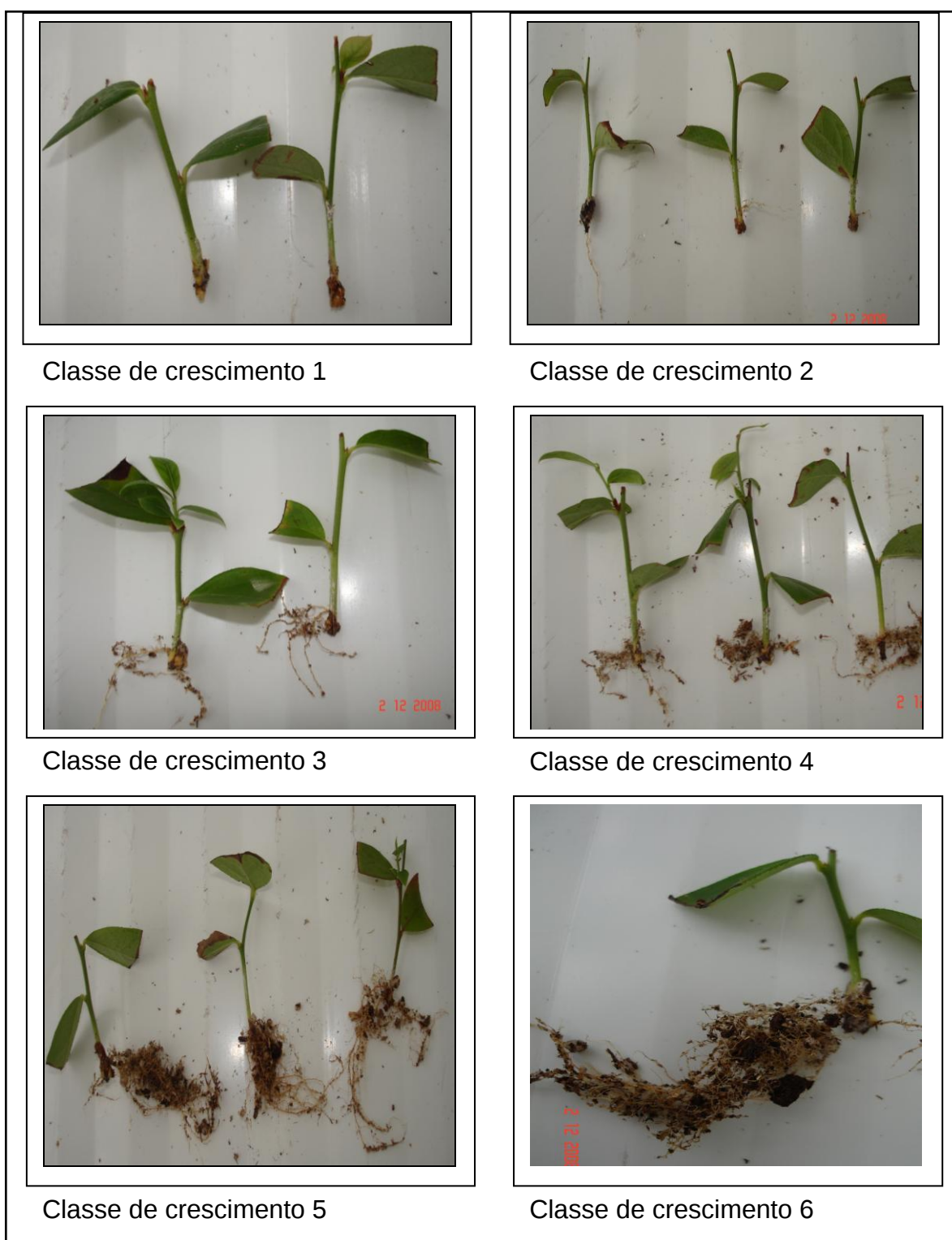


Figura 3: Classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, UFPel/FAEM, Pelotas-RS, 2009. Fotos: Nara Cristina Ristow.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial $3 \times 2 \times 2$ (cultivares $\times$ AIB $\times$ datas de coleta) com quatro repetições e 12 estacas por repetição. Os dados percentuais foram transformados para arco seno da

raiz quadrada de $x/100$. Os Dados foram submetidos à análise de variância, e posteriormente as médias foram comparadas entre si pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade, por meio do software SISVAR (FERREIRA, 2000).

Experimento 2:

Este experimento foi conduzido durante os meses de novembro a março. Para constituição do jardim microclonal foram utilizadas mudas das cultivares Georgiagem e O'Neal, oriundas de material propagado pela técnica de microestaquia. As mudas foram obtidas conforme metodologia descrita no Experimento 1. As microestacas foram tratadas com AIB na dose de 2000 mg.kg^{-1} na forma de pó. A adubação foi realizada com 0 e 3 g/L de substrato do fertilizante de liberação lenta Osmocote® (19% N – 6% P_2O_5 – 10% K_2O), na forma granular.

As mudas foram aclimatadas em casa de vegetação e mantidas sob tela de sombreamento (50%) durante 15 dias, nas próprias caixas plásticas. Após, as mudas foram transplantadas para sacos de polietileno preto (capacidade de 2 Litros), contendo como substrato turfa fértil® e mantidas mais 15 dias sob ambiente de sombreamento. Posteriormente, foram retiradas do sombreamento e mantidas na casa de vegetação até completarem 90 dias. As irrigações foram realizadas manualmente.

Aos 60 e 90 dias de aclimação, avaliou-se a percentagem de mudas sobreviventes, altura e número de brotações por muda.

O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, em esquema fatorial 2×2 (cultivares x fertilizante de liberação lenta) com quatro repetições e 12 mudas por repetição. Os dados percentuais foram transformados para arco seno da raiz quadrada de $x/100$. Os dados foram submetidos à análise de variância, e posteriormente as médias foram comparadas entre si pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade, por meio do software SISVAR (FERREIRA, 2000).

3.3 Resultados e Discussão

Experimento 1

Não houve interação significativa entre os fatores estudados. Em relação às cultivares estudadas, não houve diferenças significativas para os percentuais de enraizamento (Tabela 2). A porcentagem de microestacas enraizadas aumentou

com a utilização de AIB. Os percentuais obtidos para o enraizamento, independente da cultivar, foram em média, respectivamente, 88,89% e 81,94%, para microestacas com e sem aplicação de AIB. MILLER et al., (2006a), testando estacas herbáceas em ambiente com nebulização, obtiveram, após dois meses, para as cultivares do grupo southern highbush (O'Neal e Misty), 44 e 75% de enraizamento e para as cultivares do grupo rabbiteye (Tifblue, Rahi e Manu) obtiveram porcentagens acima de 65% de enraizamento. FISCHER et al., (2008a), ao testarem estacas semilenhosas de mirtilheiro, obteve para a cultivar Bluebelle, com o uso de AIB na concentração de 1000 mg.L⁻¹, aos 120 dias após a instalação do experimento os melhores resultados em todas as variáveis analisadas e maior porcentagem de enraizamento (37,5%), Já para a cultivar Delite a maior porcentagem de enraizamento, independente do AIB, foi superior a 82,5% de estacas enraizadas.

As porcentagens obtidas no enraizamento, indicam que as microestacas oriundas da segunda coleta, foram significativamente superiores à primeira data de coleta. Vale ressaltar que na primeira coleta e respectivo período de enraizamento das microestacas, as temperaturas foram mais baixas, o que pode ter interferido no processo de enraizamento (Conforme Apêndice A). Temperaturas mais baixas proporcionaram condições fisiológicas menos favoráveis ao processo de crescimento e desenvolvimento das brotações e, conseqüentemente, as microestacas obtiveram baixas porcentagens de enraizamento.

XAVIER et al., (2003), ao avaliarem o enraizamento das miniestacas de cedro-rosa em três coletas sucessivas, as quais foram submetidas a quatro tratamentos do regulador de crescimento AIB, obtiveram melhores resultados na primeira e na terceira coleta. Sendo que a segunda coleta de miniestacas foi realizada no período de temperaturas mais baixas.

As diferentes épocas de coleta de microestacas não afetaram a sobrevivência das microcepas, uma vez que não foi registrada mortalidade nesse período.

Tabela 2. Porcentagem de enraizamento de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, em duas épocas de coletas de microestacas e diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Épocas	Cultivar	Enraizamento (%)		Média * das épocas
		AIB		
		0 ^{ns}	2000 ^{ns}	
Primeira época	Misty	79,17	89,58	81,94 b
	O'Neal	79,17	83,33	
	Georgiagem	77,08	83,33	
Segunda época	Misty	91,67	93,75	88,89 a
	O'Neal	81,25	91,66	
	Georgiagem	83,33	91,67	
Média AIB *		81,94 B	88,89 A	
Média Geral		85,42		
CV (%)		8,25		

(*) Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, dentro de cada parâmetro avaliado, diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).
NS = não significativo

Houve diferença significativa para os fatores concentrações de AIB e coleta de microestacas, quanto aos percentuais de formação de calo (Tabela 3). Os menores percentuais de formação de calo foram obtidos nos tratamentos, em que foram obtidos os maiores índices de enraizamento. Portanto, existe uma relação inversa entre a formação de calo e enraizamento das microestacas de mirtilheiro.

A Figura 4 A apresenta o ambiente de enraizamento de microestacas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, O'Neal e Misty, durante 60 dias. A figura 4 B demonstra o crescimento do sistema radicular e brotações de microestacas de mirtilheiro, após 60 dias de enraizamento, enquanto que, Figura 4 C apresenta os detalhes do enraizamento de microestacas de mirtilheiro.

Tabela 3. Porcentagem de formação de calo em microestacas de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, em duas épocas de coletas de microestacas e concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Épocas	Cultivar	Formação de calo (%)			
		AIB		Média *	Média * das épocas
		0 ^{ns}	2000 ^{ns}		
Primeira época	Misty	14,58	6,25	14,58 a	13,54 a
	O'Neal	14,58	14,58	14,58 a	
	Georgiagem	16,67	14,58	16,67 a	
Segunda época	Misty	2,08	2,08	2,08 b	7,98 b
	O'Neal	16,67	6,25	16,66 a	
	Georgiagem	14,58	6,25	14,58 a	
Média *		13,19 A	8,34 B		
Média Geral				10,76	
CV (%)				42,42	

(*) Médias seguidas por letras distintas, minúsculas na coluna e maiúsculas na linha, dentro de cada parâmetro avaliado, diferem estatisticamente entre si pelo teste de Tukey (P≤0,05).

NS = não significativo

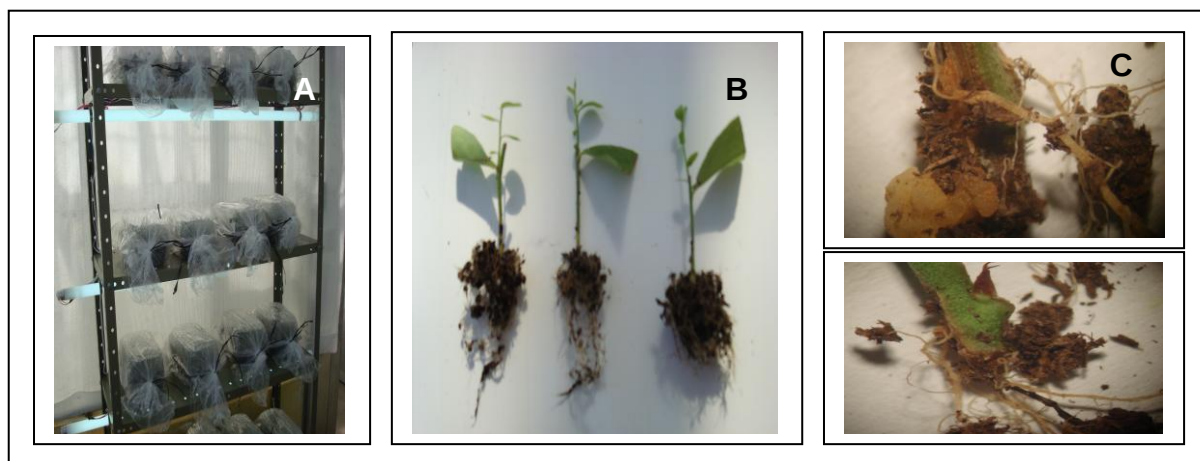


Figura 4: Propagação por microestaquia de mirtilheiro, durante 60 dias de enraizamento. **A** – Ambiente de enraizamento. **B** – Microestacas enraizadas e brotadas. **C** – Detalhe do enraizamento das microestacas. Fotos: Nara Cristina Ristow.

Houve diferenças estatísticas significativas entre as cultivares estudadas, quanto à percentagem de microestacas com brotação (Tabela 4), para as cultivares estudadas. A cultivar Misty apresentou o maior percentual, com 63,2% de microestacas brotadas, diferindo das cultivares O'Neal com 56,77% e Georgiagem com 45,31%. Os percentuais de microestacas que apresentavam brotações são

maiores, que as encontradas no experimento anterior, os quais apresentaram brotações com médias entre 12,50 e 35,42%, em condições de temperatura e luminosidade controladas, sugerindo que, o ambiente não era o adequado.

As variações no crescimento das brotações nas microestacas, podem estar relacionadas ao enraizamento. Segundo SOUZA e LIMA, (2005) o intumescimento, a divisão celular e a diferenciação das gemas das estacas em brotações dá-se pelas reservas orgânicas contidas nas estacas, porém, as brotações somente se diferenciam em folhas se houver emissão de raiz adventícia, caso não ocorra o enraizamento para suprir as brotações com água e nutrientes, as estacas murcham e morrem, em razão do esgotamento de suas reservas. A relação entre brotações e enraizamento podem também estar relacionado aos pontos de crescimento radicular que são fonte de reguladores de crescimento, principalmente a citocinina, as quais são translocadas aos pontos de crescimento na parte aérea, atuando na multiplicação celular (TAIZ e ZEIGER, 2006).

Quanto ao comprimento dessas brotações (Tabela 5), ocorreram diferenças estatísticas para as diferentes coletas, sendo que maior comprimento foi obtido na segunda época de coleta de microestacas com valores médios de 1,88 cm e para a primeira coleta 1,08 cm. Isto se deve provavelmente, às temperaturas mais baixas, no primeiro período, conforme citado anteriormente (Conforme Apêndice A).

Tabela 4. Porcentagem de microestacas brotadas de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, mantidas em micro-ambiente úmido em casa de vegetação, após 60 dias após microestaquia. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Cultivar	Microestacas com brotação (%)
Misty	63,02 a
O'Neal	56,77 b
Georgiagem	45,31 b
Média Geral	55,66
CV (%)	18,12

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

Para o sucesso da microestaquia, tão importante e necessário quanto o enraizamento, é o crescimento de várias raízes na planta. Não ocorreram diferenças estatísticas significativas para o comprimento das raízes (cm), porém houve diferenças estatísticas entre os dois períodos de coleta para as classes de volume

do sistema radicular. Houve diferenças estatísticas significativas entre as épocas de coleta para a classe 6, onde os percentuais obtidos foram de 22,23% na segunda coleta de microestacas e 13,54% para a primeira coleta (Dados não apresentados).

Tabela 5. Comprimento da maior brotação de microestacas de mirtilheiro, coletadas em setembro (1ª época) e fevereiro (2ª época), mantidas em micro-ambiente úmido em casa de vegetação, após 60 dias após microestaquia. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Coletas	Comprimento das brotações (cm)
Primeira época	1,08 b
Segunda época	1,88 a
Média Geral	1,48
CV (%)	35,97

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

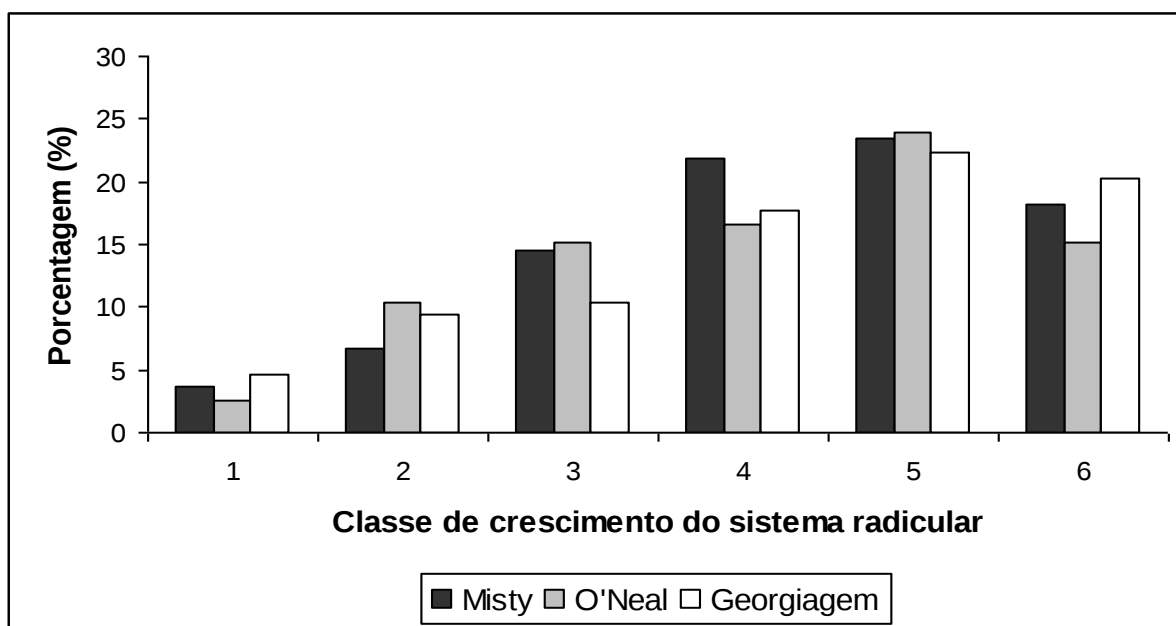


Figura 5. Percentagem de microestacas de mirtilheiro, cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, nas diferentes classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Não houve diferenças entre cultivares quanto a frequência para as classes de crescimento do sistema radicular (Figura 5). Observa-se que, 63,54 % das microestacas da cultivar Misty, 55,74% da cultivar O'Neal e 60,41% da cultivar Georgiagem apresentavam volume radicular nas classes 4, 5 e 6. O volume do sistema radicular é importante para o aumento da taxa de sobrevivência de plantas ao final da etapa de aclimatização. SCZEPANSKI (2001), ressalta que não se deve

levar em consideração apenas o alto percentual de enraizamento obtido nas estacas, mas também o número e a qualidade das raízes formadas pelas mesmas.

A temperatura é um fator importante envolvido no enraizamento de estacas. Observou-se a relação entre temperatura do interior das caixas plásticas (C°) e interior da casa de vegetação (C°). No período de avaliação, a temperatura do interior das caixas plásticas, variou entre 16,5 e 46,5°C, enquanto que, no interior da casa de vegetação as temperaturas variaram entre 15,5 e 44,6°C (Apêndice B). Com relação à umidade relativa do interior da cubuca, as médias variaram entre 96 e 99%. SANTOS (2003), descreve que o ambiente ideal para o enraizamento de estacas de mirtilo deve ser próximo a 100% de umidade, evitando-se sua desidratação. A temperatura do ambiente bem como a do substrato deverão propiciar condições adequadas para que ocorra a indução e o crescimento e desenvolvimento radicular, bem como a manutenção do potencial hídrico das folhas, gemas e ramos (BERTOLOTI; GONÇALVES, 1980). As elevadas temperaturas do ambiente de enraizamento, corresponderam a uma maior temperatura do substrato, favorecendo o crescimento radicular.

Como observado, ocorreram amplas oscilações térmicas no ambiente de enraizamento. Vários autores (VALLE, 1978; BERTOLOTI e GONÇALVES, 1980; XAVIER, 2002), relatam que a temperatura ambiente e a umidade relativa do ar exercem papel fundamental no enraizamento das estacas, sendo a faixa ideal de temperatura entre 25 e 30 °C e umidade do ar acima de 80%. Baixas temperaturas diminuem o metabolismo das estacas, aumentando o período de enraizamento ou, até mesmo, não proporcionando condições adequadas para que ocorra a indução, a diferenciação do primórdio e o crescimento radicular.

A intensidade de luz tem grande importância na propagação, estando relacionada com a fotossíntese e à degradação de compostos fotolábeis. A presença de luz durante o período de enraizamento de estacas com folhas, pode favorecer a emissão e o desenvolvimento do sistema radicular (FACHINELLO et al., 2005).

O micro-ambiente úmido, mantém a umidade das folhas, o que de acordo com HARTMANN et al., (2002), reduz a pressão de vapor, a temperatura e a taxa de respiração, mantendo as folhas funcionais por mais tempo, o que pode ser decisivo no enraizamento de muitas espécies.

Segundo VAN DEN HEEDE e LECOURT (1989), a utilização de coberturas plásticas dentro da casa de vegetação visa o enraizamento de estacas de espécies

de difícil propagação vegetativa. No enraizamento de estacas de camélia, em que se utilizou câmara de nebulização em todos os tratamentos (boro e auxina), o enraizamento foi de apenas 33% (ONO et al., 1992). TELLES e BIASI (2005), em experimento com caquizeiro encontraram 75% de brotações com cobertura e 47,3 sem cobertura plástica.

As condições do ambiente de enraizamento utilizado neste trabalho, proporcionaram respostas positivas para o enraizamento de microestacas de mirtilheiro. Porém, não há estudos detalhados sobre as condições ideais para que ocorra a indução, crescimento e desenvolvimento radicular e de brotações para microestacas de mirtilheiro.

Experimento 2

Não houve interação significativa entre os fatores estudados. Aos 90 dias de aclimação, não houve diferenças estatisticamente significativas para a variável sobrevivência das mudas de mirtilheiro. Os percentuais obtidos foram de 96,36% de microestacas sobreviventes (Tabela 6). Observou-se que, as mudas que vieram a morrer, não chegaram a emitir brotação.

Para a variável número de brotações por microestacas, não ocorreram diferenças entre as cultivares testadas, porém ocorreram diferenças para a adubação realizada com o fertilizante de liberação lenta. Houve diferença estatística com relação ao número de brotações por microestacas. Quando não foi realizada a adubação, as microestacas apresentavam 1,69 brotações e 2,29 brotações quando se realizou a adubação (Tabela 7). A suplementação nutricional é uma prática fundamental em viveiros de mirtilheiro, que se inicia na propagação, logo que as estacas formem raízes (GOUGH, 1994). A nutrição pode ser fornecida como sais solúveis em água, tanto na forma líquida ou como grânulos de liberação lenta (MILLER et al., 2006b).

Tabela 6. Sobrevivência das mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Adubação	Sobrevivência	
	O'Neal	Georgiagem
Sem adubação	95,83 ^{NS}	93,75 ^{NS}
Com adubação	97,91	97,91
CV (%)	11,66	
Média Geral	96,36	

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

NS = não significativo

Tabela 7. Número médio de brotações em mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Adubação	Número de brotações
Sem adubação	1,69 b
Com adubação	2,29 a
CV (%)	17,97
Média Geral	1,99

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

As microestacas que receberam adubação foram estatisticamente diferentes das que não receberam Osmocote[®], quanto à altura das mudas (Tabela 8). Em mudas não adubadas, a altura média das mudas foi de 8,43 cm aos 60 dias, e de 12,28 cm aos 90 dias de aclimação, resultados esses inferiores aos obtidos quando se realizou a adubação com o fertilizante de liberação lenta, que foram de 11,23 cm aos 60 dias e 14,83 cm aos 90 dias de aclimação.

GALOPIN e BILOTTE, (2006), ao testarem o crescimento de mudas de mirtilheiro cultivares Brigitta e Duke propagadas a partir de estacas lenhosas observaram que estas cresceram lentamente, com pouca ou nenhuma ramificação, com média de 1,32 brotações por estaca para a cultivar Brigitta, valores inferiores aos obtidos pelas estacas produzidas a partir de material juvenil, com médias de brotações de 3,24 para a cultivar Brigitta e 2,56 para Duke.

Figura 8. Altura das mudas de mirtilheiro no transplante das cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 60 e 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Adubação	Altura inicial (cm)	Altura aos 60 dias (cm)	Altura aos 90 dias (cm)
Sem adubação	6,43 ^{NS}	8,43 b	12,28 b
Com adubação	7,26	11,23 a	14,83 a
CV (%)	17,56	13,17	9,67
Média Geral	6,85	9,83	13,56

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P \leq 0,05$).

NS = não significativo

Ocorreram respostas positivas à aplicação do fertilizante de liberação lenta Osmocote[®] (19% N – 6% P₂O₅ – 10% K₂O), na forma granular com N constituído de 10,1% na forma amoniacal e 8,9% na forma nítrica em ambas as cultivares. ECCHER et al., (1996) *apud* ECCHER et al., (2006), ao avaliarem a fertilização mineral para o crescimento de mudas micropropagadas de mirtilheiro “highbush”, utilizando como substrato a turfa esterilizada, observaram que o crescimento foi reduzido com a presença de NO₃. O número e o comprimento dos ramos não foram significativamente diferentes do controle, quando N ou K foram aplicados. Porém, quando se aplicou P isoladamente ou em combinação com N e/ou K, ocorreram aumentos significativos para essas variáveis, indicando que o P foi o elemento mais importante. Também observaram que ocorreram diferenças significativas entre as cultivares testadas em resposta aos adubos. Esses resultados demonstram que o NO₃ é prejudicial ao crescimento de mudas de mirtilheiro e que a aplicação de P é fundamental na etapa de viveiro.

Segundo MILLER, et al., (2006b), os requisitos para a comercialização das mudas de mirtilheiro são bastante específicos. As mudas devem ser uniformes, vigorosas e sem doenças. O ideal é que as mudas tenham 3 a 4 ramos da copa a qual deve ser equilibrada, com raiz bem formada. As mudas com estas características, têm grande chance de sobrevivência, após o transplante no campo e deverão começar a produzir frutos, na segunda temporada, após o plantio.

Os mesmos autores, ao testarem a sobrevivência de mudas obtidas a partir de estacas herbáceas, obtiveram para as cultivares do grupo “southern highbush” (O'Neal e Misty), 81 e 61% de mudas sobreviventes, após 10 meses que atingiram classe comercial e para as cultivares do grupo “highbush” do Norte (Duke, BlueCrop

e Nui) obtiveram percentagens de 22, 31 e 67%. Dessa forma, pode-se observar que ocorrem grandes variações para os percentuais de sobrevivência entre as cultivares de mirtilheiro, o que não foi observado para as cultivares testadas nesse trabalho.

Apesar dos resultados positivos, as mudas não apresentam as características adequadas para plantio a campo, devido à curta duração do experimento. Dessa forma, sugere-se a avaliação do crescimento de mudas de mirtilheiro, durante um período maior.

A Figura 6 A apresenta microestacas de mirtilheiro, após 60 dias de enraizamento. A figura 6 B demonstra o muda de mirtilheiro cultivar Georgiagem, após 90 dias de aclimação, enquanto que, Figura 6 C apresenta muda da cultivar O'Neal.

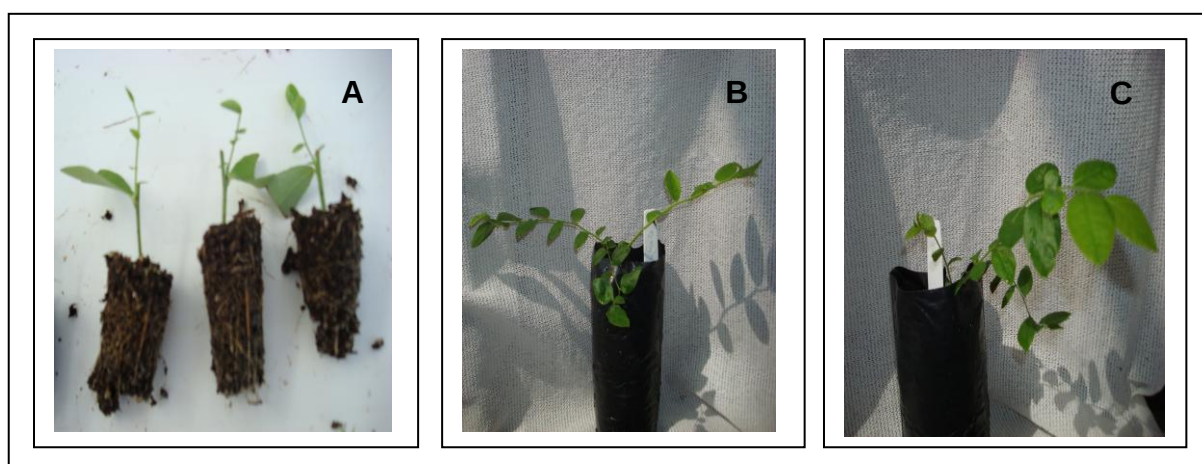


Figura 6: Mudas de mirtilheiro, provenientes de microestaquia, cvs. Georgiagem e O'Neal. **A** – Microestacas enraizadas, após 60 dias. **B** – Muda cv. Georgiagem, após 90 dias de aclimação. **C** – Muda cv. O'Neal, após 90 dias de aclimação. Fotos: Nara Cristina Ristow.

3.4 Conclusões

Nas condições em que foram realizados os experimentos, conclui-se que:

O enraizamento de microestacas proveniente de jardim microclonal formado por mudas propagadas pela técnica de microestaquia, mostrou-se eficiente apresentando índices médios de enraizamento de 88,89%, para as cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, quando tratadas com 2000 mg kg⁻¹.

O uso do micro-ambiente úmido conduzido em casa de vegetação foi eficiente para o enraizamento e emissão de brotações para a cultura do mirtilheiro.

A sobrevivência das mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, propagadas pelo método de microestaquia foi superior a 90%.

Mudas formadas pela técnica de microestaquia, que receberam fertilizante de liberação lenta, foram superiores em altura e número de brotações.

4 CAPÍTULO III – Efeito do AIB no enraizamento de microestacas de mirtilheiro grupo rabbiteye da cultivar Climax

4.1 Introdução

O mirtilheiro (*Vaccinium* spp.) está classificado entre as pequenas frutas como espécie que apresenta grande potencialidade econômica e atualmente tem atraído a atenção de muitos produtores no Brasil, apesar de seu cultivo ainda ser incipiente (ANTUNES e RASEIRA, 2006). Esta espécie apresenta grande importância comercial nos Estados Unidos e em alguns países da Europa, sendo associada a dietas saudáveis em virtude das suas propriedades nutracêuticas, tais como elevados teores de substâncias antioxidantes e anticancerígenas. Caracteriza-se também como espécie apropriada para agricultura familiar, com baixo uso de insumos para a sua produção (PAGOT e HOFFMANN, 2003).

A propagação vegetativa do mirtilheiro é realizada por meio de estaquia, micropropagação e de rebentos. De forma comercial, no Brasil, a produção de mudas é feita através de estaquia, mas os resultados práticos são insatisfatórios e variam com a cultivar (FACHINELLO et al., 1995). No Uruguai, a micropropagação é utilizada com sucesso para a produção de mudas de mirtilheiro (CASTILLO et al., 2004). O potencial de enraizamento das espécies é variável de acordo com a constituição genética, nutricional e hídrica da planta doadora de propágulos, além do balanço hormonal e da presença de inibidores, que são fortemente afetados pelo grau de maturação dos propágulos (ALFENAS et al., 2004; ALMEIDA et al. 2007).

Aplicações exógenas de auxina proporcionam maior porcentagem, velocidade, qualidade e uniformidade de enraizamento. O AIB é uma auxina muito utilizada e é altamente efetiva no estímulo ao enraizamento, o que se deve à sua menor mobilidade, menor fotossensibilidade e maior estabilidade química na planta

(HARTMANN et al., 2002; BASTOS et al. 2006). As concentrações do regulador vegetal aplicadas variam em função da espécie, estado de maturação dos propágulos (WILSON, 1994) e da forma de aplicação, entre outros (WENDLING e XAVIER, 2005). ASSIS e TEIXEIRA (1999) afirmaram que o controle do crescimento de raízes adventícias é influenciado por substâncias reguladoras de crescimento, apresentando uma concentração ótima que pode variar entre espécies, populações ou clones, algumas promovendo e outras inibindo.

O aprimoramento das técnicas de enraizamento de estacas tem levado à utilização de concentrações mais baixas de AIB e, em alguns casos, até a sua supressão. Na cultura do eucalipto para microestaquia, não tem sido indicado o uso de regulador de crescimento (ASSIS et al., 1992; *apud* TITON, 2003), ao passo que, para miniestaquia, WENDLING et al. (2000b), utilizando dosagens entre 1000 e 3000 mg L⁻¹ de AIB, verificaram superioridade na sobrevivência e no enraizamento das miniestacas

Diante do exposto, o objetivo deste trabalho foi verificar o potencial de enraizamento de microestacas de mirtilheiro, tratadas com diferentes concentrações de ácido indolbutírico (AIB) na forma de pó, mantidas em condição de micro-ambiente úmido.

4.2 Material e métodos

Para constituição do jardim microclonal foram utilizadas foram utilizadas mudas oriundas de material micropropagado da cultivar Climax. As mudas foram acondicionadas em sacos de polietileno preto (capacidade de 2 Litros), contendo substrato fibra de coco e acondicionadas em ambiente protegido. Foram realizadas adubações mensais da solução nutritiva (50 ml) e uma adubação com 3 g/L de substrato do adubo Osmocote® (19-6-10). As irrigações foram realizadas manualmente.

As microestacas foram coletadas na segunda quinzena de novembro, no período da manhã. As microestacas foram retiradas da parte intermediária do ramo, com 3-5 centímetros de comprimento, nos quais foram mantidas duas folhas, cada uma delas reduzidas em 50% de sua área foliar e realizada uma pequena lesão lateral na casca. As microestacas foram submersas em fungicida de contato Mancozeb (0,5 g L⁻¹). Após, as microestacas foram submetidas aos tratamentos com AIB (0, 2000, 4000 e 8000 mg.kg⁻¹) na forma de pó.

As microestacas foram dispostas em caixas de politereftalato de etileno (PET) com bandejas de 24 células, as quais foram ensacadas com saco plástico, a fim de formar um micro-ambiente úmido para evitar a desidratação dos tecidos, e após foram levadas para casa de vegetação coberta com tela preta com 50% de sombreamento. As caixas plásticas foram mantidas em prateleiras de metal cobertas com tela de sombreamento branca, sendo que cada nível da prateleira continha uma lâmpada de luz fria regulada para 16 horas de luz. O substrato utilizado na realização da microestaquia foi a mistura de turfa de musgo sphagnum + perlita + fibra de coco (1:1:1). O substrato utilizado, foi umedecido previamente na capacidade de campo, utilizando água com pH 4,5, corrigido com ácido acético. Foi monitorada a umidade do substrato, sendo umedecido quando necessário com o auxílio de borrifador de água. Após 45 dias, foi colocado nas caixas plásticas uma lâmina de água de aproximadamente 1 cm de altura, para ser absorvida pelo substrato. O pH da água utilizada no experimento foi corrigido para pH 4,5.

Ao final do período de 90 dias, foram avaliadas as seguintes variáveis: a) percentual de microestacas enraizadas; b) percentual de microestacas com formação de calo; c) percentual de microestacas mortas; d) percentual de microestacas com necrose na base; e) percentual de microestacas verdes, correspondente àquelas microestacas que não formaram raízes ou calos, mas que permaneceram viáveis até a avaliação; f) comprimento das raízes (cm); g) percentual de desfolhamento das microestacas e; h) crescimento do sistema radicular, ao qual foi atribuído classes, propostas por este trabalho e determinadas visualmente e baseadas no número de raízes e ramificações. Foram consideradas seis classes: 1 microestacas com presença de calo; 2 formação de uma única raiz sem ramificações e; as demais classes apresentam maior número de ramificações sendo que a classe 6 apresenta o maior número de ramificações das raízes. A classificação foi adotada devido o sistema radicular formado pelo mirtilheiro ser fasciculado e com grande número de raízes muito finas.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, composto por quatro tratamentos e quatro repetições com 12 microestacas por repetição. Os dados percentuais foram transformados para arco seno da raiz quadrada de $x/100$. Os dados foram submetidos à análise de variância, e posteriormente as médias foram comparadas entre si pelo teste de Tukey, ao nível de 5% de probabilidade, por meio do software SISVAR (FERREIRA, 2000).

4.3 Resultados e Discussão

Houve efeito do AIB sobre o enraizamento de microestacas de mirtilo da cultivar Climax (Figura 7). O enraizamento das microestacas foi crescente em função das diferentes concentrações de AIB. O percentual de enraizamento foi de 93,75% quando foi aplicado 8000 mg.kg^{-1} de AIB e 91,67% para 4000 mg.kg^{-1} de AIB. O período de enraizamento para Clímax grupo “rabbiteye”, comparado às cultivares do grupo “southern highbush” testados no experimento anterior, é maior para a obtenção de percentagens semelhantes de enraizamento.

SCHUCH et al., (2007), ao testar microestacas apicais da cultivar Climax na concentração de 2.000 mg kg^{-1} de AIB, avaliadas após 60 dias em ambiente com nebulização intermitente, obteve uma porcentagem de enraizamento de 63,87% e para microestacas da porção mediana usando 1000 e 2.000 mg kg^{-1} de AIB, obteve 66,81 e 57,78% de enraizamento, respectivamente. Resultados inferiores foram obtidos por HOFFMANN (1994) que, avaliando a capacidade de enraizamento de estacas de mirtilo coletadas no mês de agosto e avaliadas após 90 dias, obteve uma porcentagem de enraizamento para a cultivar Climax de 27,77%. FISCHER et al., (2008b), obteve 75% de enraizamento sem o uso de AIB e 72,50 a 92,50% em concentrações que variaram de 1000 a 8000 mg kg^{-1} de AIB, quando testado estacas lenhosas de mirtilo cv. Climax, avaliadas após 8 meses após o estaqueamento, e mantidas em ambiente com nebulização intermitente. TREVISAN et al. (2008), ao comparar o enraizamento de estacas herbáceas de mirtilo, observaram que a cultivar Clímax obteve os menores percentuais de enraizamento com zero e 19,8%, quando comparado a cultivar Bluebelle que obteve 44,8 e 51,6%. Os mesmos autores ressaltam também, as diferenças de enraizamento das estacas entre os anos.

Diante do exposto, a microestaquia mostra-se uma técnica eficiente para a produção de mudas de mirtilo cultivar Climax do grupo rabbiteye, apresentando um aumento no percentual de enraizamento em um período reduzido, quando comparado à estaquia convencional. Devido ao rejuvenescimento dos tecidos produzidos pela micropropagação, a microestaquia possibilita consideráveis ganhos quando comparada com a estaquia convencional e a miniestaquia, com aumento nos índices de enraizamento (TITON et al., 2003), melhor qualidade do sistema radicular (ASSIS, 1997) e maior velocidade de emissão de raízes.

FRANZON et al., (2007), em ensaios preliminares testaram a propagação vegetativa de pitangueira por miniestaquia. Os resultados foram promissores, com médias de enraizamento, aos 90 dias, de até 53,0%. Com 150 dias as médias foram um pouco maiores, alcançando 62,0%. A aplicação de AIB (2000 ppm), em forma de pó na base de miniestacas, não influenciou no enraizamento, sugerindo que a utilização deste hormônio não seja necessária.

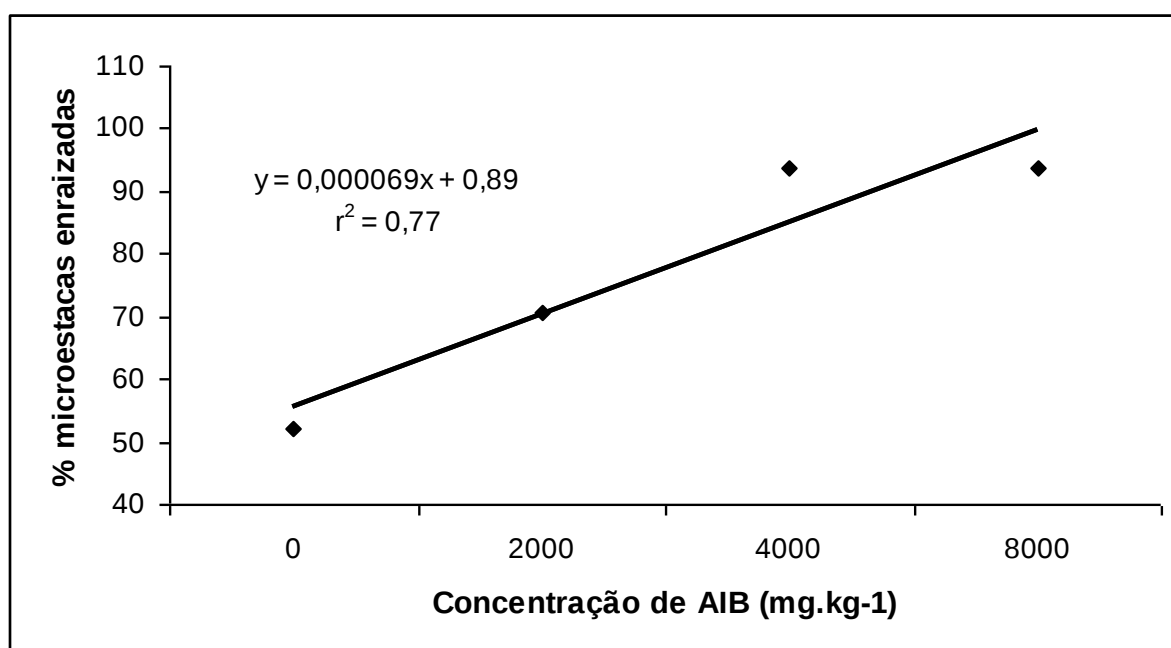


Figura 7. Porcentagem de enraizamento de microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, tratadas com diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Quanto à formação de calo na base das microestacas (Tabela 9), não ocorreram diferenças estatísticas significativas, porém foi observado que os valores médios das concentrações de 4000 e 8000 mg kg⁻¹ diferem entre 71,46 e 42,87% quando comparado a concentração de 2000 mg kg⁻¹. A formação de calo apresenta uma relação inversa entre a formação de calo e enraizamento das microestacas de mirtilheiro.

Houve diferença estatística significativa para os percentuais de microestacas vivas. Na concentração de 2000 mg kg⁻¹ de AIB não foram observadas microestacas vivas. Nas concentrações de 0 e 2000 mg kg⁻¹ ocorreram as maiores porcentagens com, 16,66 e 12,50%, respectivamente.

Os percentuais de microestacas vivas ou com formação de calo correspondem a microestacas com potencial para o enraizamento, sendo que nenhuma microestaca apresentou desfolhamento ou aparecimento de fungo.

Não ocorreram diferenças estatísticas para o percentual de microestacas com o aparecimento de necrose, sendo que para a concentração de 4000 mg kg⁻¹ de AIB não apresentou microestacas necrosadas e nas concentrações de 0 e 2000 mg kg⁻¹ de AIB ocorreram os maiores valores com médias entre 6,25 e 10,42%.

Não houve diferenças estatísticas significativas para o comprimento das raízes (cm), sendo que os valores variaram entre 3,39 e 4,85 cm. Quanto ao percentual de microestacas brotadas, 68,75% das microestacas apresentaram brotações quando não se utilizou AIB e nas concentrações de 2000, 4000 e 8000 mg kg⁻¹ as médias variaram entre 83,33, 72,91 e 83,33%, respectivamente, contudo não houve diferenças estatísticas (Dados não apresentados). Não houve diferenças estatísticas significativas para o comprimento das brotações (cm), cujos valores variaram entre 2,82 e 1,89 cm. Conclui-se que, não houve efeito das concentrações de AIB sobre essas variáveis.

Tabela 9. Porcentagem de formação de calo, necrose na base, e de microestacas vivas, comprimento de maior raiz e comprimento da maior brotação em microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, tratadas com diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Concentrações de AIB	Formação de calo (%)	Microestacas vivas (%)	Necrose na base (%)	Comprimento maior raiz (cm)	Comprimento brotação (cm)
0	12,50 ^{NS}	16,66 a	6,25 ^{NS}	3,58 ^{NS}	1,89 ^{NS}
2000	14,58	12,50 ab	10,42	3,39	2,25
4000	8,33	0 b	0	4,78	2,48
8000	4,16	2,08 ab	2,08	4,85	2,82
Média Geral	9,89	7,81	4,68	4,16	2,36
CV (%)	65,29	83,93	163,84	23,43	19,03

*Médias seguidas pelas mesmas letras na coluna, não diferem entre si pelo teste de Tukey (P≤0,01).

NS = não significativo

Apesar de não ocorrer diferenças estatísticas significativas entre tratamentos, para o comprimento das raízes (cm), houve diferenças estatísticas entre eles, quanto ao crescimento do sistema radicular (Figura 8). Não ocorreram diferenças estatísticas significativas para as classes 1, 2 e 3. Para a classe 4, os percentuais obtidos foram estatisticamente superiores para a concentração de 8000 mg kg⁻¹ de AIB com 27,09 % das estacas nessa classe, seguida pela concentração de 4000 mg kg⁻¹ com 22,92%. Já para a classe 5, os percentuais obtidos foram estatisticamente

superiores para a concentração de 4000 mg kg⁻¹ de AIB com 33,33 % das estacas nessa classe, seguida pela concentração de 8000 mg kg⁻¹ com 25%. Da mesma forma, os percentuais obtidos foram estatisticamente superiores para a concentração de 8000 mg kg⁻¹ de AIB com 16,67% das estacas nessa classe, seguida pela concentração de 4000 mg kg⁻¹ com 12,5%, para a classe 6 do sistema radicular.

ALMEIDA et al. (2007) aplicaram AIB por via líquida e em pó em miniestacas de *Eucalyptus cloeziana*, sendo destacado que o AIB em pó, além da maior facilidade de aplicação, proporcionou mudas com maior vigor de crescimento em relação ao AIB em líquido.

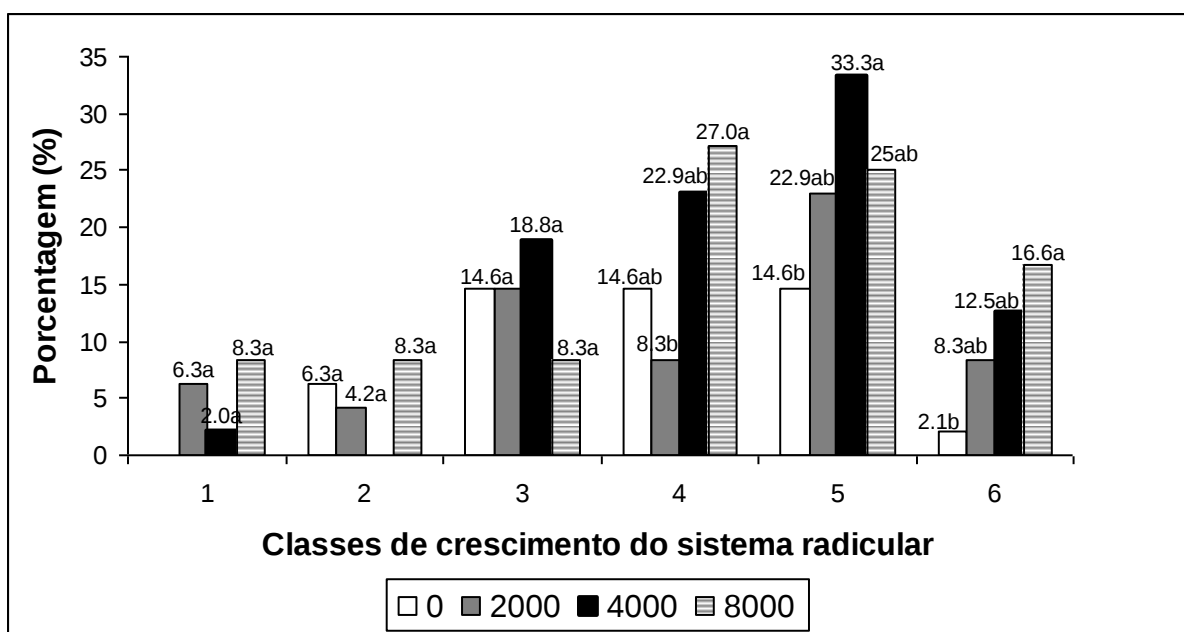


Figura 8. Porcentagem de microestacas de mirtillo cultivar Clímax, nas diferentes classes de crescimento do sistema radicular. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Para algumas espécies, o uso de fitoreguladores na microestaquia não tem sido indicado (ASSIS et al., 1992; XAVIER e COMÉRIO, 1996; ASSIS, 1997). Fortalecendo essa afirmação, o crescimento de microestacas de *Eucalyptus grandis* não foi influenciado pelo uso de AIB (TITON et al., 2003). Em outro estudo com eucalipto, doses de 0 a 2.000 mg L⁻¹ de AIB não variaram a porcentagem de enraizamento de microestacas (TITON, 2001). Da mesma forma, na aclimatização *ex vitro* de bromélia (*Dyckia distachya* Hassler), a taxa de enraizamento e o tamanho das raízes não foram influenciados pelo AIB (POMPELLI e GUERRA, 2006). Em

microestacas apicais de mirtilo (*Vaccinium ashey* Reade), a aplicação de 2.000 mg L⁻¹ de AIB foi necessária para o enraizamento (SCHUCH et al., 2007). O uso de 500 mg L⁻¹ de AIB também foi importante para o sucesso no enraizamento *ex vitro* de maçã (*Malus pumila*), podendo utilizar até 1.000 mg L⁻¹ (PEDROTTI e VOLTOLINI, 2001). Para microestacas de erva-mate, a dose de máxima eficiência técnica foi a de 1000 mg. L⁻¹ de AIB, não ocorrendo enraizamento sem o uso de AIB e 2000 apresentou problemas de fitotoxidez às microestacas. Neste experimento, a aplicação de AIB contribuiu para o enraizamento (QUADROS, 2009).

4.4 Conclusões

A aplicação de 4.000 mg kg⁻¹ de AIB proporcionou os melhores índices de enraizamento e crescimento radicular de microestacas de mirtilheiro cultivar Climax, com percentuais de enraizamento de 91,67%.

5 CAPÍTULO IV - Efeito de diferentes substratos no crescimento de mudas de mirtilheiro a partir de mudas micropropagadas da cultivar Georgiagem

5.1 Introdução

É importante que o substrato, forneça as condições adequadas para o crescimento inicial do mirtilheiro, permitindo a produção de mudas saudáveis, vigorosas e bem desenvolvidas. Constitui um dos fatores essenciais para a formação de pomares uniformes e produtivos, em especial para a produção de mudas de mirtilheiro, que apresentam características peculiares. De hábito arbustivo, a planta de mirtilheiro requer para seu bom crescimento desenvolvimento solos leves, com alto teor de matéria orgânica (superior a 3%) e não sujeitos a encharcamento prolongado, e pH entre 4,5 a 5,2 (WILLIAMSON et al., 2006).

A escolha do substrato na adaptação das mudas tem grande influência para o crescimento de mudas. Para BACKES e KÄMPF (1991), a escolha do substrato e o seu correto manejo ainda é um sério problema técnico para os viveiristas, devido à sua importância na otimização dos resultados. O uso do substrato adequado garante o estabelecimento do plantio e reduz o tempo de formação da muda.

Os substratos devem apresentar como características, a fácil aquisição e transporte, ausência de patógenos, riqueza em nutrientes essenciais, textura, estrutura e pH adequado (SILVA et al., 2001). A importância do valor do pH no crescimento das plantas é devido ao seu efeito sobre a disponibilidade de nutrientes, principalmente dos micronutrientes (WALLER e WILSON, 1984) estando também relacionado a desequilíbrios fisiológicos (WILSON, 1983).

Segundo BROWSE (1979), o problema básico na multiplicação é a criação de condições que assegurem a sobrevivência do material propagado até que a muda esteja formada. Para o mirtilheiro, além do baixo enraizamento, outro problema observado, é o crescimento lento e o baixo índice de sobrevivência das mudas após a formação das raízes. Desta forma, deve-se dar atenção especial ao pH dos substratos, uma vez que é uma planta que se desenvolve melhor em solos ácidos (pH 4,0 – 5,5), sendo o substrato um fator importante na propagação do mirtilheiro (SHELTON e MOORE, 1981) e no desenvolvimento das mudas.

Existe variação de pH entre as diferentes composições de substratos, como por exemplo, o material acumulado sob uma floresta de pinus (litter), apresenta valores de pH entre 3,9 e 5,5; a turfa entre 3,0 e 4,5; as cascas entre 6,0 e 6,8; a perlita entre 6,5 e 7,2; as lãs minerais e a argila expandida têm pH aproximado de 7,0 e a vermiculita entre 5,5 e 9,0 (VERDONCK et al., 1981).

A expansão do cultivo do mirtilheiro está limitada pela disponibilidade, qualidade e preço das mudas, resultantes da dificuldade de propagação da maioria das cultivares (PAGOT e HOFFMANN, 2003). POPOWICH e FILIPENYA (1997), afirmam que a micropropagação clonal do mirtilheiro, pode ser uma alternativa para produção de um grande número de plantas, proporcionando o crescimento de plantações comerciais.

O bom crescimento inicial é importante para a formação de mudas de qualidade para serem encaminhadas ao campo ou para a formação de jardins microclonais para a obtenção de microestacas no processo de propagação clonal.

A matéria orgânica é um componente fundamental dos substratos, cuja finalidade básica, de acordo com CORDELL e FILER JR. (1984), é aumentar a capacidade de retenção de água e nutrientes para o crescimento das mudas. Com relação ao pH, os substratos devem apresentar valores dentro de uma faixa considerada adequada para o cultivo de plantas, pois valores inadequados, além de influenciar a disponibilidade de nutrientes (CARNEIRO, 1995), estão relacionados a desequilíbrios fisiológicos (WILSON, 1983).

O trabalho teve como objetivo avaliar o efeito da composição de diferentes substratos sobre o crescimento e a concentração foliar de nutrientes em mudas de mirtilo, cultivar Georgiagem, oriundas de multiplicação *in vitro*.

5.2 Material e métodos

O trabalho foi desenvolvido em estufa no campo experimental da sede da Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS, localizada na Latitude 31,5° e longitude 52,21° à 70 metros de altitude, durante os meses de dezembro de 2005 a março de 2006. Foram utilizadas mudas da cultivar Georgiagem (grupo highbush), oriundas de multiplicação *in vitro*, com altura média entre 12 e 15 cm, adquiridas em empresa locais.

O delineamento estatístico adotado no experimento foi inteiramente casualizado, com sete tratamentos e quatro repetições, a unidade experimental foi composta por 5 plantas. As mudas foram transplantadas para vasos de 6 Litros, utilizando sete diferentes substratos para a formação das mesmas. Foram avaliados os substratos Plantmax[®] Hortaliças HT, perlita, matéria orgânica proveniente de resíduos industriais da região de Montenegro, vermiculita, casca de acácia, casca de arroz em decomposição proveniente de região arrozeira, solo/acícula de pinus proveniente de varredura, solo proveniente da Embrapa Clima Temperado, misturados em diferentes combinações e proporções, conforme descrito a seguir: T1 – Plantmax[®] (100%), T2 – Plantmax[®] + Perlita (1 : 1) , T3 – Solo + Composto industrial + Perlita (1: 1 :1) , T4 – Casca de arroz + Solo (1 : 1) , T5 - Solo + Composto industrial + Vermiculita (1 : 1 : 1) , T6 – Casca de acácia + Solo (1 : 1), T7 – Solo/Acícula de pinus (1 : 2). Foram realizadas 4 aplicações de fertilizante (250ml), composto por sulfato de amônio (12%), Uréia (35%), sulfato de potássio (10%), sulfato de magnésio (10%), ácido fosfórico (10%) com pH 2,8, durante a realização do trabalho.

Avaliou-se aos quatro meses da instalação do experimento: altura das mudas, acúmulo de matéria seca da parte aérea (MSPA) e raiz (MSSR), relação massa seca do sistema radicular/massa seca da parte aérea (MSSR/MSPA), número de brotações (primárias, secundárias, terciárias e quaternárias) e análise química dos substratos antes e após a condução do experimento e a concentração foliar de nutrientes das mudas.

A medida de altura da planta foi realizada mensalmente no ramo de maior comprimento de brotação da muda, com uso de régua, da superfície do substrato à gema apical. Para avaliação destrutiva, foram utilizadas cinco mudas por parcela, dividindo a planta em parte aérea e raiz. O material coletado foi acondicionado em sacos de papel e colocado para secar em estufa com circulação forçada de ar, a

70°C por 72 horas. Após a secagem, determinou-se a matéria seca de raiz e da parte aérea. Para a análise foliar, foram colhidas 20 folhas das cinco plantas por parcela, localizadas no 5º ou 6º nó contando à partir da extremidade dos ramos jovens. As amostras dos substratos foram coletadas após a avaliação destrutiva das mudas, sendo enviadas juntamente com as amostras de folhas ao Laboratório de Análises de Solo, da Embrapa Clima Temperado. As interpretações dos resultados de análise foliar do mirtilheiro foram realizadas segundo a metodologia descrita por FREIRE (2006), utilizada como base, em função da ausência de informações, na literatura nacional, para mudas de mirtilheiro. Os vasos foram mantidos em estufa plástica, onde se aplicou por meio de duas irrigações diárias via gotejamento, 200 mL de água/dia.

Os dados foram submetidos à análise de variância, e as médias, comparadas pelo teste de Duncan (ao nível de 5% de probabilidade de erro). Os dados foram processados pelo programa estatístico SANEST.

5.3 Resultados e discussão

Ocorreram diferenças significativas no crescimento das mudas de mirtilheiro cv. Georgiagem submetidas aos diversos substratos, para todas as características avaliadas. Para a variável comprimento de maior brotação (Figura 9), as plantas mantidas em substrato com solo + acícula de pinus apresentaram maior crescimento (39,2 cm), seguido dos substratos plantmax®, plantmax® + perlita e Casca de arroz + Solo. O tratamento acícula de pinus + solo, apresentou médias superiores em todo o período de avaliação, sendo que no terceiro mês de condução do experimento, as mudas encontravam-se aptas para serem levadas ao campo. Assim, este substrato mostrou-se adequado para o crescimento inicial de mudas de mirtilheiro.

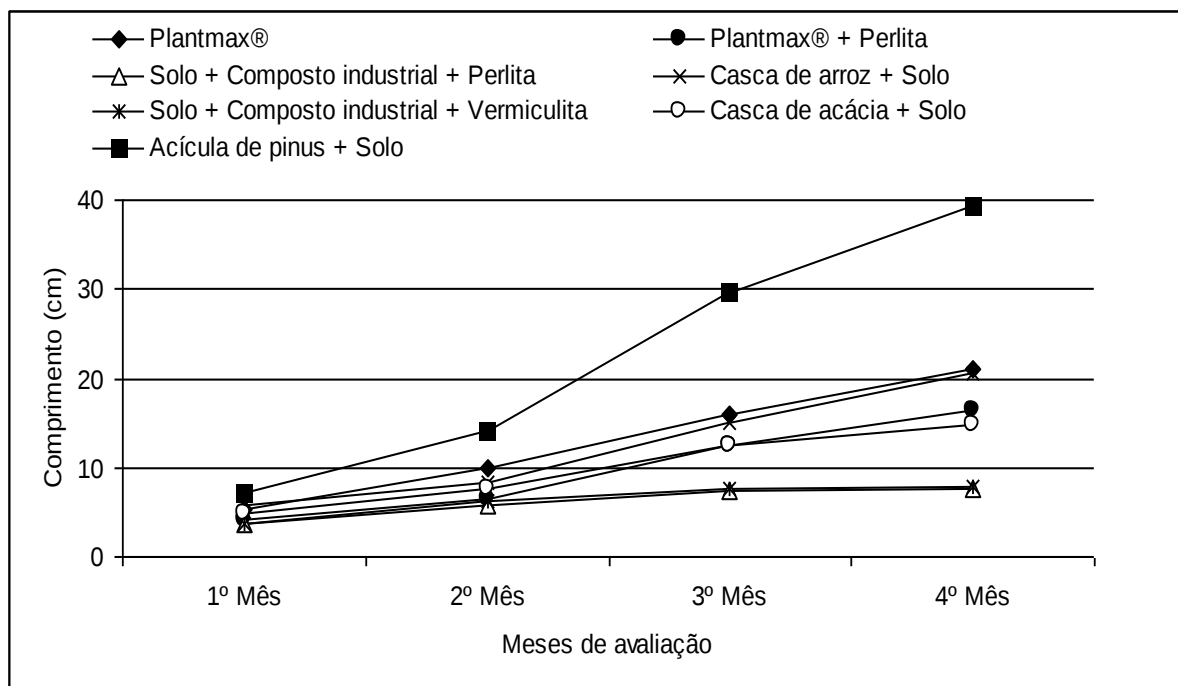


Figura 9. Crescimento médio da maior brotação das mudas de mirtilleiro, cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Em relação ao número de brotações primárias, os substratos plantmax® e casca de acácia + solo, apresentaram o maior número de brotações 6,29 e 5,05, respectivamente. Já para o número de brotações secundárias as maiores médias foram para o substrato plantmax®, com 21,85 brotações, seguido pelos substratos plantmax® + perlita, casca de arroz + solo e acícula de pinus + solo. As médias de brotações terciárias e quartenárias foram maiores nos substratos com plantmax® e acícula de pinus + solo, seguido dos substratos plantmax® + perlita, casca de arroz + solo e acícula de pinus + solo (Tabela 10).

O número de brotações nas mudas é fator importante, uma vez que para a propagação vegetativa, por meio da técnica de microestaquia, quanto mais brotações maior o potencial de produção dos jardins clonais. Ápices caulinares de plantas rejuvenescidas *in vitro* são coletados e utilizadas como microestacas, os quais são colocados para enraizar sob condições de casa-de-vegetação. A poda contínua destas plantas fornece novos ápices, que são fontes de propágulos vegetativos para a produção da muda. Na cultura do eucalipto, a coleta se realiza em intervalos de 15 dias no verão, e de 30 dias no inverno. Com isto, os novos ápices são retirados de microestacas enraizadas, originando-se ambientes denominado de microjardins clonal (HIGASHI et al. 2000).

Tabela 10. Médias do número de brotações das mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	Número de brotações			
	1 ^{as}	2 ^{as}	3 ^{as}	4 ^{as}
Plantmax [®]	6,29 a	21,85 a	29,75 a	9,25 a
Plantmax [®] + Perlita	4,7 ab	18,70 ab	18,60 b	5,50 ab
Solo + Composto industrial + Perlita	3,0 b	7,20 c	5,4 c	0,05 b
Casca de arroz + Solo	4,7 ab	20,25 ab	20,10 b	3,60 ab
Solo+Composto industrial+Vermiculita	3,05 b	6,85 c	5,60 c	0,2 b
Casca de acácia + Solo	5,05 a	16,35 b	17,00 b	4,70 ab
Acícula de pinus + Solo	4,6 ab	17,90 ab	22,00 ab	7,45 a
CV (%)	17,02	15,58	23,00	56,09

*Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan ($P \leq 0,05$).

Com relação à produção de massa de matéria seca, as mudas do substrato acícula de pinus + solo apresentou médias superiores na produção de massa seca das raízes com 45,02 g e na parte aérea de plantas com 57,95 g, seguido dos substratos plantmax[®], plantmax[®] + perlita e Casca de arroz + solo. No que diz respeito às massas de matéria seca da parte aérea e raízes, os melhores resultados foram dos substratos que continham maior nível de matéria orgânica. Os substratos plantmax[®], acícula de pinus + solo, plantmax[®] + perlita, casca de arroz + solo e casca de acácia + solo com valores baixos da relação MSSR/MSPA, foram os que apresentaram os melhores resultados de desenvolvimento da parte aérea e raízes, consistindo em um bom indicativo da proporção adequada entre os dois fatores (Tabela 11).

A Figura 10A apresenta o crescimento de mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato, no primeiro mês de implantação do experimento. A figura 10B demonstra o crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, com quatro meses de condução do experimento, em substrato adequado, enquanto que, Figura 10C apresenta o crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, conduzidas em substrato inadequado.

Tabela 11. Médias da massa seca do sistema radicular (MSSR), massa seca da parte aérea (MSPA) e relação massa seca do sistema radicular e massa seca da parte aérea (MSSR/MSPA) das mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	MSPA (g)	MSSR (g)	MSSR/MSPA (g)
Plantmax [®]	33,02 b	21,32 b	0,64 b
Plantmax [®] + Perlita	23,53 c	14,69 bc	0,62 b
Solo + Composto industrial + Perlita	4,98 d	7,74 bc	1,58 a
Casca de arroz + Solo	27,11 bc	16,05 bc	0,58 b
Solo+Composto industrial+Vermiculita	5,28 d	5,05 c	0,94 ab
Casca de acácia + Solo	21,39 c	13,69 bc	0,65 b
Acícula de pinus + Solo	57,95 a	45,02 a	0,79 ab
CV (%)	14,04	33,79	62,54

* Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan ($P \leq 0,05$).



Figura 10: Crescimento de mudas de mirtilheiro, cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. **A** – Visão geral das mudas, no primeiro mês de implantação do experimento. **B** – Crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, com quatro meses de condução do experimento, conduzidas em substrato adequado. **C** – Crescimento do sistema radicular de mudas de mirtilheiro, com quatro meses de condução do experimento, conduzidas em substrato inadequado. Fotos: Nara Cristina Ristow.

Na formação das mudas, é importante a utilização de substratos que apresentem propriedades físico-químicas adequadas e que forneçam os nutrientes necessários para o desenvolvimento da planta (MENDONÇA et al., 2002). Testando substratos alternativos na formação de mudas de pitangueira, CARRIJO et al. (2003) constataram que substratos compostos com esterco bovino + terra (1:1 e 1:2), terra: areia: esterco (1:1:1 e 2:1:1), em volume, e plantmax[®] promoveram maior

crescimento da parte aérea das mudas de pitangueira. Segundo estes mesmos autores, o substrato plantmax[®] demonstrou ser favorável em todas as variáveis analisadas, o que foi confirmado neste experimento, pois os substratos plantmax[®] e também a acícula de pinus apresentaram os melhores resultados.

A caracterização química (Tabela 12) realizada em amostras dos substratos, antes do plantio nos recipientes, permitiu verificar que os valores de pH, matéria orgânica e os nutrientes K, P, Al Ca e Mg variaram conforme a composição dos mesmos. Os maiores teores de matéria orgânica foram encontrados nos substratos contendo plantmax[®] e acícula de pinus. Já os teores de fósforo, com exceção do substrato casca de acácia + solo, os demais ultrapassaram os valores considerados altos por MALAVOLTA et al. (1989), de 20mg dm⁻³.

Tabela 12. Características químicas (inicial) dos substratos utilizados no trabalho de produção de mudas de mirtilheiro (*Vaccinium* spp), cv. Georgiagem. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	pH	M.O. %	K	P	Al	Ca	Mg
	água	(m/v)	mg/dm ³		cmol/dm ³		
Plantmax [®]	4,9	8,6	898	256,4	0,1	17,9	14,8
Plantmax [®] + perlita	5,0	7,3	662	197,2	0,1	20,1	6,0
Solo + composto industrial + perlita	7,2	5,2	390	184,8	0,0	15,2	2,3
Casca de arroz + solo	5,1	5,2	248	73,6	0,1	4,4	1,9
Solo+composto industrial+vermiculita	7,3	3,9	454	264,8	0,0	16,5	15,5
Casca de acácia + solo	5,6	6,8	84	16,8	0,0	8,7	1,7
Acícula de pinus + solo	5,0	7,1	120	35,2	0,3	5,6	3,3

Quanto ao Potencial Hidrogeniônico (pH) (Tabela 13), os substratos contendo mistura de solo com composto industrial, perlita e vermiculita em sua composição, apresentaram os maiores valores de pH, diferindo dos demais. Os substratos plantmax[®], acícula de pinus + solo, casca de arroz + solo e plantmax[®] + perlita obtiveram os menores valores. Estes resultados são corroborados por VERDONCK et al. (1981), relatam que o material acumulado sob uma floresta de pinus (litter) apresenta valores de pH entre 3,9 e 5,5; as cascas entre 6,0 e 6,8; a perlita entre 6,5

e 7,2; a vermiculita entre 5,5 e 9,0. A cultura do mirtilo exige solos mais ácidos (4,2 a 5,5), sendo que plantmax® e as combinações de acícula de pinus + solo, casca de arroz + solo e plantmax® + perlita seriam as ideais, visto que o pH em níveis superiores, as plantas não se desenvolvem e apresentam sérios problemas de deficiência de Fe (BOUNOUS, 1996). Os melhores resultados relacionados à produção de massa seca foram observados em substratos com pH ácido (Tabela 2).

O substrato acícula de pinus + solo destacou-se com relação ao alumínio, com resultado superior aos demais materiais, devido a este substrato apresentar pH baixo, o que possibilita a presença de compostos de alumínio e manganês (Tabela 4).

O teor de fósforo permaneceu elevado, apesar das perdas por lixiviação e pela adsorção das partículas do solo e ainda, pela absorção do sistema radicular durante o crescimento das mudas. O substrato plantmax® combinado ou não com perlita apresentou maiores valores de fósforo (Tabela 4). Conforme ABREU JR. et al. (2002), o aumento na disponibilidade de fósforo deve-se à presença do nutriente no adubo orgânico e aos aumentos do valor de pH e do teor de matéria orgânica. O aumento do pH do solo até próximo a 7,0 propicia maior disponibilidade de fósforo, uma vez que, em condições ácidas, ocorre reação do H_2PO_4^- com as formas iônicas de ferro e alumínio, formando compostos de baixa solubilidade, além de maior adsorção do ânion por óxidos de ferro e alumínio presentes na fase sólida. A matéria orgânica, por sua vez, bloqueia os sítios de adsorção em óxidos de ferro e de alumínio do solo, diminuindo a capacidade de adsorção do H_2PO_4^- (NOVAIS e SMYTH, 1999).

Os maiores valores de magnésio foram observados nos substratos com presença de Plantmax® e vermiculita, em cuja composição está incluída este macronutriente. O substrato acícula de pinus + solo, por sua vez, é um material pobre de nutrientes, apresentando somente teor de alumínio mais elevado. Substratos extremamente ácidos, com valores de pH inferiores a 4,5, são pouco férteis, por não reterem cátions como K^+ , Ca^{++} , e NH_4^+ (VAN DEN DRIESSE, 1984 *apud* CARNEIRO, 1995). O máximo crescimento do mirtilo, tanto cultivado em areia, como em solução nutritiva, é obtido com o uso de cerca da metade da concentração de nutrientes usados para as demais frutíferas. A extração anual de macronutrientes por uma planta adulta de mirtilo ocorre na seguinte ordem: nitrogênio > cálcio > potássio > fósforo > magnésio (FREIRE, 2004).

Tabela 13. Composição química dos substratos após 120 dias de condução do experimento das mudas de mirtilheiro (*Vaccinium* spp), cv. Georgiagem. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	pH	M.O.	K	P	Al	Ca	Mg
	água	% (m/v)	mg/dm ³		cmol _c /dm ³		
Plantmax [®]	5,53 bc	8,25 a	376,5a	231,75a	0,12 b	14,7 c	8,05 a
Plantmax [®] + perlita	5,27 c	8,37 a	299,5b	174,75b	0,10 b	18,97a	3,35 b
Solo + comp. industrial + perlita	7,37 a	5,14 c	158,5c	131,25c	0,00 b	16,95b	2,22cd
Casca de arroz + solo	4,87 d	6,12 b	175,5c	105,50c	0,10 b	4,47 e	2,32 c
Solo+comp. industrial +vermiculita	7,42 a	3,97 d	393,0a	129,00c	0,00 b	15,0 c	3,30 b
Casca de acácia + solo	5,57 b	5,13 c	78,50d	14,75 d	0,02 b	8,87 d	1,30 e
Acícula de pinus + solo	4,57 e	5,42 c	82,00d	51,50 d	0,45 a	3,87 e	1,57de
CV (%)	3,28	2,44	17,94	24,4	80,82	7,90	14,49

* Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan (P≤0,05).

Os maiores teores de potássio nos substratos não influenciaram na concentração desse nutriente nas folhas, encontrando-se em excesso nas mudas (Tabela 14). O magnésio apresentou comportamento semelhante ao cálcio em níveis dentro do normal para o crescimento das mudas.

Os teores de nitrogênio e fósforo nos tratamentos solo + composto industrial + perlita e solo + composto industrial + vermiculita foram significativamente menores comparado aos demais substratos, os quais apresentavam pH acima de 7,0 e em níveis insuficiente para o crescimento das mudas. Entretanto, os maiores teores de fósforo nos substratos não influenciaram na concentração desse nutriente nas folhas. O fósforo é muito importante nos solos ácidos. Isto se deve ao fato de que, apesar dos solos conterem grandes quantidades de fósforo total, a sua disponibilidade para as plantas é muito pequena, devido à tendência do fósforo em formar compostos de muito baixa solubilidade no solo (BISSANI et al., 2004). A adubação elevada com fósforo e o nível elevado do pH do solo podem induzir deficiências de zinco (MARSCHNER, 1995).

Segundo HANSON e HANCOCK (2003), as deficiências de micronutrientes, não são comuns em mirtilheiro, a menos que o pH do solo seja demasiadamente elevado. Os sintomas da deficiência de ferro são, geralmente, o primeiro indicador de solo com pH impróprio, embora o pH influencie também na disponibilidade de B,

Cu, Mn, Mo e Zn às plantas. Por esta razão, a maioria de problemas com micronutrientes, podem ser adequados simplesmente ajustando o solo pH à escala apropriada.

O nutriente cobre apresentou pequena diferença na concentração foliar, mostrando-se em concentrações insuficientes para todos os tratamentos. De maneira geral, a elevação do pH do solo, o elevado teor de matéria orgânica e o excesso de N, P e Zn, favorecem o aparecimento da deficiência de cobre (MARSCHNER, 1995).

Observa-se uma diferença significativa no teor de manganês, sendo que os menores valores foram encontrados nos substratos com pH ácido (Tabela 14). Níveis altos de manganês nas plantas estão associados a solos de acidez elevada, como os detectados em alguns substratos do presente trabalho.

Com relação aos micronutrientes (Tabela 15), a concentração de boro nas folhas apresentou valores acima do normal, com exceção ao substrato acícula de pinus + solo, em que o teor foi normal. Já para as concentrações de zinco nas folhas, o substrato solo + composto industrial + perlita, apresentou concentrações insuficientes. O substrato Casca de arroz + Solo em concentrações normais e os demais substratos em concentrações abaixo do normal.

Com relação ao ferro, as folhas das mudas nos substratos solo + composto industrial + perlita e solo + composto industrial + vermiculita apresentaram valores abaixo do normal para o desenvolvimento das mudas. Segundo MARSCHNER (1995), a elevação do pH, o excesso de matéria orgânica, as elevadas concentrações de P, Cu, Mn e Zn e o encharcamento do solo são fatores que induzem à carência de ferro.

Com exceção dos substratos solo + composto industrial + perlita e solo + composto industrial + vermiculita, que apresentaram mudas cloróticas, durante o período de avaliação, nenhum sintoma visual de deficiência ou de toxidez causada pela falta ou excesso de nutrientes nos substratos foi observado. Os mesmos substratos apresentaram os menores valores de MSPA e MSSR (Tabela 11), e menores concentrações de Fe, Mn, Zn, N e P nas folhas (Tabela 14 e 15).

Tabela 14. Concentração de macronutrientes nas folhas das mudas de mirtilheiro (*Vaccinium* spp), cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	N	P	K **	Ca	Mg
	g/Kg ⁻¹				
Plantmax [®]	15,2 a	0,9 a	10,5	5,0 c	1,7 ab
Plantmax [®] + Perlita	15,1 a	1,0 a	12,3	6,6 a	1,9 a
Solo + Composto industrial + Perlita	11,3 b	0,6 b	11,4	5,7 b	1,5 b
Casca de arroz + Solo	16,4 a	1,0 a	10,2	4,9 c	1,6 b
Solo+Composto industrial+Vermiculita	11,6 b	0,6 b	12,3	4,6 c	1,7 ab
Casca de acácia + Solo	15,7 a	0,9 a	11,0	5,9 b	1,7 ab
Acícula de pinus + Solo	15,0 a	0,9 a	1,0	6,7 a	1,7 ab
CV (%)	4,14	5,70	11,21	3,66	3,66
Faixa de interpretação - Normal	18 - 21	1,2- 4,0	3,5–6,5	4,0–8,0	1,2–2,5

* Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan (P≤0,05).

** Não significativo, P≤ 0,05.

Tabela 15. Concentração de micronutrientes nas folhas das mudas de mirtilheiro (*Vaccinium* spp), cv. Georgiagem, em diferentes composições de substrato. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Tratamentos	Fe	Mn	Zn	Cu	B
	mg/Kg ⁻¹				
Plantmax [®]	121,50 bc	446,25 a	9,00 c	2,50 ab	149,00 a
Plantmax [®] + Perlita	177,00 a	182,25 bc	13,00 b	2,25 ab	122,50 b
Solo + Composto industrial + Perlita	64,00 e	65,00 c	6,75 d	1,25 b	125,75 b
Casca de arroz + Solo	98,50 cde	485,00 a	17,25 a	1,25 b	116,75 b
Solo+Composto industrial+Vermiculita	76,00 de	70,00 c	8,25 cd	1,75 b	110,75 b
Casca de acácia + Solo	109,50 cd	327,50 ab	9,50 c	1,25 b	118,00 b
Acícula de pinus + Solo	148,25 ab	450,00 a	9,50 c	3,50 a	68,25 c
CV (%)	20,70	34,55	11,58	43,85	8,89
Faixa de interpretação - Normal	81 - 199	51 - 349	15 - 30	11 - 20	31 - 69

* Médias seguidas pela mesma letra, na coluna, não diferem entre si pelo teste de Duncan (P≤0,05).

5.3 Conclusões

Os substratos acícula de pinus + solo e plantmax[®], seguido pelos substratos plantmax[®] + perlita e casca de arroz + solo, promoveram maior crescimento das mudas de mirtilo, cultivar Georgiagem.

Os substratos solo + composto industrial + perlita e solo + composto industrial + vermiculita, foram inadequados para a produção de mudas de mirtilo.

Os substratos solo + composto industrial + perlita e solo + composto industrial + vermiculita apresentam pH alcalino e menor produção de massa seca da parte aérea e das raízes, menores concentrações de Fe, Mn, Zn, N e P.

CONSIDERAÇÕES GERAIS

O presente trabalho, além de seus objetivos específicos, visou também desenvolver técnicas de propagação vegetativa de mirtilheiro, acessíveis a viveiristas e aos produtores. Desse modo, procurou-se utilizar materiais, métodos e estruturas físicas mais simples e econômicas. A seguir são relacionadas observações complementares que poderão fornecer subsídios para futuras pesquisas.

De acordo com os resultados deste trabalho, as microestacas apresentaram boa porcentagem de enraizamento e sobrevivência das mudas. Entretanto, novos estudos devem ser realizados.

Vários ambientes para enraizamento foram testados antes dos utilizados neste trabalho, os quais não apresentaram resultados satisfatórios. Foram testados ambientes maiores para a formação do ambiente úmido, casa de vegetação com menos luminosidade e conseqüentemente com temperaturas menores. Por fim, observou-se que a incidência direta de luz solar sobre as prateleiras de metal cobertas com tela de sombreamento branca podem, dependendo das variações de temperatura, provocar danos nas brotações das microestacas.

Em função dessas observações, verifica-se a necessidade de maiores estudos com relação a umidade, irradiância e temperatura no ambiente de enraizamento. PILLER et al., (2002), relatam a importância da umidade e níveis de irradiância na fotossíntese e taxa de crescimento, garantindo suprimento de carboidratos e água para as estacas. Os mesmos autores observaram, em seus trabalhos, ao testarem diferentes ambientes para enraizamento, melhores resultados em ambientes com maiores níveis de umidade e luminosidade.

A umidade é um fator importante que influencia na propagação de mirtilheiro, devido às raízes serem fibrosas e finas além da desvantagem de não contar com os pêlos radiculares. Esta condição gera uma capacidade reduzida de absorção de nutrientes e uma alta sensibilidade à falta ou excesso de umidade no substrato.

A técnica de microestaquia baseia-se no controle do grau de juvenilidade da planta mãe a qual é mantida em casa de vegetação formando o jardim microclonal. Pesquisas nessa etapa de formação do jardim microclonal devem ser realizadas, como o manejo das plantas mãe, a frequência das coletas de microestacas, que vão variar conforme a cultivar de mirtilheiro trabalhada. GALOPIN e BILLOTE (2006), avaliaram a produção de estacas por plantas matrizes de mirtilheiro cultivadas em estufa plástica e obtiveram em 300 dias de avaliação 244 estacas na cultivar Brigitta e 86 estacas para a cultivar Duke. O reduzido número de estacas na cultivar Duke, evidencia uma significativa dominância apical. Essa dominância apical pode ser devido a característica genotípica ou ligado a um limitado vigor, mostrando assim um insuficiente grau de juvenilidade.

O trabalho com adubação das mudas produzidas por microestaquia, apresentou resposta positiva à aplicação de fertilizante de liberação lenta. Porém, se tem poucas informações referentes à adubação adequada para satisfazer as necessidades das plantas na etapa de viveiro, havendo necessidade da realização de novos estudos. As poucas informações existentes são oriundas de estudos realizados em outras regiões do mundo, e que estão sendo transferidas para as condições do Brasil. Quanto a fertilização na fase de viveiro, BUZETA (1997) relata que é um manejo indispensável, principalmente quando se usa meios inertes.

A demanda por mudas de qualidade, com tamanho e vigor para a formação de pomar uniforme, sem problemas fitossanitários, visa a prevenção de doenças nas novas áreas de cultivo. Ainda é incipiente no nosso país, o aparecimento de doenças nas áreas com mirtilheiro, de modo a considerar cada vez mais a importância da qualidade da muda, aliada à redução dos custos de produção.

O modelo utilizado para o enraizamento das microestacas, proporciona uma economia na utilização de água e substrato, devido ao uso do micro-ambiente úmido e as caixas de politereftalato de etileno (PET) com bandejas de 24 células.

Ocorreu uma diminuição no período de enraizamento e de aclimação dessas mudas, tendo-se ainda que realizar novos trabalhos para analisar o período para a obtenção de uma muda com as características adequadas para ser encaminhada para as áreas de plantio. A diminuição no período de formação das mudas, acarreta uma diminuição nos custos de produção.

Não foram verificados problemas com doenças fúngicas nos experimentos realizados com as microestacas provenientes de jardim microclonal. Isso pode ser

explicado pelo fato de que o jardim microclonal se encontra em ambiente protegido, aliado à utilização de substrato com pH ácido. Além disso, as folhas das microestacas mantêm-se secas, exceto raras vezes em que são realizadas as irrigações com borrifador.

O mirtileiro apresenta cerca de 450 espécies distribuídas pelo mundo, com características muito específicas. Esta cultura apresenta espécies e cultivares de difícil enraizamento, sendo de fundamental importância, o estudo dos vários fatores que influenciam isoladamente ou por interação com as demais, na emissão de raízes de mirtileiro. A compreensão dessas interações pode viabilizar o aumento nos percentuais de enraizamento e qualidade das mudas, obtidas através da propagação vegetativa do mirtileiro.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABREU Jr., C.H.; MURAOKA, T.; OLIVEIRA, F.C. Carbono, nitrogênio, fósforo e enxofre em solos tratados com composto de lixo urbano. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 26, p. 769-780, 2002.

AGRIANUAL. **Anuário da Agricultura Brasileira**. São Paulo: FNP, Consultoria e comércio, 2008. 502p.

ALFENAS, A.C., ZAUZA, E.A.V., MAFIA, R.G., ASSIS, T.F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa: Editora UFV, 2004. 442p.

ALMEIDA, F.D.; XAVIER, A.; DIAS, J.M.M.; PAIVA, H.N. Eficiência das auxinas (AIB e ANA) no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. **Revista Árvore**, v. 31, n. 3, p. 455-463, 2007.

ANTUNES, L.E.C.; GONÇALVES, E.D.; TREVISAN, R. Propagação. In: RASEIRA, M. do C.B.; ANTUNES, L.E.C. A cultura do mirtilo. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004. p.29-36. (Documento, 121).

ANTUNES, L. E. C. Potencial de produção de pequenas frutas em diferentes regiões do sul do Brasil. In: Encontro Nacional de Fruticultura de Clima Temperado, 8., 2005, Fraiburgo. **Anais**. Caçador: Epagri, 2005, p. 61-62.

ANTUNES, L.E.C.; RASEIRA, M.C.B. (Ed.). **Cultivo do mirtilo** (*Vaccinium* spp.). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2006. 99p. (Embrapa Clima Temperado. Sistema de Produção, 8).

ANTUNES, L.E.C.; GONÇALVES, E.D.; TREVISAN, R.; RISTOW, N.C. Propagação. In: ANTUNES, L.E.C.; RASEIRA, M. do C. B. Cultivo do mirtilo (*Vaccinium* spp.). Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2006. 99 p. (Embrapa Clima Temperado. Sistemas de produção, 8).

ASSIS, T. F. Propagação vegetativa de *Eucalyptus* por microestaquia. In: IUFRO CONFERENCE ON SILVICULTURE AND IMPROVEMENT OF EUCALYPTS, 1997, Salvador. **Proceedings...** Colombo, PR: EMBRAPA, 1997. v. 1, p. 300-304.

ASSIS, T. F., ROSA, O. P., GONÇALVES, S. I. Propagação por microestaquia. In: CONGRESSO FLORESTAL ESTADUAL, 7, 1992, Nova Prata. **Anais...** Santa Maria, RS: UFSM, 1992. p. 824-836.

ASSIS, T. F. de; TEIXEIRA, S. L. Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. (Ed.) **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1999. v.1, p.261-296.

BALLINGER, W.E. Soil management, nutrition and fertilizer practices In: ECK, P.; CHILDRES, N. [Ed.] Blueberry culture. Brunswick: Rutgers University, 1966. p. 132-178.

BANÃDOS, M.P. Blueberry production in South América. **Acta Horticulturae** (ISHS). n. 715, p. 165-172, 2006.

BARRA, C.M.S. DE LA. **Evaluación de mezclas de residuos orgánicos bioprocesados y otros materiales, para la propagación de arándanos**. 2008. 53f. Monografía (Escuela de Agronomía)-Facultad de Ciencias Agronómicas , Santiago, Chile.

BASTOS, D. C.; PIO, R.; SCARPE FILHO, J. A.; ALMEIDA, L. F. P.; ENTELMANN, F. A.; ALVES, A. S. R. Tipo de estaca e concentração de ácido indolbutírico na propagação da lichieira. **Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v. 30, n. 1, p. 97-102, jan./fev., 2006.

BASTOS, D.C.; PIO, R.; SCARPARE FILHO, A.; LIBARDI, M.N.; ALMEIDA, L.F.P. de; ENTELMANN, F.A. Diferentes substratos na produção de porta-enxertos de caramboleira. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.31, n.2, p.312-316, 2007.

BACKES, M. A.; A. N. KÄMPF. Substratos à base de composto de lixo urbano para a produção de plantas ornamentais. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 26, n. 5, p. 753-758, 1991.

BRAZELTON, D.; STRIK, B. Perspective on the U.S. and global Blueberry industry. **Journal American Pomological Society**. Massachusetts. v. 61, n. 3, p. 144-147, 2007.

BROWSE, P.M. **A propagação das plantas**. Publicações Europa-América, Lda.: Portugal, 1979. 229p.

BERTOLOTI, G.; GONÇALVES, A. N. **Enraizamento de estacas**: especificações para construção do módulo de propagação. Piracicaba, SP: IPEF, 1980. 7 p. (Circular Técnica, 94).

BISSANI, C. A.; GIANELLO, C.; TEDESCO, M.J.; CAMARGO, F.A.O. **Fertilidade dos solos e manejo da adubação de culturas**. Porto Alegre. Gênese. 2004.

BOUNOUS, G. **Piccoli frutti: lamponi – rovi – ribes e uva spina – mirtilli**. Edagricole. Bologna. 1996, 434 p.

BOUNOUS, G. **Piccoli frutti**. Edagricole. Bologna. 1996, 434 p.

BURÉS, S. Sustratos. **Ediciones Agrotécnicas**, Madrid. 341, 1997.

BOUNOUS, G.; BECCARO, G.; BAUDINE, M.; GIORDANO, R. Tecniche di produzione del mirtillo gigante in Italia. **Rivista di Frutticoltura**. Bologna. v. 65, n.11, p. 24-30, 2003.

BUZETA, A. **Chile: Berries para el 2000**. Fundación Chile. Santiago, Chile. 1997. 133 p.

CAMPOS, A. D; ANTUNES, L. E. C; RODRIGUES, A. C.; UENO, B. Enraizamento de estacas de mirtilo provenientes de ramos lenhosos. **Comunicado Técnico**, Embrapa Clima Temperado, Pelotas, documento n. 133, p.6, 2005.

CONNOR, A.M.; LUBY, J.J.; HANCOCK, J.F.; BERKHEIMER, S.; HANSON, E.J. Changes in fruit antioxidant activity among blueberry cultivars during cold-temperature storage. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 50, n. 4, p. 893-898, 2002.

CARRIJO, E. P.; PIO, R.; RAMOS, J. D.; GONTIJO, T. C. A.; VILELA, S. de A.; MENDONÇA, V. Substratos alternativos na formação de mudas de pitangueira. In: CONGRESSO DOS PÓS-GRADUANDOS DA UFLA, 12., 2003, Lavras. **Anais...** Lavras: APG, 2003. CD-ROM.

CARNEIRO, J.G.A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba: Campos UENF, UFPR/FUPEF;. 1995. 451p.

CASTILLO, A.; CARRAU, J. S. F.; LEONI, C. Investigación em arándanos em Uruguay: propagación in Vitro y evaluación de variedades por INIA. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 2; ENCONTRO DE PEQUENAS FRUTAS NATIVAS, 2004, Pelotas, RS. **Palestras e resumos...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004. p. 225-228. (Documentos 124).

CORDELL, C.E. & FILER Jr., T.H. Integrated nursery pest management. In: SOUTHERN PINE NURSERY HANDBOOK: Atlanta, USDA. Forest Service, Southern Region, 1984. p.1-17.

DAMIANI, C.R.; SCHUCH, M.W. Multiplicação fotoautotrófica de mirtilo através do uso de luz natural. **Revista Brasileira de Jaboticabal**, Jaboticabal, v.30, n. 2, p. 482-487, 2008.

DAMIANI, C.R.; SCHUCH, M.W. Diferentes substratos e ambientes no enraizamento *in vitro* de mirtilo. **Revista Ciência Rural**, Santa Maria, v.39, n. 2, p. 563-566, 2009.

DANIEL, O., A. C. T. VITORINO, A. A. ALOVISI, L. MAZZOCHIN, A. M. TOKURA, E. R. PINHEIRO & E. F. SOUZA. **Aplicação de fósforo em mudas de *Acácia mangium* Willd.** Revista Árvore, v.21, n. 2, p. 163-168, 1997.

DARNELL, R.L. Blueberry botany/environmental physiology. In: CHILDERS, N.F.; LYRENE, P.M. **Blueberries for growers, gardeners, promoters**. Florida: E.O.Painter Printing Company, 2006. p. 5-13.

DAVIES, F.S.; DARNELL, R.L. Blueberries, Cranberries and Red Raspberries (cap. 3) SCHAFFER, B.; ANDERSON, P.C. (EDS.) **In: Handbook and environmental physiology of fruits crops: temperate crops**, v.1, 1994. p. 73-84.

DESCHAMPS, C. **Propagação Vegetativa “in vivo” e “in vitro” de Sarandi (Sebastiania schottiana Muell. Arg.), Espécie Florestal de Mata Ciliar**. 128p. 1993. Tese (Mestrado em Fisiologia Vegetal) – Universidade Federal de Lavras – UFLA, Lavras – MG, 1993.

DRAPER, A. Blueberry breeding: improving the unwild blueberry. **Journal American Pomological Society**. Massachusetts. v.61, n.3, p.140-143, 2007.

DUARTE, O.; LUDDERS, P.; HUETE, M. Propagation of Jaboticaba by terminal leafy cuttings. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.452, p.123-128, 1997.

ECCHER, T.; NOÉ, N.; BACHETTA, M. The influence of Ericoid Endomycorrhizae and Mineral Nutrition on the growth of micropropagated plants of *Vaccinium corymbosum* L. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.715, p.411-416, 2006.

ECK, P. **Blueberry Science** Paul Eck. New Brunswick Rutgers University Press. 1988. 284 p.

ECK, P.; GOUGH, R.E.; HALL, I.V.; SPIERS, J.M. **Blueberry management**. In: Small Fruit Crop Management. GALLETTA, G.J. e HIMELRICK, D.G. (eds.). Englewood Cliffs: New Jersey. 273-353 p., 1989.

EPSTEIN, E.; BLOOM, A.J. **Nutrição mineral de plantas: princípios e perspectivas**. Londrina: Editora Planta, 2006. 402p.

FACCHINELLO, J.C.; HOFFMANN, A.; SANTOS, A.M. dos. Amoreira-preta, framboesa e mirtilo: pequenos frutos para o sul do Brasil. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13, 1994, Salvador. **Resumos...** Salvador : Sociedade Brasileira de Fruticultura, 1994. V.3, p.989-990 .

FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C.; KERSTEN, E.; FORTES, G. R. de L. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. 2. ed. Pelotas: UFPel, 1995. 178 p.

FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C.; KERSTEN, E. Propagação vegetativa por estaquia. In: FACHINELLO, J. C. et al. **Propagação de plantas frutíferas**. Pelotas: Embrapa Informações Tecnológicas, 2005. p.69-109.

FERREIRA, D.F. Análise estatística por meio do SISVAR (Sistema para Análise de Variância) para Windows versão 4.0. In: REUNIÃO ANUAL DA REGIÃO BRASILEIRA DA SOCIEDADE INTERNACIONAL DE BIOMETRIA, 45., 2000, São Carlos. **Anais...** São Carlos: UFSCar, 2000. p.255- 258.

FERNANDEZ, J. R. C. **Efeito de substratos, recipientes e adubação na formação de mudas de mangabeira (Hancornia speciosa Gomes)**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Mato Grosso. Cuiabá, Mato Grosso. 2002. 65 p.

FISCHER, D.L. de O.; FACHINELLO, J.C.; ANTUNES, L.E.C. TIMM, C.R.F.; GIACOBBO, C.L. Enraizamento de estacas semilenhosas de mirtilo sob o efeito de diferentes concentrações de ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.30, n.2, p.557-559, 2008a.

FISCHER, D.L. de O.; FACHINELLO, J.C.; ANTUNES, L.E.C. TOMAZ, Z.F.P.; GIACOBBO, C.L. Efeito do ácido indolbutírico e a cultivar no enraizamento de estacas lenhosas de mirtilo. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.30, n.2, p.285-289, 2008b.

FLORIANO, E. P. Produção de Mudanças Florestais por Via Assexuada. **Caderno Didático** n. 3, ANORGS, 1. ed., Santa Rosa – RG, 2004, 37p.

FRANZON, R.C. ; GONÇALVES, R.S. ; CARPENEDO, S. ANTUNES, L.E.C. Testes de propagação de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) através de mini-estacas tratadas com BAP e AIB. In: 11º CONGRESO HORTIFRUTICULTURA, 3º CONGRESO PANAMERICANO DE PROMOCIÓN DEL CONSUMO DE FRUTAS Y VERDURAS, 2007, Montevideo. **Anais do...** Montevideo: Sociedade Uruguaya de Hortifruticultura, 2007. Trabalho 136. Cd room.

FREIRE. C.J. da S. Nutrição e adubação para mirtilo. **In:** A cultura do mirtilo. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, p.60-74. 2006. Editado por Maria do Carmo Raseira e Luis Eduardo Corrêa Antunes. (Embrapa Clima Temperado, Sistemas de produção nº 8).

GALETTA, G.L.; BALLINGTON; J.R. Blueberries, Cranberries and Loganberries. In: JANICK, J. MOORE, J.N. Ed. **Fruit breeding** (vol. II): vine and small fruit crops. New York: John Wiley & Sons. 1996. p.1-107.

GALOPIN, G.; BILLOTTE, M. A new perspective on vegetative propagation by mother microplant culture in *Vaccinium corymbosum*. **Acta Horticulturae** (ISHS) v. 715, p.389-396, 2006.

GIONGO L., BERGAMINI A. Breeding objectives for raspberry and highbush blueberry worldwide. **Rivista di Frutticoltura e di Ortofloricoltura**, Instituto Agrario, San Michele, Italy, v. 65, n. 11, p. 39-44, 2003.

GRUSZYNSKI, C.; ANGHINONI, I.; MEURER, E. J.; KÄMPF, A.N. Misturas de casca de tungue e casca de arroz carbonizada no enraizamento de crisântemo 'golden polaris' sob método de transpiração. **Revista Brasileira de Horticultura Ornamental**. V.9, Nº 1 , 2003. p. 63

GOUGH, R.E. 1994. The highbush blueberry and its management. Haworth Press, Inc., NY.

HANSON, E.; HANCOCK, J. Managing the Nutrition of Highbush Blueberries. **In:** ARANDANOS – PRODUCCION EN ARGENTINA. Buenos Aires: FAUBA,2003. CD-ROM.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F.T.; GENEVE, R.L. **Plant propagation: principles and practices**. 7. ed. New Jersey: Prentice – Hall, 2002, 880 p.

HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A.; GONÇALVES, A.N. **Propagação vegetativa de Eucalyptus: princípios básicos e a sua evolução no Brasil**. Piracicaba: ESALQ/USP, 2000. 11 P. (Circular Técnica IPEF, 192).

HOFFMANN, A. Propagação de mirtilo (*Vaccinium ashei* Reade) através de estacas. Pelotas, 1994. 94p. **Dissertação** (Mestrado em Agronomia). Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel/Universidade Federal de Pelotas.

HOFFMANN, A.; FACHINELLO, J. C.; SANTOS, A. M. Enraizamento de estacas de duas cultivares de mirtilo (*Vaccinium ashei* Reade) em diferentes substratos. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v.10, n.1, p. 7-11, 1995.

HOFFMANN, A. MIRTILO. **Aspectos gerais da cultura**. Acesso em 06 de junho de 2009. Online. Disponível na internet: <http://www.cnpv.embrapa.br/unidade/rh/pesquisadores.html#Hoffmann>.

KALT, W.; JOSEPH, J.A.; HALE, B.S. Blueberry and human health: a review of current reseach. **Journal of American Pomological Society**, Urbana, v.61, n.3, p.151-160. 2007.

LYRENE, P.M.; BALLINGTON, J.R. Varieties and their characteristics. In: CHILDERS, N.F.; LYRENE, P.M. **Blueberries for growers, gardeners, promoters**. Florida: E.O.Painter Printing Company, 2006. p. 26-37.

MAINLAND, C.M. Propagation and planting. In: ECK, P.; CHILDERS, N.F. **Blueberry culture**. New Brunswick: Rutgers University Press, 1966, p.111-131.

MAINLAND, C.M. **Propagation of blueberries**. In: CHILDERS, N.F.; LYRENE, P.M. **Blueberries for growers, gardeners, promoters**. Florida: E.O.Painter Printing Company, 2006. p. 75-84.

MALAVOLTA, E.; VITTI, G.C.; OLIVEIRA, S.A. de. **Avaliação do estado nutricional das plantas: princípios e aplicações**. Piracicaba: Associação Brasileira para Pesquisa da Potassa e do Fosfato, 1989. 201p.

MARSCHNER, H. **Mineral Nutrition of Higher Plants**. 2nd edn. Academic press Inc., San Diego, CA, USA, 1995, 902 p.

MASSAGUER, A.; SANCHES, A; CADAHÍA, C. Estúdio comparativo de la determinación de macroelementos em los sustratos de cultivo. **Acta Horticulturae – i jornada de Substratos**, Espanha, 1992. n. 11, p.49-54, 1992.

MAZUR, N.; SANTOS, G.A. & VELLOSO, A.C.X. **Efeito do composto de resíduo urbano na disponibilidade de fósforo em solo ácido**. *Revista Brasileira Ciência do Solo*, 7:153-156, 1983.

MENDONÇA, V.; RAMOS, J. D.; ARAÚJO NETO, S. E. de; PIO, R.; GONTIJO, T. C. A.; JUNQUEIRA, K. P. Substratos e quebra de dormência na formação do porta enxerto de graviola cv. RBR. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 49, n. 286, p. 657-668, 2002.

MENEZES JUNIOR, F. O. G.; FERNANDES, H. S. Efeitos de substratos formulados com esterco de curral e substratos comerciais na produção de mudas de alface. **Revista Científica Rural**, Bagé, v. 4, n. 2, p. 15-23, 1999.

MILLER, S.; RAWNSLEY, E.; GEORGE, J.; PATEL, N. A comparison of blueberry propagation techniques used in New Zealand. **Acta Horticulturae** (ISHS) v. 715, p.397-401, 2006 a.

MILLER, S.A.; PATEL, N.; MULLER, A.; EDWARDS, C.M.; SOLOMONA, S.T. A Comparison of Organic and Conventional Nutrient Management Protocols for Young Blueberry Nursery Stock. **Acta Horticulturae** (ISHS) v. 715, p.427-432, 2006 b.

MILNER, L. Fertirrigação para plantas em recipientes. In: FÓRUM LATINO AMERICANO DE PLANTAS ORNAMENTAIS, 2., Nova Petrópolis. **Livro de resumos**. Nova Petrópolis, 2005. p. 19-20.

NAEVE, L. **Sphagnum Peat Moss Improves Poor Soils**. Acesso em 06 de junho de 2009. Online. Disponível na internet: <http://www.extension.iastate.edu/newsrel/2003/apr03/apr0304.html>.

NOVAIS, R.F. & SMYTH, T.J. Fósforo em solo e planta em condições tropicais. Viçosa, Universidade Federal de Viçosa, 1999. 399p.

ONO, E. O., RODRIGUES, J. D., RODRIGUES, S. D. Interações entre auxinas e boro no enraizamento de estacas de camélia. **Revista Brasileira de Fisiologia Vegetal**, v.4, n.2, p.107-112, 1992.

PAGOT, E.; HOFFMANN, A. Produção de pequenas frutas no Brasil. In: SEMINÁRIO BRASILEIRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS, 2003, Vacaria, RS. **Anais...** Bento Gonçalves: Embrapa Uva e Vinho, 2003. p. 9-17. (Documentos 37).

PAGOT, E. **Cultivo de pequenas frutas: amora-preta, framboesa e mirtilo**. Porto Alegre: EMATER/RS-ASCAR. 2006. 41p.

PAVEZ, E.R. **Efecto de la micorrización en plantas de arándanos (*Vaccinium corymboum* L.) variedad O'Neal a nível de veveiro**. 2006. 53 p. Magíter em Producción Agroambiental. Escuela de Agronomía – Pontificia Univeridad Católica de Valparaíso, Chile. 2006.

PEDROTTI, E. L.; VOLTOLINI, J. A. Enraizamento *ex vitro* e aclimatização do portaenxerto de macieira m.9. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.23, n.2, Jaboticabal, 2001.

PILLER, G.; FUKUSHIMA, M. BROOM, F. IWAHORI, S A carbon based model of adventitious root formation: Examples from blueberry propagation. **Acta Horticulturae**, v.574, p.393-399, 2002.

PIO, R.; ARAÚJO, J.P.C.de; BASTOS, D.C.; ALVES, A.S.R.; ENTELMANN, F.A.; SCARPARE FILHO, J.A.; MOURÃO FILHO, F. de A.M. Substratos no enraizamento de estacas herbáceas de figueira oriundas da desbrota. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 29, n. 3, p. 604-609, maio/jun., 2005

POPOWICH, E.A.; FILIPENYA, V.L. Effect of exogenous cytokinin on viability of *Vaccinium corymbosum* explants *in vitro*. **Russian Journal of Plant Physiology**, New York, v.44, n.1, p. 104-107, 1997.

POMPELLI, F. M.; GUERRA, M. P. Enraizamento *in vitro* e *ex vitro* de *Dyckia distachya* Hassler, sob diferentes concentrações de AIB, **Floresta e Ambiente**, v.12, n.2, p. 42 – 49, 2006.

QUADROS. K.M.de. **Propagação vegetativa de erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire – Aquifoliaceae)**. 2009. 69 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2009.

RASEIRA, M.C.B. Descrição da planta, melhoramento genético e cultivares. In: RASEIRA, M.C.B.; ANTUNES, L.E.C. **Cultivo do Mirtilo (*Vaccinium* spp)**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, p. 21-43, 2006. (Embrapa clima temperado. Sistemas de Produção, 8).

RISTOW, N.C.; ANTUNES, L.E.C.; SHUCH, M.W; TREVISAN, R.; CARPENEDO, S. Crescimento de plantas de mirtilo a partir de mudas micropropagadas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 31, p. 210-215, 2009.

RIVIÈRE, A.; CARON, J. Research in substrates: state of the art and need for the coming 10 years. **Acta Horticulturae**, v. 548, p. 29-37, 2001.

SANTOS, A. M. dos. Situação e Perspectivas do Mirtilo no Brasil. In: 1º Encontro de Pequenas Frutas e Frutas Nativas, 1, 2004, Pelotas. **Anais**. Pelotas: Embrapa, 2004, p. 281.

SANTOS, A.M.; RASEIRA, M.C.B. **A cultura do mirtilo**. Pelotas: Embrapa Clima temperado, 2002. 30p.

SANTOS, A. M. Pequenas frutas: Novas alternativas de diversificação com fruticultura em pequenas propriedades. In: ENFRUTE – ENCONTRO NACIONAL SOBRE FRUTICULTURA DE CLIMA TEMPERADO, 4, Fraiburgo (SC). **Anais**. P. 1-14. 2003.

SANTOS, A.M. Situação e perspectivas do mirtilo no Brasil. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO, 2., E ENCONTRO DE PEQUENAS FRUTAS E FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 1. **Palestras ...** p.282-285. 2004.

SCHUCH, M. W.; ERIG, A. C. Micropropagação de plantas frutíferas. In: FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de plantas frutíferas**. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 221 p.

SCHUCH, M.W.; DAMIANI, C.R.; ERIG, A.C. Avanços na propagação vegetativa de mirtilo. In: IX ENFRUTE – Encontro nacional sobre fruticultura de clima temperado, 9., 2006, Fraiburgo. **Anais...** Caçador: Epagri, vol. 1 (Palestras), 2006. p.37-43.

SCHUCH, M. W. et al. AIB e substrato na produção de mudas de mirtilo cv. Climax através de microestaquia. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 37, n. 5, p. 1446-1449, 2007.

SCZEPANSKI, P.H.G. Propagação in vitro do porta-enxerto de ameixeira Mirabolano (*Prunus cerasifera* Ehrh.). 2001. 77 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Faculdade de Agronomia “Eliseu Maciel”, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2001.

SHELTON, L.L.; MOORE, J.N. Highbush blueberry propagation under southern U.S. climatic conditions. **HortScience**, Alexandria, v.16, n.3, p.320-321, 1981.

SILVA, R. P. da.; PEIXOTO, J. R.; JUNQUEIRA, N. T. V. Influência de diversos substratos no desenvolvimento de mudas de maracujazeiro azedo (*Passiflora edulis* Sims f. *flavicarpa* DEG). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v.23, n.2, p.377-381, ago. 2001.

SOUZA, F.X. de; LIMA, R.N. de. Enraizamento de estacas de diferentes matrizes de cajazeira tratadas com ácido indolbutírico **Revista Ciência Agronômica**, Vol. 36, No 2, maio - ago., 2005: 189 - 194

STARAST, M.; KOLJALG, U.; KARP, K.; VOOL, E.; NOORMETS, M.; PAAL, T. Mycorrhizal colonization of half-high blueberry cultivars influenced by cultural practices . **Acta Horticultural**, (ISHS) v.715, p.449-454, 2006.

STRIK, B. Chronica Horticulturae. In: **Blueberry: An expanding world berry crop**. Belgium, v.45, n.1, p. 7-12, 2005.

STRIK, B.C.; CLARK, J.R.; FINN, C.E.; BANADOS, M.P. Worldwide Blackberry Production. **Hortecchnology**. Alexandria, v.17, n. 2, April–June, p. 205-213, 2007.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Plant physiology**. 4th ed. Sunderland: Sinauer Associates, 2006. 705 p.

TELLES, C. A.; BIASI L. A. Enraizamento *In Vitro* e aclimatização em casa de vegetação do caquizeiro (*Diospyrus kaky* L.). **Revista Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v.29, n.2, p.481-484, 2005.

TITON, M. **Propagação clonal de *Eucalyptus grandis* por miniestaquia e microestaquia**. 2001. 65 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, 2001.

TITON, M.; XAVIER, A.; OTONI, W. C. Dinâmica do Enraizamento de Microestacas e Miniestacas de Clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 26, n. 6, p. 665 - 673, 2002.

TITON, M.; XAVIER, A.; REIS, G. G. DOS; OTONI, W. C. Eficiência das minicepas e microcepas na produção de propágulos de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 27, n. 5, p. 619-625, 2003.

TREHANE, J. **Blueberries, cranberries and other vacciniums**. Cambridge: Timber Press, 2004. 256p.

TREVISAN, R.; FRANZON, R.C.; NETO, R.F.; GONÇALVES, R. da S.; GONÇALVES, E.D.; ANTUNES, L.E.C. Enraizamento de estacas herbáceas de mirtilo: Influência da lesão na base e do ácido indolbutírico. **Ciência Agrotecnologia**, Lavras, v.32, n.2, p. 402-406, 2008.

WALLER, P.L.; WILSON, F.N. Evaluation of growing media for consumer use. **Acta Horticulturae**, Wagening, n.150, p.51-58, 1984.

WANG, S.Y.; LIN, H.-S. Antioxidant activity in fruits and leaves of blackberry, raspberry, and strawberry varies with cultivar and developmental stage. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 48, n. 2, p. 140-146, 2000.

WENDLING, I.; XAVIER, A.; GOMES, J.M.; PIRES, I. E.; ANDRADE, H.B. Propagação clonal de híbridos de *Eucalyptus* spp. por miniestaquia. **Revista Árvore**, v.24, n.2, p.181-186, 2000a.

WENDLING, I., XAVIER, A., GOMES, J. M., PIRES, I. E., ANDRADE, H.B. Efeito do regulador de crescimento AIB na propagação de clones de *Eucalyptus* spp. por miniestaquia. **Revista Árvore**, v. 24, n.2, p.187-192, 2000b.

WENDLING, I.; XAVIER, A. Gradiente de maturação e rejuvenescimento aplicado em espécies florestais. **Floresta e Ambiente**, Viçosa, v. 8, n. 1, p. 187-194, 2001.

WENDLING, I.; XAVIER, A. Influência do ácido indolbutírico e da miniestaquia seriada no enraizamento e vigor de miniestacas de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 6, p. 921-930, 2005.

WILLIAMSON, J.; KREWER, G.; PAVLIS, G.; MAINLAND, C.M. Blueberry soil management, nutrition and irrigation. In: CHILDERS, N.F.; LYRENE, P.M. **Blueberries for growers, gardeners, promoters**. Florida: E.O.Painter Printing Company, 2006. p. 60-74.

WILSON, C. G. S. Tomato production in bark substrates. **Acta Horticulturae**. Wageningen, v. 150, p.271-276, 1983.

WILSON, P.J. The concept of a limiting rooting morphogen in woody stem cuttings. **Journal of Horticultural Science**, v. 9, n. 4, p. 391-400, 1994.

VALLE, C.F. Enraizamento de estacas de *Eucalyptus* sp. **Boletim Informativo IPEF**, v.6, n. 16, p. 1-5, 1978.

VAN DEN HEEDÉ; LECOURT, M. **El estaquillado**: guía practica de multiplicación de las plantas. Madrid Mundi-Prensa, 1989. 171p.

VERDONCK, O.; DE VLEESCHAUWER D.; DE BOODT, M. The influence of the substrate to plant growth. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 126, p.251-258, 1981.

XAVIER, A.; COMÉRIO, J. Microestaquia: uma maximização da micropropagação de *Eucalyptus*. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 20, n. 1, p. 9-16, 1996.

XAVIER, A., COMÉRIO, J., IANNELLI, C. M. Eficiência da microestaquia e da micropropagação na clonagem de *Eucalyptus* spp. In: IUFRO CONFERENCE ON SILVICULTURE AND IMPROVEMENT OF EUCALYPTS, 1997, Salvador. **Proceedings...** Colombo, PR: EMBRAPA, 1997. v. 4, p. 40-45.

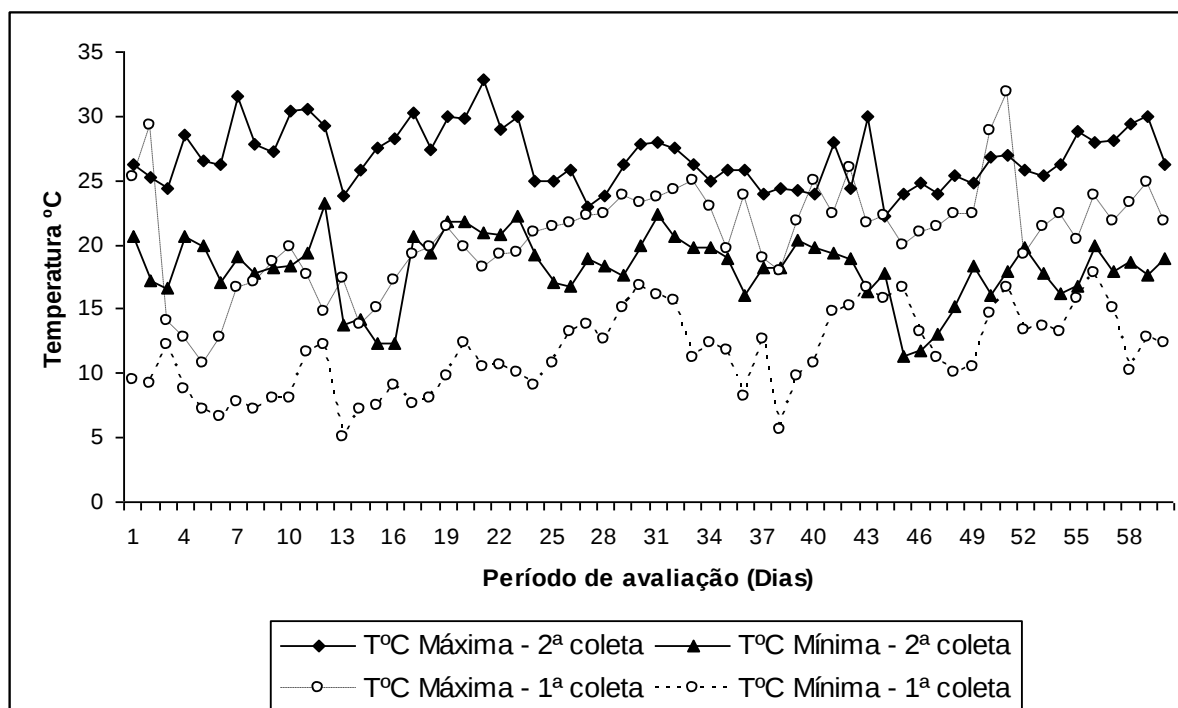
XAVIER, A.; WENDLIG, I. **Miniestaquia na clonagem de Eucalyptus**. Viçosa-MG: SIF, 1998. 10 p. (Informativo Técnico SIF, 11).

XAVIER, A. **Silvicultura clonal I**: princípios e técnicas de propagação vegetativa. Viçosa:UFV, 2002. 64p. (Caderno Didático, 92).

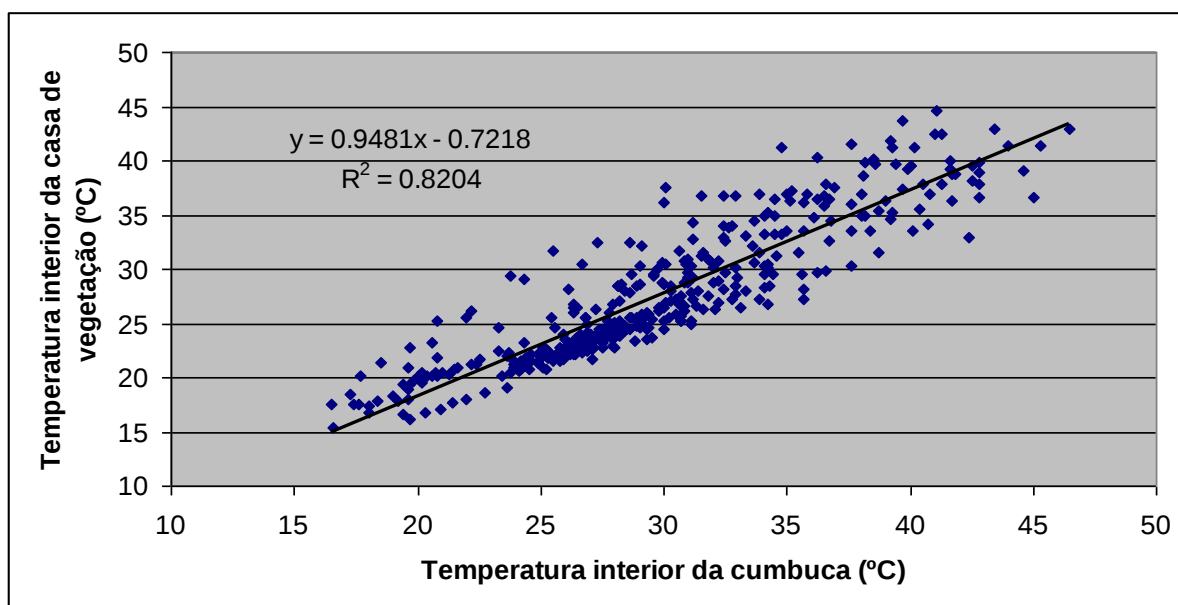
XAVIER, A.; SANTOS, G. A. DOS; WENDLING, I.; E OLIVEIRA, M. L. de. Propagação vegetativa de cedro-rosa por miniestaquia. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v.27, n.2, p.139-143, 2003.

ZITO, C.M. Producción de arándanos en Sudamérica. In: SIMPOSIO NACIONAL DO MORANGO, 3, ENCONTRO DE PESQUENAS FRUTAS E FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 2. (Ed.) ANTUNES, L.E.C. & RASEIRA, M. DO C.B. **Palestras...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2006, p. 97-100. (Embrapa Clima Temperado. Documentos, 171).

APÊNDICES



APÊNDICE A: Representação gráfica das médias de temperatura máxima e mínima, diárias, durante os dois períodos de avaliações. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS, 2009.



APÊNDICE B: Relação entre temperatura do interior da caixa plástica (Cº) e interior da casa de vegetação (Cº), durante 20 dias do segundo período de avaliação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas, RS, 2009.

APÊNDICE C

Apêndice 1: Resumo do quadro análise de variância da porcentagem de enraizamento e formação de calo de mirtilheiro cultivar Georgiagem, sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Enraizamento		Formação de calo	
		QM	Prob. > F	QM	Prob. > F
Substrato	6	0.248662	0.0001	0.158570	0.0020
Resíduo	21	0.029981		0.030421	
Total	27				

Apêndice 2: Resumo do quadro análise de variância da porcentagem de microestacas brotadas e comprimento médio da maior brotação do mirtilheiro cultivar Georgiagem sob o efeito de diferentes substratos. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Microestacas brotadas		Comprimento brotação	
		QM	Prob. > F	QM	Prob. > F
Substrato	6	0.082640	0.0207	1.461299	0.0117
Resíduo	21	0.025538		0.396423	
Total	27				

APÊNDICE D

Apêndice 3: Resumo do quadro análise de variância da porcentagem de enraizamento e formação de calo de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, em duas épocas de coletas de microestacas e diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Enraizamento		Formação de calo	
		QM	Prob. > F	QM	Prob. > F
Cultivar (1)	2	0.038533	0.1519	0.155852	0.0004
AIB (2)	1	0.158700	0.0070	0.111169	0.0125
Época (3)	1	0.172800	0.0051	0.196352	0.0013
1 x 2	2	0.000075	0.9961	0.000244	0.9850
1 x 3	2	0.002575	0.8761	0.021040	0.2830
2 x 3	1	0.001200	0.8050	0.005002	0.5806
1 x 2 x 3	2	0.024025	0.3018	0.048015	0.0632
Resíduo	36	0.019393		0.016088	
Total	47				

Apêndice 4: Resumo do quadro análise de variância da porcentagem de microestacas brotadas de mirtilheiro cultivares Misty, O'Neal e Georgiagem, mantidas em micro-ambiente úmido em casa de vegetação, após 60 dias após microestaquia. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Quadrado Médio	Prob. > F
Cultivar (1)	2	0.147100	0.0012
AIB (2)	1	0.012352	0.4144
Época (3)	1	0.019602	0.3052
1 x 2	2	0.007233	0.6737
1 x 3	2	0.136133	0.0019
2 x 3	1	0.018019	0.3253
1 x 2 x 3	2	0.004300	0.7899
Resíduo	36	0.018115	
Total	47		

APÊNDICE E

Apêndice 5: Resumo do quadro análise de variância da sobrevivência e altura (cm) das mudas de mirtilheiro cultivares O'Neal e Georgiagem, aos 90 dias de aclimação. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Sobrevivência		Altura (cm) aos 90 dias	
		QM	Prob. > F	QM	Prob. > F
Cultivar (1)	1	0.001056	0.8511	0.051756	0.8652
Adubação (2)	1	0.031506	0.3156	25.882656	0.0022
1 x 2	2	0.001056	0.8511	0.063756	0.8505
Resíduo	12	0.028727		1.719677	
Total	15				

APÊNDICE F

Apêndice 6: Resumo do quadro análise de variância da porcentagem de enraizamento e formação de calo de microestacas de mirtilheiro cultivar Clímax, tratadas com diferentes concentrações de AIB. Embrapa Clima Temperado, Pelotas - RS, 2009.

Causas da variação	GL	Enraizamento		Formação de calo	
		QM	Prob. > F	QM	Prob. > F
AIB	3	0.287742	0.0005	0.043817	0.2666
Resíduo	12	0.023296		0.029371	
Total	15				