

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

AVANÇOS NA PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE
Eugenia uniflora e Plinia peruviana

Daiane Silva Lattuada
Engenheira Agrônoma (UFRGS)
Mestre Fitotecnia (UFRGS)

Tese apresentada como um dos requisitos
à obtenção do Grau de Doutor em Fitotecnia
Ênfase Horticultura

Porto Alegre (RS), Brasil
Abril de 2014

CIP - Catalogação na Publicação

Silva Lattuada, Daiane
Avanços na propagação vegetativa de Eugenia
uniflora e Plinia peruviana / Daiane Silva Lattuada.
-- 2014.
113 f.

Orientador: Paulo Vitor Dutra de Souza.

Tese (Doutorado) -- Universidade Federal do Rio
Grande do Sul, Faculdade de Agronomia, Programa de
Pós-Graduação em Fitotecnia, Porto Alegre, BR-RS, 2014.

1. Propagação assexuada. 2. Frutíferas nativas. 3.
Myrtaceae. I. Dutra de Souza, Paulo Vitor, orient.
II. Título.

DAIANE SILVA LATTUADA
Engenheira Agrônoma - UFRGS
Mestre em Fitotecnia - UFRGS

TESE

Submetida como parte dos requisitos
para obtenção do Grau de

DOUTOR EM FITOTECNIA

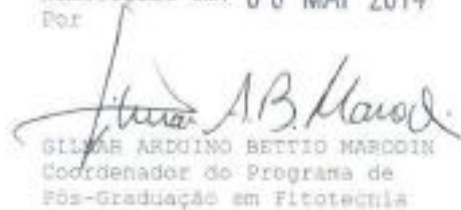
Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia
Faculdade de Agronomia
Universidade Federal do Rio Grande do Sul
Porto Alegre (RS), Brasil

Aprovado em: 30.04.2014
Pela Banca Examinadora



PAULO VITOR DUTRA DE SOUZA
Orientador - PPG Fitotecnia

Homologado em: 06 MAI 2014
Por




GILMAR ARDUINO BETTIO MASCIOM
Coordenador do Programa de
Pós-Graduação em Fitotecnia




CLAUDYRIS LEBEI FIOR
PPG Fitotecnia/UFRGS



GILMAR SCHAEFER
PPG Fitotecnia/UFRGS



ADILSON TONIETTO
FERES



PEDRO ALBERTO BELBACH
Diretor da Faculdade
de Agronomia

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por sempre estar ao meu lado e ter me auxiliado nos inúmeros momentos de dificuldade e superação, necessários para a realização deste sonho.

Ao Programa de Pós-graduação em Fitotecnia, da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pela oportunidade de realização deste trabalho e à CAPES pelo apoio financeiro. Ao professor Prof. Paulo Vitor Dutra de Souza, pelo apoio e orientação. Ao Dr. Angel Villegas pela acolhida no México e pelas importantes contribuições ao trabalho.

Aos meus pais Maria Nurimar (*in memoriam*) e Walter, meu irmão Daniel, minha cunhada Cléo e meus sobrinhos Pablo e Vinicius, pelo apoio e carinho para juntos alcançarmos esta conquista. Aos demais familiares agradeço a incansável torcida e carinho.

Aos colegas da Pós-graduação, em especial à Mônica, Sandra, Mateus, Felipe, Amanda, Marília, Maristela, Lucéia, Tiago, Tâmmila, Ana, Julio, Wagner, Fabrício e Petry, aos bolsistas DTI, Valdenir, Ane e Nicole, e aos de iniciação científica Gil, Marina e Taís pela colaboração e amizade ao longo desta caminhada. A todos que de uma forma ou de outra colaboraram na execução deste trabalho.

Obrigada

AVANÇOS NA PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE *Eugenia uniflora* e *Plinia peruviana*¹

Autora: Daiane Silva Lattuada

Orientador: Paulo Vitor Dutra de Souza

RESUMO

A pitangueira (*Eugenia uniflora*) e a jabuticabeira (*Plinia peruviana*) são espécies frutíferas que possuem potencial agrônomo, ornamental e fitoterápico, podendo também ser incluídas em projetos de revegetação de áreas degradadas. No Brasil, a maioria dos pomares dessas espécies é formado por mudas do tipo pé-franco, o que torna os plantios com baixa uniformidade genética. Métodos de propagação vegetativa, como a enxertia, a estaquia e a mini-estaquia são alternativas viáveis para propagação de diversas espécies frutíferas, podendo ser utilizados também com as espécies nativas proporcionando a formação de pomares com populações de plantas homogêneas, além de acelerar o processo de propagação. No entanto, na literatura têm se observado comportamentos distintos e divergentes para a propagação vegetativa destas espécies, havendo necessidade de estudos mais aprofundados que esclareçam todos os eventos envolvidos no processo. Neste contexto, conduziram-se três estudos visando a multiplicação da pitangueira e da jabuticabeira. No estudo um testou-se a enxertia lenhosa e herbácea com *seedlings*, como porta-enxertos, concentrando-se em um método para manter a umidade do enxerto. No estudo dois foram testados métodos de estaquia, concentrando-se em doses de auxina, tipo de estaca, época do ano e estado nutricional da planta matriz para promover o enraizamento. E no estudo três, conduziu-se um minijardim clonal, com níveis crescentes de nitrogênio na solução de fertirrigação. Os resultados obtidos indicam que a enxertia herbácea com *seedlings* de 60 dias, mantidos em câmara de nebulização intermitente garantem melhores percentuais de cicatrização do ponto de enxertia que a técnica convencional. Por outro lado, há a possibilidade de propagação por estaquia para pitangueira em junho e agosto e para jabuticabeira, somente em agosto, sem a necessidade de adição exógena de auxina, sendo os níveis endógenos nutricionais da planta matriz de grande influência no processo. Por fim a produção de estacas dessas espécies através do minijardim clonal parece ser uma técnica eficiente e rápida para produção em larga escala de mudas clonais. No entanto, ainda há necessidade de melhoria nos percentuais de enraizamento e cicatrização dos enxertos, além do acompanhamento do enraizamento das estacas obtidas no minijardim clonal.

¹ Tese de Doutorado em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brasil. (113p.) Abril, 2014.

ADVANCES ON VEGETATIVE PROPAGATION OF *Eugenia uniflora* AND *Plinia peruviana*¹

Author: Daiane Silva Lattuada

Advisor: Paulo Vitor Dutra de Souza

ABSTRACT

Surinam cherry tree (*Eugenia uniflora*) and jaboticaba tree (*Plinia peruviana*) are important fruit crops; they have ornamental and herbal medicine potential and can be included in projects of restoration of degraded areas. In Brazil, most of the orchards of these species are formed by the ungrafted seedling type, which makes the crops have low genetic uniformity. Methods of vegetative propagation such as grafting, cuttings and mini-cuttings are viable for propagation of several fruit and forest species, and they also may be used with the native species, thus providing the formation of orchards with homogeneous populations of plants, and also accelerating the process of propagation. However, in the literature, distinct and divergent behaviors for vegetative propagation of these species have been observed, thus requiring further studies to clarify all the events involved in the process. In this context, we conducted three studies to achieve multiplication of Surinam cherry tree and jaboticaba tree. The first study tested the woody and herbaceous grafting with seedlings as rootstocks, focusing on a method to maintain moisture graft. In study 2 we tested methods of cutting, focusing on doses of auxin, type of cutting, season and nutritional status of the mother plant to promote rooting. And in the study 3 we conducted a clonal minigarden of Surinam cherry tree and jaboticaba tree, with increasing levels of nitrogen in the fertigation solution. The results obtained indicate that herbaceous grafting with seedlings of 60 days kept in intermittent mist guarantees highest percentage of fixation than conventional technique. On the other hand, there is the possibility of propagation by cutting for Surinam cherry tree in June and August and for jaboticaba tree in August without the need for exogenous addition of auxin, and the nutritional levels of endogenous array are of great influence in the process. And finally, the production of cuttings of these species through clonal minigarden appears to be an efficient and quick technique for large-scale production of clonal plants. However, there is still need for improvement in the percentage of rooting and budding efficiency and for monitoring of the rooting of cuttings taken in clonal minigarden.

¹ Doctoral thesis in Agronomy, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, RS, Brazil. (113p.) April, 2014.

SUMÁRIO

	Página
1. INTRODUÇÃO.....	01
2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	04
2.1 Myrtaceae.....	04
2.1.1 Jaboticabeira (Plinia peruviana (Berg) Kau sel).....	05
2.1.2 Pitangueira (Eugenia uniflora L.).....	07
2.2 Métodos de Propagação vegetativa.....	10
2.2.1 Enxertia.....	11
2.2.2 Estaquia.....	13
2.2.3 Miniestaquia.....	17
2.2.4 Fatores que podem influenciar na propagação vegetativa..	20
2.2.4.1 Estado nutricional da planta matriz.....	20
2.2.4.2 Época do ano de coleta das estacas.....	25
2.2.4.3 Temperatura do ambiente.....	26
2.2.4.4 Umidade relativa do ar.....	27
2.2.4.5 Fitorreguladores.....	28
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	31
3.1 Enxertia.....	32
3.1.1 Enxertia lenhosa.....	32
3.1.2 Enxertia herbácea.....	34
3.1.2.1 Idade ontogênica do porta-enxerto.....	34
3.1.2.2 Métodos de proteção do enxerto na produção de mudas de pitangueira.....	36
3.2 Estaquia – metodologia geral.....	38
3.2.1 Influência da idade ontogênica dos ramos em estaquia de jaboticabeira e pitangueira	40
3.2.2 Estaquia herbácea de jaboticabeira e pitangueira nas diferentes épocas do ano sob diferentes doses de fitorregulador	41
3.3 Miniestaquia.....	43
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	47
4.1 Enxertia.....	47

	Página
4.1.1 Enxertia lenhosa.....	47
4.1.2 Enxertia herbácea.....	49
4.1.2.1 Idade ontogênica do porta-enxerto.....	49
4.1.2.2 Métodos de proteção do enxerto na produção de mudas de pitangueira.....	51
4.2 Estaquia.....	56
4.2.1 Influência da idade ontogênica em estacas de pitangueira e jabuticabeira.....	56
4.2.2 Estaquia herbácea de jabuticabeira e pitangueira nas diferentes épocas do ano sob diferentes doses de fitorregulador.....	59
4.3 Miniestaquia.....	82
5. CONCLUSÕES.....	92
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	94
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	96
8. APÊNDICES.....	113

RELAÇÃO DE TABELAS

	Página
1. Teores dos macro e micronutrientes considerados adequados, acima e abaixo dos adequados e deficientes nas brotações de <i>Eucalyptus</i> com idade entre 7 e 14 dias, em condição de minijardim clonal.....	24
2. Análise nutricional de folhas das plantas matrizes para enxertia de pitangueira (<i>Eugenia uniflora</i>). Porto Alegre, 2014.....	38
3. Datas de instalação e encerramento dos experimentos de estaquia. Porto Alegre, 2014.....	39
4. Temperatura média em Porto Alegre (°C) e na câmara de nebulização (°C) e umidade média (%) na câmara de nebulização nos meses de duração de cada experimento. (Porto Alegre, 2014).....	43
5. Percentual de sobrevivência, de enxertos com brotação e comprimento médio das brotações e percentual de plantas com brotações no porta-enxerto de pitangueiras enxertadas em plântulas com 30 ou 60 dias após a germinação (Janeiro, 2013).....	50
6. Sobrevivência relativa, aos 30, 45 e 109 dias após a enxertia herbácea de pitangueira conduzidas em câmara de nebulização ou com saco plástico transparente. Porto Alegre, 2014.....	51
7. Sobrevivência relativa, retenção e emissão de folhas (número de folhas por estaca) de estacas de pitangueira (<i>Eugenia uniflora</i>) e jabuticabeira (<i>Plinia peruviana</i>). Porto Alegre, 2014.....	57
8. Calogênese e enraizamento relativo, número de raízes por estaca e comprimento médio das raízes (cm) de estacas de pitangueira (<i>Eugenia uniflora</i>) e jabuticabeira (<i>Plinia peruviana</i>). Porto Alegre, 2014.....	57
9. Número relativo e absoluto de raízes por estaca, comprimento de raízes, calogênese relativa e número de folhas retidas e emitidas em estacas herbáceas pitangueira, nos experimentos identificados pela data de início (16/12/2011; 15/06/2012; 03/04/2013 e 22/08/2013). Porto Alegre, 2014.....	61

10. Número relativo e absoluto de raízes por estaca, comprimento de raízes, calogênese relativa e número de folhas retidas e emitidas em estacas herbáceas jabuticabeira, nos experimentos identificados pela data de início (16/12/2011; 15/06/2012; 03/04/2013 e 22/08/2013). Porto Alegre, 2014.....	62
11. Enraizamento relativo de jabuticabeira e pitangueira nas diferentes doses de ácido indolbutírico (AIB) e datas de instalação do experimento. Porto Alegre, 2014.....	70
12. Análise nutricional de folhas das plantas matrizes utilizadas no experimento de estaquia herbácea de pitangueira (<i>Eugenia uniflora</i>) e jabuticabeira (<i>Plinia peruviana</i>), em três datas estudadas. Porto Alegre, 2014.	71
13. Coeficientes de correlação de <i>Pearson</i> entre o teor dos nutrientes presentes na planta matriz, a temperatura (°C) média e a umidade (%) na câmara de nebulização no período de duração do experimento com a rizogênese, número e comprimento de raízes por estacas, em de pitangueira. (Porto Alegre, 2014).....	72
14. Coeficientes de correlação de <i>Pearson</i> entre o teor dos nutrientes presentes na planta matriz, a temperatura (°C) média e a umidade (%) na câmara de nebulização no período de duração do experimento com a rizogênese, número e comprimento de raízes por estacas, em jabuticabeira. (Porto Alegre, 2014).....	74
15. Enraizamento, calogênese e retenção de folhas relativos, emissão de folhas (número de folhas/ miniestaca), número de raízes por miniestacas (média) e comprimento médio de raízes em miniestacas de jabuticabeira e pitangueira 42 dias após a primeira coleta em minijardim clonal. Porto Alegre (2014).....	88

RELAÇÃO DE FIGURAS

Página

1. Método de enxertia de fenda cheia lenhosa executado em jabuticabeira (*Plinia peruviana*) e pitangueira (*Eugenia uniflora*), a) porta-enxerto e enxerto posicionados para cicatrização, b) envolvimento do ponto de enxertia com filme plástico e c) ponto de enxertia protegido com saco plástico transparente para manutenção da umidade. Porto Alegre, 2012.. 33
2. Plântulas recém enxertadas de pitangueira, a) mantidas com saco de polietileno transparente e b) em câmara de nebulização. Porto Alegre, 2014..... 36
3. Estacas herbáceas (esquerda) e estacas semi-lenhosas (direita) de a) pitangueira (*Eugenia uniflora*) e b) jabuticabeira (*Plinia peruviana*) utilizadas no experimento de influência da idade ontogênica na estaquia. (Porto Alegre, 2014)..... 40
4. a) Muda de jabuticabeira (*Plinia peruviana*), após enxertia por garfagem em fenda cheia, b) detalhe mostrando a fragilidade da cicatrização no ponto de enxertia. Porto Alegre, 2014..... 48
5. Número total de folhas emitidas durante 109 dias após a enxertia herbácea de enxertos que foram protegidos por saco de polietileno transparente ou mantidos em câmara de nebulização. Porto Alegre, 2014 54
6. Muda enxertada de pitangueira (*Eugenia uniflora*) com uma flor, aos 109 dias após a enxertia herbácea em *seedlings* de 60 dias, sob nebulização intermitente. Porto Alegre, 2014..... 55
7. Estacas semi-lenhosas e herbáceas de a)jabuticabeira (*Plinia peruviana*) e b) pitangueira (*Eugenia uniflora*). Porto Alegre, 2014..... 57
8. Número acumulado de miniestacas por minicepa de jabuticabeira coletadas ao longo do tempo, em função da adubação nitrogenada utilizada (Adubação A (10 g L⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação A (10 g L⁻¹ Kristalon + 7g Uréia). Porto Alegre, 2014..... 83

9.	Número acumulado de miniestacas por minicepa de pitangueira coletadas ao longo do tempo, em função da adubação nitrogenada utilizada (Adubação A (10 g L ⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L ⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação A (10 g L ⁻¹ Kristalon + 7g Uréia). Porto Alegre, 2014.....	84
10.	a) pH e b) condutividade elétrica ao longo do período de experimento de adubação do minijardim clonal de jabuticabeira, onde Adubação A (10 g L ⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L ⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação C (10 g L ⁻¹ Kristalon + 7g Uréia). Porto Alegre (2014).....	90
11.	a) pH e b) condutividade elétrica ao longo do período de experimento de adubação do minijardim clonal de pitangueira, onde Adubação A (10 g L ⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L ⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação A (10 g L ⁻¹ Kristalon + 7g Uréia). Porto Alegre (2014).	91

ABREVIATURAS

ANA	Ácido Naftaleno Acético
AIA	Ácido indolacético
AIB	Ácido Indol Butírico
CAC	Casca de arroz carbonizada
DHS	Departamento de Horticultura e Silvicultura da Faculdade de Agronomia/ UFRGS
PPM	Partes por milhão
UFRGS	Universidade Federal do Rio Grande do Sul

1 INTRODUÇÃO

A fruticultura brasileira baseia-se, majoritariamente, no cultivo de espécies exóticas, adaptadas ou melhoradas para as condições do país. Contudo com sua diversidade vegetal, o Brasil, possui várias espécies frutíferas autóctones sendo pouco exploradas e em muitos casos, desconhecidas, apesar de apresentarem potencial econômico (Degenhardt *et al.* 2007).

Vários são os fatores que envolvem a não domesticação destas espécies como: algumas não podem ser consumidas *in natura*; a maioria não tem vida de prateleira aceitável; muitas têm texturas e sabores exóticos e, muitas apresentam grande variabilidade, por serem propagadas por sementes. Trabalhos de seleção de genótipos e métodos de propagação vegetativa podem ajudar a resolver alguns destes problemas e contribuir para a inserção destas espécies na cadeia produtiva de frutas. Além disso, ainda há falta de pesquisa básica e aplicada e de empreendedores que invistam nessas culturas (Clement, 2006). Por outro lado, há atualmente, nos grandes centros comerciais, nichos de mercado ávidos por novidades, onde podem se inserir esses frutos. Contudo, a falta de conhecimento sobre estas frutíferas pela população em geral, e dos aspectos agrônômicos envolvidos nos processos de produção, têm dificultado a introdução destas espécies entre as cultivadas comercialmente.

Entre as famílias botânicas, Myrtaceae é a que mais tem despertado a atenção para a exploração comercial. Esta possui 131 gêneros e 4625 espécies (Stevens, 2012), sendo muitas espécies frutíferas. A família tem distribuição pantropical, possui frutíferas produtoras de frutos secos, com principal centro de radiação a Oceania e de frutos carnosos, com principal centro de radiação a América do Sul (Sobral, 2003).

Até o presente momento, a exploração de espécies desta família tem se dado pelo extrativismo, ou por pequenos pomares formados por mudas de pé-franco. Para a formação de um pomar comercial alguns fatores devem ser considerados, como a utilização de um método eficiente de propagação vegetativa para a obtenção de mudas, pois este pode propiciar maior uniformidade e qualidade ao pomar. Além disso há uma certa restrição para a propagação sexuada destas espécies, pois é curta a longevidade natural das sementes (aproximadamente 60 dias para pitangueira e jabuticabeira – Lorenzi, 1992), devido a recalcitrância das mesmas, com perda total de viabilidade em poucos meses. Isto implica em instabilidade na produção de mudas com pequeno período de semeadura e em desestabilização dos estoques em bancos de germoplasma (Sinicio *et al.*, 2013).

A propagação vegetativa tem por objetivo multiplicar plantas visando a manutenção das suas características agrônômicas, tais como qualidade de fruto e resistência a doenças, e com idênticas necessidades climáticas e de solo, nutricionais e de manejo, o que é de extrema importância na formação dos pomares economicamente rentáveis (Fachinello, 2005). Em fruticultura os

principais métodos de propagação vegetativa utilizados são a enxertia e a estaquia.

Embora na fruticultura comercial praticamente todas as cultivares plantadas são propagadas vegetativamente, quando se trata de nativas, um método eficiente de propagação é uma das principais dificuldades para que se possa iniciar o seu cultivo com sucesso. Mesmo para algumas espécies nativas para as quais já se conhece um método de propagação vegetativa eficiente, é necessário ampliar os estudos, de modo que a técnica possa ser difundida entre os viveiristas produtores de mudas.

A propagação vegetativa para a maioria das Myrtaceae apresenta dificuldades. Sugere-se que os fatores que possam estar influenciando negativamente estejam ligados à estrutura anatômica do caule, à sazonalidade e às condições nutricionais da matriz doadora de estacas/enxertos. Dessa forma, salienta-se a necessidade de intensificar esforços no sentido de conhecer aspectos que subsidiem a propagação comercial, como forma primordial de incentivar o cultivo de genótipos de interesse, à fim de viabilizar a exploração econômica e, ao mesmo tempo, contribuir com a preservação dessas espécies.

Portanto, no estudo atual, sugere-se o desenvolvimento de metodologias para a propagação vegetativa de *Eugenia uniflora* e *Plinia peruviana*, visando identificar os mecanismos envolvidos na enxertia e época do ano mais aconselhável para estaquia assim como a influência da condição nutricional da plantas matriz para este processo.

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Myrtaceae

A família Myrtaceae compreende aproximadamente 131 gêneros e 4625 espécies (Stevens, 2012). distribuídas principalmente nas regiões tropicais e subtropicais, com centros de diversidade na América tropical e Austrália, e poucas espécies ocorrem em regiões temperadas (Barroso, 1984). De acordo com Manica (2002), dentre todos os gêneros da família Myrtaceae que englobam espécies fruteiras, apenas quatro gêneros (*Myrciaria*, *Acca*, *Psidium*, e *Eugenia*) têm importância econômica. No gênero *Myrciaria* estão o camu-camu [*Myrciaria dubia* H. B. K. (McVough)] e as jabuticabeiras (*Myrciaria* spp.), sendo que são conhecidas como jabuticabeira mais de uma dezena de espécies nativas do centro Sul/Sudeste brasileiro. Entretanto, embora muitos autores ainda incluam as jabuticabeiras neste gênero, Sobral (1985) classifica-as no gênero *Plinia*. No gênero *Acca* encontra-se a feijoa (*Acca selowiana*), enquanto que no gênero *Psidium* estão agrupadas mais de 10 espécies, todas nativas das Américas (Manica, 2002). Já no gênero *Eugenia* muitas espécies são fornecedoras de frutos comestíveis, podendo-se citar *Eugenia involucrata* DC. (cereja-do-mato), *E. pyriformis* Cambess. (uvaia), *E. brasiliensis* Lam (grumixama) e *E. uniflora* L. (pitanga), que são apreciadas, tanto pelo homem como pela fauna silvestre (Pott &

Pott 1994, Marchiori & Sobral 1997, Lorenzi 1998). Jabuticabeira e Pitangueira são as espécies, entre as Myrtaceae, que atualmente apresentam maior potencial para exploração agrícola e são aquelas em que os estudos, quanto às características da espécie e métodos de cultivo, estão mais avançados.

2.1.1 Jabuticabeira [*Plinia peruviana* (Poir) Govaerts]

Sinonímia: Eugenia guapurium DC.; *Guapurium peruvianum* Poir.; *Eugenia rabeniana* Kiaersk.; *Guapurium fruticosum* Spreng.; *Myrcuaria guapurium* (DC.) O.Berg.; *Plinia trunciflora* (O.Berg) Kausel; *Myrciaria peruviana* (Poir.) Mattos. (Sobral, 2014)

A jabuticabeira (*Plinia peruviana*), espécie tipicamente brasileira, ocorre em vários centros como Argentina, Bolívia, Paraguai, Peru e Brasil, onde ocorre desde nos Estados Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Rio Grande do Sul e Santa Catarina Minas (Sobral *et al.*, 2014). Essa espécie foi tratada por Sobral *et al.* (2006) como *Plinia trunciflora* (O. Berg) Kausel.

O nome indígena é “iapoti’kaba” e significa frutos em botão (Donadio *et al.*, 2002). É uma árvore de até 15m de altura; a planta é glabra, com folhas opostas, lanceoladas ou ovado-lanceoladas; possui uma folhagem densa e perene (Sobral, 2003), podendo apresentar brotações nas cores palha, avermelhada ou verde-claro. Apresenta inflorescências em racemos caulinares, botões florais globosos e flores brancas (Sobral, 2003). Os frutos globosos com até 20mm de diâmetro com coloração “negra” (atropurpúrea) e brilhante quando maduros (Marchiori & Sobral, 1997; Sobral, 2003). São produzidos de outubro a dezembro (clímax) no sul e sudeste, mas, sob cultivo e manejos especiais de adubação, irrigação e podas, a fenologia reprodutiva varia grandemente e pode ocorrer mais de uma frutificação

anual. Podem ser destinados ao consumo *in natura* ou armazenados durante longo tempo a baixas temperaturas.

As flores de jabuticabeira são hermafroditas, com potencial para autopolinização; porém, o modo de reprodução da espécie é um aspecto ainda pouco estudado (Danner et al., 2011). Os mesmos autores, em estudo sobre o modo de reprodução e viabilidade de pólen de três espécies de jabuticabeira, descrevem que *Plinia trunciflora* e *Plinia jaboticaba* são autocompatíveis, porém os polinizadores podem aumentar a frutificação e, quanto à *Plinia cauliflora*, há a necessidade de agentes polinizadores para frutificar, pois esta espécie apresenta flores com maior distância estigma-anteras que as outras duas espécies, o que impede a autofecundação passiva.

A jabuticaba é um dos frutos nativos mais conhecidos e apreciados no Brasil. Especialmente na Região centro-sul, são tradicionalmente consumidos *in natura*, mas também são utilizados no fabrico de sucos, vinhos, sorvetes, geléias, doces, vinagres, xaropes, licores entre outros (Kinupp et al., 2011). Além do interesse pelo consumo dos frutos, existe o interesse da indústria farmacêutica e alimentícia, pois essa fruteira contém alto teor de óleos essenciais nas folhas (Apel et al., 2006) e antocianinas na casca do fruto (Teixeira et al., 2008). Segundo dados da CEASA-RS (Silva, 2014), as jabuticabas comercializadas no Rio Grande do Sul são provenientes, em maior volume respectivo, de Farroupilha, Feliz, Guaíba, Linha Nova, Nova Santa Rita, Porto Alegre e São Paulo. Ainda, dados dos últimos 16 anos indicam que em 1999 houve uma grande comercialização deste fruto, via CEASA-RS, atingindo até 24 toneladas. Contudo

no último ano (2013) foram comercializadas 5,16 toneladas com valores médios oscilando entre R\$ 2,59 e R\$ 5,62 por quilo.

Segundo Demattê (1997), a jabuticabeira também é muito apreciada para utilização como planta ornamental, por apresentar aspecto atraente, principalmente durante a floração. Além disso, a casca da jabuticaba apresenta elevados teores de antocianinas e flavonóides (Danner et al., 2008; Teixeira et al., 2008). Esses compostos apresentam atividades anticarcinogênicas (Hagiwara et al., 2001; Kapadia et al., 1997) e antioxidantes (Pietta, 2000; Wang et al., 2000), o que pode representar um forte apelo comercial para aumentar o consumo *in natura* desse fruto e sua utilização pela indústria alimentícia, de cosméticos e farmacêutica. Porém, um dos maiores problemas enfrentados para a expansão do cultivo de jabuticabeira é o alto custo das mudas, devido, principalmente, à dificuldade de multiplicá-las vegetativamente. Dessa forma, o principal método de produção de mudas de jabuticabeira ainda é por sementes, principalmente por ser difícil o enraizamento de estacas, conforme verificado por vários autores (Leonel et al., 1991; Duarte et al., 1997; Scarpate Filho et al., 1999; Casagrande Júnior. et al., 2000; Scarpate et al., 2002; Pereira et al., 2005). Tendo em vista a morosidade para a entrada em produção, que oscila de oito a quinze anos após o plantio da muda oriunda de sementes (Mattos, 1983), o uso de técnicas de propagação que antecipem o período reprodutivo poderá contribuir para a exploração econômica da jabuticabeira.

2.1.2 Pitangueira (*Eugenia uniflora* L.)

Sinonímia: *Eugenia arechavaletae* Herter.; *Eugenia brunnea* (O.Berg) Nied.; *Eugenia dasyblasta* (O.Berg) Nied.; *Eugenia decidua* Merr. *Eugenia diaphana*

Kiaersk.; *Eugenia fuscopunctata* Kiaersk.; *Eugenia gracilipes* Kiaersk.; *Eugenia michelii* Lam.; *Eugenia oblongifolia* (O.Berg) Nied.; *Eugenia strigosa* (O.Berg) Arechav.; *Eugenia zeylanica* Willd.; *Luma arechavaletae* (Herter) Herter; *Luma costata* (Cambess.) Herter.; *Luma dasyblasta* (O.Berg) Herter; *Luma strigosa* (O.Berg) Herter; *Myrtus brasiliana* L.; *Myrtus willdenowii* Spreng.; *Plinia pedunculata* L.f.; *Plinia petiolata* L.; *Plinia tetrapétala* L.; *Stenocalyx affinis* O.Berg; *Stenocalyx brunneus* O.Berg; *Stenocalyx costatus* (Cambess.) O.Berg; *Stenocalyx dasyblastus* O.Berg; *Stenocalyx glaber* O.Berg; *Stenocalyx grandifolius* O.Berg; *Stenocalyx impunctatus* O.Berg; *Stenocalyx lucidus* O.Berg; *Stenocalyx michelii* (Lam.) O.Berg; *Stenocalyx oblongifolius* O.Berg; *Stenocalyx strigosus* O.Berg; *Syzygium michelii* (Lam.) Duthie; *Stenocalyx uniflorus* (L.) Kausel (Sobral, 2014)

A pitangueira é uma importante representante do gênero *Eugenia* e é encontrada na Argentina, Paraguai, Uruguai e no Brasil, sendo neste distribuída da Bahia ao Rio Grande do Sul, ocorrendo em todas as formações vegetais deste Estado. Seu nome comum tem origem indígena, do tupi “pi’tãg”, que significa vermelho, em alusão à cor do fruto (Donadio et al., 2002).

Pitangueira é uma arvoreta, ou árvore, com altura variando de 3m a 12m, e sistema radicular profundo (Sanchoatene, 1989). O tronco é tortuoso, com diâmetro de até 40 cm, com manchas claras acinzentadas. A copa apresenta forma arredondada, com diâmetro de projeção variando de 3m a 5m, quando em cultivo isolado.

A pitangueira, assim como outras Myrtaceae, é uma espécie frutífera e ornamental, podendo ser incluída em projetos de revegetação de áreas degradadas (Reitz et al., 1988; Lorenzi, 1998; Marchiori & Sobral, 1997; Backes &

Irgang, 2002). Apresenta potencial para ser utilizada na medicina como antidiarréica, antitérmica, diurética e hipotensora (Sanhotene, 1989; Rotman, 1995). Possui óleo essencial que pode ser utilizado com ação digestiva, em cosméticos ou como acaricida. Os frutos, ricos em ferro ($0,2\text{mg } 100\text{g de polpa}^{-1}$), cálcio ($9\text{mg } 100\text{g de polpa}^{-1}$) e fósforo ($11\text{mg } 100\text{g de polpa}^{-1}$), são usados para fazer xarope, e as folhas, esmagadas, servem como repelentes contra insetos (Neves & Donato, 1989). As pitangas *in natura* são geralmente comercializadas em feiras próximas aos centros produtores, devido à alta perecibilidade dos frutos. Com isso dados dos volumes de comercialização e do valor comercializado são difíceis de serem obtidos. Segundo Silva (2014), pitanga não é comercializada na CEASA-RS, ou o é, em volume mínimo através de encomendas, não sendo registrada a sua entrada neste órgão.

O fruto ainda se destaca pelos elevados teores de vitamina A encontrados na polpa ($635\text{mg } /100\text{g de polpa}$) (Villachica et al., 1996 *apud* Franzão & Melo, 2005). De acordo com Beitune et al. (2003), a vitamina A, também chamada de retinol, possui inúmeras funções de grande importância para o ser humano, especialmente na visão, na reprodução e no sistema imunológico.

A pitangueira, assim como outras espécies da família Myrtaceae, apresenta elevadas concentrações de compostos fenólicos. Esses compostos possuem propriedades antioxidantes, que podem estar relacionadas com o retardamento do envelhecimento celular e a prevenção de algumas doenças (Wang et al., 1996; Velioglu et al., 1998). Lima et al, (2002) observaram que a pitanga roxa apresenta maiores teores de compostos fenólicos e carotenóides que a pitanga vermelha, e que esses concentram-se mais na casca do que na polpa do fruto maduro.

A pitangueira produz frutos, tanto por autopolinização, quanto por polinização cruzada, sendo que a autopolinização implica em diferenciação populacional entre pomares (Franzon, 2008). A espécie é caracterizada pela floração em massa, com uma grande produção de flores em curto espaço de tempo (Silva & Pinheiro, 2007). Esse padrão de floração é uma estratégia da planta para atrair polinizadores, já que a espécie é autocompatível, porém necessita de polinizadores para uma maior taxa de frutificação (Franzon, 2008).

A maioria dos pomares brasileiros de pitangueira é formado por mudas do tipo pé-franco, ou seja, resultantes da propagação por sementes. Mudas assim propagadas não são recomendadas para a formação de pomares comerciais, pois além de retardar o início da produção de frutos, desenvolvem plantas desuniformes, quanto ao crescimento, floração e frutificação dificultando as atividades de manejo da cultura, inclusive a própria colheita (Lira Júnior *et al.*, 2007). Considerando-se a expansão e o elevado potencial de cultivo agroindustrial da pitangueira, recomenda-se a substituição de pés-francos por mudas propagadas vegetativamente (Bezerra *et al.*, 2000).

2.2 Métodos de Propagação vegetativa:

Propagação assexuada, vegetativa ou agâmica, como pode ser chamada, é o processo de multiplicação que ocorre por mecanismos de divisão celular e diferenciação celular, por meio da regeneração de partes da planta-mãe, podendo ser realizada pelos mais diversos métodos, sendo os principais: estaquia e microestaquia, enxertia e microenxertia, uso de estruturas especializadas e mergulhia (Hoffmann *et al.*, 2005). Métodos de propagação vegetativa são alternativas para a produção de mudas com características idênticas à planta

matriz, permitindo a formação de pomares homogêneos quanto a produtividade, qualidade do fruto, precocidade e tolerância às pragas e doenças, além da antecipação do início da produção comercial, a partir da redução da fase juvenil da planta (Lira Júnior et al., 2007).

2.2.1 Enxertia

Um método de propagação vegetativa que é muito utilizado em fruteiras é a enxertia, no qual ocorre a combinação de características desejáveis de dois genótipos, o porta-enxerto e o enxerto (Hartmann et al., 2011). Entretanto, para que se tenha sucesso na enxertia, deve-se tomar alguns cuidados, tais como: época adequada de executá-la e características dos ramos a serem utilizados, métodos e técnicas a utilizar, e compatibilidade entre copa e porta-enxerto (Franzon, 2004).

Diferentes métodos de enxertia são conhecidos: a borbulhia, a garfagem e a encostia, existindo ainda variações destes três tipos.

A época de realização e os métodos de enxertia são fatores externos que afetam o sucesso da cicatrização dos enxertos. Normalmente, em espécies lenhosas caducifólias, como no caso das fruteiras de clima temperado, os melhores índices de cicatrização são obtidos quando a enxertia é realizada no período de repouso vegetativo (Hartmann et al., 2011; Fachinello et al., 2005).

Sampaio (1984) obteve até 85% de enxertos com brotações de *P. jaboticaba* 'Sabará', enxertada sobre a mesma espécie, utilizando método de enxertia por encostia, durante o outono-inverno. Para outras fruteiras da família Myrtaceae, Bezerra et al. (1999) e Bezerra et al. (2002), trabalhando com enxertia de pitangueira, obtiveram até 81,5% de enxertos com brotação, enquanto que

Sampaio (1983), testando a enxertia em uvaieira, obteve até 57% de enxertos com brotação. Dessa forma, observa-se que a enxertia apresenta resultados satisfatórios na formação de mudas de fruteiras de Myrtaceae, incluindo a jaboticabeira, o que pode proporcionar a obtenção de elevado número de mudas em viveiros comerciais. Porém, essa técnica é comumente recomendada de forma empírica e, tendo em vista a limitação em número de trabalhos na literatura, seu aprofundamento se torna muito importante.

Para pitangueira, Bezerra et al. (1999), indicam a garfagem no topo em fenda cheia e à inglesa simples como os métodos mais eficientes na propagação por enxertia desta espécie, com até 77,5% de cicatrização dos enxertos, em porta-enxertos de 9 meses de idade. A enxertia por borbulhia de placa em janela aberta, também pode ser adotada, com razoável sucesso segundo Bezerra et al. (2000), alcançando 56,7% de cicatrização do enxerto. Lattuada et al. (2010) ao adotarem a enxertia genérica e intergenérica (espécies pitangueira, grumixameira e cerejeira-do-mato) com material herbáceo, observaram até 60% de cicatrização na combinação pitangueira-pitangueira (porta-enxerto X copa). Não houve sucesso na combinação intergenérica.

Outra questão fundamental para o sucesso da técnica de enxertia está na manutenção da redução de trocas gasosas entre a planta e o ambiente, realizado tradicionalmente pelo envolvimento da planta enxertada por um saco de polietileno incolor. Segundo Koller (1984), o saco de polietileno, usado para cobrir o enxerto, tem a finalidade de conservar a umidade do ar, evitando a desidratação do garfo, sem impedir as trocas gasosas, importantes para a cicatrização do ponto de

enxertia. Outros materiais podem ser usados para a proteção do enxerto, como, por exemplo, parafilme.

O parafilme constitui-se num plástico especial, bastante flexível, maleável e biodegradável, não necessitando ser retirado (Jacomino et al., 2000), sendo este utilizado para envolver o ponto de enxertia.

2.2.2 Estaquia

Dentre as técnicas de propagação vegetativa, a estaquia vem sendo largamente utilizada na produção comercial de mudas, pois possibilita a produção de mudas de boa qualidade e em um espaço de tempo reduzido.

O processo de formação de raízes em estacas é influenciado por um grande número de fatores, que podem atuar isoladamente ou em conjunto. Dentre esses, destacam-se as condições fisiológicas da planta matriz (presença de carboidratos, substâncias nitrogenadas, aminoácidos, auxinas, exsudação de compostos fenólicos e a presença ou não de substâncias não identificadas como os co-fatores), a época, posição de coleta e diâmetro das estacas, a juvenilidade, o estiolamento, a presença de folhas e gemas, a idade da planta-matriz, e dos fatores do ambiente, como disponibilidade de água e nutrientes, luminosidade e substrato (Hartmann et al., 2011).

A indução do sistema radicial é provocada por auxinas que atuam em conjunto com carboidratos, compostos nitrogenados e vitaminas. A primeira auxina isolada foi o ácido indolacético (AIA), que juntamente com o ácido indol butírico (AIB) formam o grupo de auxinas mais conhecidas (Benincasa & Leite, 2004). Além da concentração endógena de auxina, outros fatores influenciam o enraizamento de estacas. A oxidação de compostos fenólicos, fenômeno

responsável pela liberação de exsudados tóxicos ao tecido da estaca, tem sido apontada como fator que reduz a capacidade de enraizamento. O controle das reações de oxidação desses compostos pode vir a favorecer a formação de raízes (Fachinello et al., 1995). Em algumas espécies, como as pertencentes a família das Mirtáceas, tal fenômeno é comumente observado, no ponto de corte, dificultando assim o enraizamento (Fachinello et al., 1995).

Esse entrave pode ser minimizado com o emprego de alguns reguladores vegetais, especificamente do grupo das auxinas (Ono et al., 1994; Zanette, 1995). Substâncias químicas, chamadas reguladores de crescimento, podem ser utilizadas, quando necessárias, com objetivo de aumentar a porcentagem de enraizamento, acelerar e aumentar a formação de raízes (Oliveira et al., 2001).

As auxinas sintéticas são as substâncias mais utilizadas para promover a formação do primórdio radicial em estacas de várias espécies, destacando-se o AIA (ácido indolacético), o ANA (ácido naftalenoacético), e o AIB (ácido indolbutírico) (Oliveira et al., 2001). Essas podem ser aplicadas através da embebição da base da estaca em solução de água e/ou outros solventes, bem como através de talcos onde são colocados os fitorreguladores ou pela mistura com sais potássicos solúveis em água além do uso de sprays (Hartmann et al., 2011). Esses mesmos autores citam a imersão da base, bem como a imersão total das estacas na solução, como métodos alternativos na aplicação de reguladores de crescimento.

O tempo de imersão da base das estacas depende da concentração das soluções utilizadas. Soluções diluídas (0 a 500mg L⁻¹) necessitam ficar em contato com a base das estacas por horas, enquanto nas soluções concentradas (>

500mg L⁻¹), o contato com a base das estacas deve ser de segundos (Couvillon, 1988).

O tipo de estaca e a estação do ano também são fatores que influenciam a formação de raízes adventícias e vários autores verificaram o efeito desses fatores como Ferreira et al. (2001) e Dutra et al. (2002). Com relação à idade das plantas matrizes, em geral, estacas provenientes de material vegetativo juvenil enraízam com maior facilidade. Quanto mais juvenis, mais rápida é a formação das raízes, melhor é a qualidade do sistema radicial formado e menor é a probabilidade de barreiras anatômicas que podem interferir negativamente para a formação de raízes adventícias (Hartmann et al., 2011). Em espécies de fácil enraizamento, as estacas podem ser colhidas em qualquer época do ano, enquanto para outras espécies o período de maior enraizamento coincide com a estação de repouso ou com a estação de crescimento (Paiva & Gomes, 1993).

Diferentes espécies pertencentes à Myrtaceae foram estudadas quanto ao enraizamento de estacas tratadas com AIB. Scarpare Filho et al. (1999) estudaram o enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira 'Sabará' (*Myrciaria jabuticaba* (Vell) Berg.) originadas de brotações novas, de plantas matrizes submetidas a poda drástica (a 1 metro do solo), e tratadas com zero, 1000, 2000, 4000 e 8000 mg L⁻¹ de AIB, concluindo que a obtenção de material ontogeneticamente mais jovem isoladamente não foi suficiente para formação de raízes, sendo que somente a associação das estacas com o regulador de crescimento (AIB) provocou o enraizamento (8,96% com 1000 mg L⁻¹, 12,98% com 2000 mg L⁻¹, 23,16% com 4000 mg L⁻¹ e 37,98% com 8000 mg L⁻¹). Já, Duarte et al. (1997), encontraram até 60% de enraizamento de *Myrciaria cauliflora*,

utilizando AIB e não realizando poda drástica sobre as plantas matrizes antes da retirada das estacas.

Coutinho et al. (1991), utilizando AIB em estacas semi-lenhosas de goiabeira serrana (*Acca sellowiana* Berg.), guabijuzeiro (*Myrcianthes pungens* Berg.), cerejeira-do-mato (*Eugenia involucrata*), pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) e araçazeiro amarelo (*Psidium cattleianum* Sab.), verificaram que estacas de guabijuzeiro, cerejeira do mato e pitangueira não enraizaram mesmo quando tratadas. Já as estacas de goiabeira serrana e araçazeiro amarelo apresentaram baixa porcentagem de enraizamento, tanto sem tratamento (3,00 a 0,66% respectivamente), como com tratamento com AIB (6,33% com 5.000 mg L⁻¹ a 2,66% com 1000 mg L⁻¹). Nachtigal et al. (1994) utilizaram 200, 300 e 400 mg L⁻¹ de AIB, além do tratamento controle com água destilada, em estacas semi-lenhosas de araçazeiro, obtendo maior percentual de enraizamento (69,6%) e maior peso de matéria seca de raízes (0,22g por estaca) com a concentração de 200 mg L⁻¹ desta auxina.

Lopes (2009), realizou estudo em casa de nebulização intermitente, com substrato casca de arroz carbonizada (CAC), onde testou o enraizamento em estacas semilenhosas (apical, mediana e basal) de três espécies do gênero *Eugenia*: grumixameira (*E. brasiliense*), cerejeira-do-mato (*E. involucrata*) e pitangueira (*E. uniflora*), utilizando diferentes doses de AIB (0, 1000, 2000 e 4000 ppm), Não observou enraizamento, independentemente da dose de AIB utilizada. Porém, as estacas da região apical de cerejeira-do-mato apresentaram 100% de sobrevivência, aos 122 dias de observação. A falta de resposta ao enraizamento de estacas semi-lenhosas de cerejeira-do-mato e de pitangueira tratadas com as

mesmas doses de AIB (0, 1000, 2000, 4000 ppm) também foi observado por Coutinho et al. (1991). Lopes (2009) destacou que a ausência de enraizamento pode estar relacionada a diversos fatores, dentre eles o tipo de estaca e a dose do regulador de crescimento utilizada, a liberação de compostos fenólicos que provocam a oxidação na região do corte da estaca, as condições inerentes ao ambiente da casa de vegetação, as peculiaridades genéticas do material em estudo com relação ao potencial destas em formar raízes, entre outros fatores que de alguma forma vem a influenciar na resposta das estacas ao enraizamento.

Por outro lado, Lattuada (2010), estudando a interação entre a idade da planta matriz, a pré-lavagem das estacas e doses de AIB visando a estaquia de pitangueira, obteve até 69,07% de enraizamento na interação plantas jovens e ausência de pré-lavagem, independentemente da dose de AIB utilizada. Duarte et al. (1997) obtiveram sucesso no enraizamento de estacas de jabuticabeiras, ao aplicarem 1000 ppm de AIB em estacas, onde mantiveram-se as folhas.

2.2.3 Miniestaquia

A miniestaquia pode ser considerada uma especialização da estaquia convencional. Basicamente consiste na utilização de brotações de plantas propagadas pelo processo de estaquia, ou mudas produzidas por sementes (Alfenas et al., 2004), dispensando o rejuvenescimento *in vitro* (Wendling et al., 2005). O desenvolvimento da técnica teve início na década de 90 para o gênero *Eucalyptus* (Higashi et al., 2000), devido às limitações impostas pelo cultivo *in vitro* (Wendling, 2002; Almeida et al., 2007).

Para o gênero *Eucalyptus*, também pertencente à família mirtácea, a propagação vegetativa é uma realidade que, em maior ou menor grau de

sofisticação, está presente nas empresas florestais que optaram pela silvicultura clonal (Souza Júnior et al., 2003). O uso dessa técnica é economicamente justificado quando não há a disponibilidade de genótipos de alta produtividade e/ou a oferta de sementes é insumo limitado. Nestas condições, um programa que utiliza a propagação vegetativa pode distribuir com maior rapidez e eficiência os resultados de programas de melhoramento genético, reduzindo, assim, seus custos finais (Fontes, 2008). Estes aspectos contribuem para ampliação da base silvicultural de espécies nativas com fins econômicos, recuperação de áreas e ecossistemas degradados (Carpanezzi, 2005), possibilitando também o resgate de genótipos adultos de interesse. Além disso, pode representar uma alternativa potencialmente viável para espécies lenhosas, cujo processo de estaquia convencional resulta em percentual de enraizamento variável e baixa qualidade na formação de raízes (Souza & Almado, 2002).

O processo de miniestaquia pode ser dividido em cinco fases: 1) a produção de brotos, primando pelos tratamentos culturais da minicepa, como a irrigação, a fertilização, o controle de doenças e pragas, da irradiação e da temperatura; 2) o enraizamento da miniestaca; 3) a aclimatização à sombra; 4) o crescimento das miniestacas; e 5) a rustificação em pleno sol (Alfenas et al., 2004). Os brotos são geralmente provenientes do enraizamento de estacas (Quadros, 2013). Inicialmente, faz-se a poda do ápice da planta selecionada, formando minicepas que, em intervalos variáveis, emite novas brotações que são coletadas e enraizadas em condições controladas de temperatura e umidade, formando uma nova muda (Xavier; Wendling, 1998; Alfenas et al., 2004). O conjunto de minicepas é chamado de minijardim clonal.

Para maior eficiência e padronização da produção de miniestacas por minicepa ao longo do ano, deve ser realizada a coleta das brotações de forma seletiva e continuada, garantindo assim um bom estado vegetativo e um sistema radicial ativo (Brondani et al., 2009).

Alguns estudos de propagação vegetativa com espécies de Myrtaceae têm sido desenvolvidos com resultados promissores para a multiplicação destas espécies (Duarte et al., 1997; Scarpore Filho et al., 1999; Pereira et al., 2005; Franzon, 2008; Lattuada et al., 2010). No entanto, ainda há necessidade de se desenvolver um sistema eficiente para produção em grande escala de mudas destas espécies, assim como o minimini-jardim clonal é para a propagação de espécies florestais.

Nos últimos 20 anos, os jardins clonais de espécies florestais tiveram uma evolução muito grande na forma, com a redução da área, aumento da produtividade e redução do tamanho da estaca (Higashi et al., 2002). Para maior eficiência deste, foram adotados sistemas de produção hidropônicos ou semi-hidropônicos, onde o manejo da nutrição mineral é fator fundamental para o sucesso do viveiro. Em sistemas de produção clonal de mudas a nutrição mineral pode influenciar o enraizamento de estacas de duas formas distintas: em decorrência do vigor vegetativo da planta matriz da qual se coletam as brotações (minicepa) e do próprio status nutricional do propágulo coletado (Xavier et al., 2009).

Quanto ao método de produção de miniestacas, cada minicepa sofre poda de seu ápice, mantendo-se aproximadamente 10 a 15 cm de altura a partir da zona do coleto e, no mínimo, um par de folhas. Este procedimento visa estimular a

formação de brotações pela quebra da dominância apical (Ferriani et al., 2010). Após intervalos entre 10 e 25 dias (variáveis de acordo com a época, clone, espécie e condições nutricionais, entre outras) as novas brotações (miniestacas) são coletadas e acondicionadas em substrato para o enraizamento (Wendling, 1999; Xavier & Santos, 2002). As miniestacas normalmente possuem dimensões que variam de 5 a 8 cm de comprimento, contendo de um a três pares de folhas, cortadas transversalmente, visando evitar o excesso de transpiração. O processo de enraizamento e de formação das mudas de miniestacas segue os mesmos procedimentos da técnica de estaquia, com a exceção da aplicação de regulador de crescimento ácido indolbutírico (AIB) na base das miniestacas, que é dispensada em muitos casos (Alfenas et al. 2004, Assis e Mafia 2007, Xavier et al. 2009).

2.2.4 Fatores que influenciam a propagação vegetativa

2.2.4.1 Estado nutricional da planta matriz

A formação de raízes adventícias decorre da interação de fatores existentes nos tecidos e da translocação de substâncias sintetizadas nas folhas e gemas em desenvolvimento, sendo que, dentre esses fatores, a composição mineral de uma planta é de fundamental importância, devido a influência no seu comportamento morfofisiológico (Nicoloso et al., 1999). Além disso, há relação significativa entre a nutrição mineral e o enraizamento (Malavasi, 1994). Contudo, pouco tem-se estudado quanto à caracterização dos efeitos de nutrientes específicos (devido a grande dificuldade de isolar e caracterizar os fatores que os controlam, pela complexidade e pela grande interação existente entre eles (Assis & Teixeira, 1998)

e também quanto a influência das condições nutricionais da planta matriz que possam contribuir para a rizogênese.

A nutrição mineral pode influenciar o enraizamento de estacas de duas formas distintas: em decorrência do vigor vegetativo da planta matriz da qual se coletaram as brotações e do próprio status nutricional do propágulo coletado (Xavier et al., 2009). A condição fisiológica da planta doadora de estacas, aliada à nutrição equilibrada, determinará a concentração de carboidratos, substâncias nitrogenadas, aminoácidos, auxinas, compostos fenólicos, entre outras substâncias envolvidas no enraizamento (López-Bucio et al., 2002; Cunha et al., 2009a). Além disso, o estado nutricional da planta pode também atuar em sinergia com vários fatores que induzem o enraizamento e afetam o crescimento e vigor pós-propagação (López-Bucio et al., 2002). Dentro de certos limites, o status nutricional da planta matriz ou estaca, influencia mais no crescimento e desenvolvimento radicial que na iniciação radicial, sugerindo ser esta altamente dependente dos níveis iniciais dentro daquela porção da estaca onde as raízes serão formadas (Malavasi, 1994).

De modo geral, qualquer nutriente envolvido nos processos metabólicos, associado à diferenciação e à formação do sistema radicial, é considerado essencial para a iniciação radicular (Malavasi, 1994).

Os nutrientes minerais possuem funções essenciais e específicas no metabolismo vegetal, podendo agir como constituintes da estrutura orgânica, ativadores de reações enzimáticas, carreadores de cargas e osmorreguladores (Marschner, 2012). Dessa forma, a nutrição mineral é considerada um fator chave que afeta a predisposição ao enraizamento adventício, devido ao seu

envolvimento na determinação de respostas morfogênicas das plantas, como a formação de raízes adventícias e a modulação do comprimento e densidade das raízes (Assis et al., 2004)

A formação de raízes adventícias é um processo que inclui múltiplos estágios. Segundo Li (2009), é composto por três fases fisiológicas sucessivas, mas independentes com diferentes requisitos, sendo elas: indução, iniciação e expressão. Na primeira, ocorrem eventos moleculares e bioquímicos, sem alterações visíveis. Já, a iniciação, é caracterizada por divisões celulares e organização dos primórdios da raiz. E, por último, a fase de expressão é caracterizada pelo crescimento interno dos primórdios da raiz e sua emergência. Dessa forma, qualquer nutriente que participe dos processos metabólicos na etapa de desdiferenciação celular é imprescindível para a fase de indução (Cunha et al. 2009). Diante disto, uma lista de nutrientes minerais essenciais para a iniciação de raízes provavelmente inclui a maioria dos nutrientes requeridos para o crescimento das plantas em geral (Blazich, 1988). Para este autor a mobilização de nutrientes na base da estaca tem íntima relação com a indução de raízes e indica a importância dos nutrientes minerais no processo. Contudo, alguns nutrientes são pouco móveis na planta, como o cálcio, e ao mesmo tempo são fundamentais para a iniciação radicial. Ainda, o movimento de nutrientes na base da estaca ocorre apenas após a indução radicial sendo indício de que estes são necessários para o crescimento e desenvolvimento das raízes (Cunha et al. 2009). Portanto, a iniciação radicial, pode não ser motivada pela mobilização de nutrientes na base da estaca e, sim, pelos níveis de nutrição particulares da planta-matriz (Malavasi, 1994). Contudo, poucos são os estudos que correlacionam o teor nutricional

endógeno na planta matriz, com o enraizamento de estacas. Sendo, portanto, necessários mais estudos, à fim de contribuir para o conhecimento dos processos que envolvem a rizogênese.

Devido à complexidade das interações entre os nutrientes, poucos são os estudos que descrevem a necessidade particular de cada nutriente para promover o enraizamento. Por exemplo, *Eucalyptus*, uma espécie amplamente utilizada pela indústria de celulose, sendo propagada majoritariamente por estaquia em mini jardins clonais é entre às Myrtaceae, aquela que possui estudos mais avançados dos eventos que envolvem o enraizamento de estacas. Devido ao elevado interesse econômico da espécie, Higashi et al. (2004), através de um estudo de monitoramento nutricional e da fertilidade de jardins clonais, estabeleceram para *Eucalyptus* uma tabela com os teores alto, adequado, baixo e deficiente de macro e micronutrientes necessários para o enraizamento de estacas dessa espécie, obtidos pela análise foliar da planta matriz (Tabela 1); sendo este um dos únicos parâmetros de comparação para análise de estado nutricional entre Myrtaceae.

Em estudos quanto ao manejo do minijardim clonal, Cunha et al. (2009a) verificaram em clones de *Eucalyptus*, correlações negativas e positivas entre os nutrientes e clones estudados, apresentando comportamentos diferenciados quanto às necessidades desses elementos. Para o nitrogênio, alguns clones tiveram elevação na taxa de enraizamento com o aumento na concentração desse elemento, enquanto outros foram inibidos. O mesmo ocorreu com outros elementos nutricionais como: fósforo, potássio e cálcio, apresentando correlações positivas, negativas e não significativas. Já Rosa (2006) observou que o nitrogênio na forma amoniacal na fertirrigação, comparada ao nitrato, permite maior

produtividade das minicepas, enraizamento e qualidade das mudas de *Eucalyptus dunii* formadas em jardim clonal. Já Schwambach et al. (2005) constataram que a porcentagem de enraizamento de microestacas de *Eucalyptus globulus* foi mais elevada em concentrações moderadas de nitrato comparada à forma amoniacal.

TABELA 1. Teores dos macro e micronutrientes considerados adequados, acima e abaixo dos adequados e deficientes nas brotações de *Eucalyptus* com idade em 7 e 14 dias, em condição de minijardim clonal.

Teor Nutricional	Nutrientes										
	N	P	K	Ca	Mg	S	Cu	Zn	Fe	Mn	B
	mg kg ⁻¹						mg kg ⁻¹				
Alto	> 4,0	>0,4	>3,0	>0,7	>4	>2,5	>15	>60	>220	>500	>70
Adequado	2,8-4,0	0,2-0,4	1,5-3,0	0,5-0,7	2-3	2-2,5	8-15	30-60	100-220	250-500	35-70
Baixo	2,0-2,8	0,1-0,2	1,0-1,5	0,3-0,5	1-2	1,3-2	5-8	20-30	75-100	150-250	20-35
Deficiente	<2,0	<0,15	<1,0	<0,3	<1	<1,3	<5	<20	<75	<150	<20

Adaptado de: Higashi et al., 2004.

Por outro lado, a deficiência de fósforo, nas fases de indução e formação das raízes, pode causar redução significativa no comprimento da maior raiz (Schwambach et al., 2005). Em estudo com doses crescentes de potássio, em adubação de clones de *Eucalyptus*, não foi encontrado efeito deste sobre o enraizamento, provavelmente por estar em concentrações adequadas endogenamente nos tecidos (Paula et al., 2000).

Os principais problemas quanto a adubação em minijardins clonais geralmente são de fitotoxicidade e não de deficiência nutricional (Higashi et al., 2002). A ocorrência de deficiências nutricionais em mudas de eucalipto e de pinus na fase de viveiro é rara. As toxicidades nutricionais mais comuns em eucalipto são as de boro, manganês, zinco enquanto que em pinus são as de boro, cobre, zinco e ferro. Ainda segundo Silveira et al. (2001), o aumento na concentração de

boro e zinco para valores acima de 100 e 80 mg kg⁻¹, respectivamente, reduz a formação de raízes e a parte aérea das mudas.

2.2.4.2 Época do ano de coleta das estacas

A época do ano em que são coletadas as estacas também exerce grande influência sobre o enraizamento, sendo que para cada espécie é necessário que se determine qual a melhor estação do ano para se realizar a coleta do material para confecção das estacas, a qual está diretamente relacionada com a condição fisiológica da planta matriz (Hartmann et al., 2011). Para aquelas espécies que enraízam com facilidade, as estacas podem ser coletadas em qualquer época do ano, já para aquelas que tem mais dificuldade, o período de maior enraizamento coincide com a estação de repouso ou com a estação de crescimento.

Estacas coletadas no período de crescimento vegetativo intenso (primavera/verão) apresentam-se mais herbáceas e, de modo geral, com maior capacidade de enraizamento, em comparação com as lenhosas, que já se apresentam lignificadas (Fachinello et al. 1994). De acordo com Hartmann et al. (2011) as estacas caulinares podem ser classificadas em três grupos segundo a natureza do lenho (grau de lignificação): estacas lenhosas, com tecidos endurecidos; herbáceas, que possuem tecidos tenros e semi-lenhosas com estágio intermediário entre os dois extremos. De acordo com Fachinello et al, (2005), espécies pertencentes à Myrtaceae possuem altas concentrações de compostos fenólicos, que estão presentes principalmente em tecidos lignificados. Os compostos fenólicos, no ponto de corte das estacas oxidam-se em contato com o oxigênio, esta reação causa a necrose dos tecidos, dificultando o enraizamento. Por esse motivo, a redução de compostos fenólicos no material

utilizado para a propagação é de grande importância, principalmente nas espécies da família das mirtáceas, no qual a morte das estacas pela oxidação dos tecidos pelos compostos fenólicos é um sério problema e tem dificultado a propagação vegetativa (Casagrande Júnior et al. 1999). A adoção de material herbáceo e o estiolamento de ramos tem sido técnicas utilizadas com a finalidade de contornar esta situação e melhorar os índices de sucesso nos processos de propagação vegetativa.

Ainda a atividade cambial e o nível endógeno de promotores e inibidores do enraizamento, podem estar relacionados com a época do ano. Avaliando a clonagem comercial, Hartmann et al. (2011) consideram que o efeito da sazonalidade pode ser determinante nos processos rizogênicos em propágulos vegetativos. Portanto, conhecendo-se as épocas mais favoráveis ao enraizamento nos diferentes períodos do ano, poder-se-á adotar estratégias de manejo visando otimizar a produção de mudas de genótipos previamente selecionados (Brondani et al., 2010).

2.2.4.3 Temperatura do ambiente

A temperatura ambiente tem importante função regulatória no metabolismo das plantas e afeta o enraizamento das estacas (Xavier, 2002). De acordo com Taiz & Zeiger (2009), a temperatura tem efeito direto sobre o metabolismo da planta, sendo que, quanto maior, mais aceleradas serão as reações químicas, o que pode favorecer o desenvolvimento radicular. Segundo Hartmann et al. (2011), sob condições apropriadas (alta umidade e calor), o enraizamento de estacas é fácil e atinge altas percentagens.

O efeito da época do ano na capacidade de enraizamento de estacas foi verificado por Ercisli et al. (2003), que observaram maior porcentagem de enraizamento em estacas de kiwi [*Actinidia deliciosa* (A. Chev.) CF Liang et AR Ferguson, Actinidiaceae] em coletas efetuadas em fevereiro, o que provavelmente está relacionado ao efeito da luminosidade e temperatura no enraizamento das estacas (Fogaça & Fett-Neto, 2005). Em *Eucalyptus saligna* Smith (Myrtaceae), as baixas temperaturas (15°C) inibiram a formação de raízes (Correa & Fett-Neto, 2004). No inverno, dias curtos e baixas temperaturas alteram processos fisiológicos (e.g., fotossíntese, transporte de compostos e substâncias) das árvores matrizes, o que pode dificultar o enraizamento das estacas obtidas (Neves et al., 2006).

Ainda a temperatura tem grande efeito no sucesso da enxertia. De modo geral, enquanto o aumento da temperatura, até certo nível favorece a formação do calo, a redução dessa diminui e até mesmo inibe a sua formação (Franzon et al., 2010). Temperaturas altas extremas são prejudiciais (Dirr et al., 1987). A faixa ideal de temperatura para o sucesso na enxertia varia para cada espécie.

2.2.4.4 Umidade relativa do ar

A perda de água é uma das principais causas de morte de estacas antes da formação de raízes ou da cicatrização dos enxertos, pois para que haja divisão celular, é necessário que as células do tecido da estaca estejam túrgidas. O potencial de perda de água em ramos é muito grande, seja através das folhas ou das brotações em desenvolvimento, considerando que as raízes ainda não estão formadas (Torres, 2003). Esse quadro se agrava quando se trabalha com

espécies que exigem longo tempo para formar raízes ou quando são utilizadas estacas com folhas e/ou de consistência herbácea (Norberto, 1999).

Segundo Franzon et al, (2010), o uso de nebulização intermitente reduz a perda de água da estaca e favorece a manutenção da umidade em torno dela, principalmente quando são utilizadas estacas herbáceas e semi lenhosas, nas quais geralmente são mantidas as folhas.

Para enxertia, o sistema de proteção tradicionalmente utilizado na enxertia por garfagem, para manter a umidade nos tecidos, é o de sacos de polietileno transparente (Jacomino et al., 2000). Estes sacos criam uma câmara úmida na região do enxerto, reduzindo a possibilidade de ressecamento dos tecidos, propiciando maiores condições para a enxertia (Gonzaga Neto et al., 1996). Entretanto a utilização deste apresenta dificuldade de manuseio (Franzon, 2008), podendo ser substituído por cera aquecida, cera de abelha e óleos (Hartmann et al., 2011), parafilme e filme de PVC (Franzon, 2008), além de parafina (para garfos lenhosos como de videira, ameixeira, caquizeiro, pereira, pessegueiro, nectarineira e quiwizeiro) (Jacomino et al., 2000). Franzon (2008), ressalta a importância de testar outros materiais para a proteção do enxerto, na propagação de pitangueira e sugere o uso de túneis, semelhantes aos utilizados no cultivo de morango, com a finalidade de aumentar a umidade durante o processo de união entre as partes.

2.2.4.5 Fitorreguladores

Várias classes de reguladores de crescimento, tais como auxinas, citocininas, giberelinas, assim como inibidores, como ácido abscísico, etileno e fenóis, exercem influência na iniciação das raízes. A utilização de produtos

químicos facilita o enraizamento e isto já está comprovado pela literatura. Dentre as substâncias reguladoras de crescimento, as auxinas são as mais utilizadas para promover o enraizamento, por apresentar relação direta com a formação de raízes adventícias (Taiz & Zeiger, 2009). Dentre as auxinas sintéticas destaca-se o ácido indolbutírico (AIB), pela sua maior resistência à degradação pela ação da luz e à inativação por ação biológica e maior aderência à estaca (Hoffmann et al., 1996; Hartmann et al., 2011).

A auxina é um fitorregulador endógeno, que pode ser aplicado de forma exógena, sendo responsável pelo enraizamento, como o AIA (ácido indolacético), produzido endogenamente nas regiões de crescimento, como ápice caulinar, gemas e folhas (Hinojosa, 2000). Porém, esta substância indutora da formação de raízes pode ser abundante, escassa ou mesmo ausente no interior da planta, de acordo com a condição fisiológica e genética da estaca, bem como da época do ano de propagação. Por isso, normalmente adota-se o uso de auxinas exógenas, como o ácido indolbutírico (AIB) (Pizzatto et al., 2011).

O uso de AIB exógeno tem como principal finalidade, acelerar o processo de enraizamento da estaca, sendo que as concentrações utilizadas variam de acordo com a época, tipo de estaca e espécie a ser propagada, existindo uma faixa considerada ótima para estimular esse processo (Wendling & Xavier, 2005).

De acordo com Xavier et al. (2009), a aplicação exógena de auxinas na base das estacas favorece a promoção mais rápida da iniciação de raízes adventícias.

Órgãos em crescimento ativo apresentam maiores concentrações de auxinas (por exemplo ácido indolacético) e tipos de estacas diferentes do ponto de

vista fisiológico (idades) apresentam taxas de enraizamento variáveis. Desse modo, a quantidade de auxina exógena necessária para induzir o enraizamento deveria ser menor em estacas mais jovens (Neves et al., 2006).

Com isso, sugere-se que o estudo da época de coleta e da condição nutricional da planta matriz contribui para o conhecimento dos processos envolvidos na propagação assexuada de *E.uniflora* e *P. peruviana*.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram desenvolvidos no período de dezembro de 2011 a janeiro de 2014, nas instalações do Departamento de Horticultura e Silvicultura (DHS), localizado no Campus da Faculdade de Agronomia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS), em Porto Alegre (RS) (46,97m de altitude).

O estudo foi dividido em duas etapas, buscando aprimorar metodologias para a propagação vegetativa de pitangueira (*E. uniflora* L.) e jaboticabeira (*P. peruviana*). Na primeira, denominada Estudo 1, foram avaliadas as interações entre porta-enxerto e enxerto de pitangueira através da enxertia herbácea, concentrando-se em ambiente, tipo de estaca e métodos de proteção do enxerto para manter a umidade e propiciar a sobrevivência das plantas. Na segunda etapa (Estudo 2) foram realizados experimentos para a multiplicação de pitangueira e jaboticabeira através da estaquia, concentrando-se na busca por doses de fitorregulador, épocas do ano mais propícias para a realização da técnica, além da influência do estado nutricional da planta matriz no enraizamento e por fim a condução de um minijardim clonal para obtenção de miniestacas para produção massal de mudas dessas espécies.

Em todos experimentos, a análise dos dados foi feita pelo sistema de análise estatística COSTAT.

3.1 Enxertia

3.1.1 Enxertia Lenhosa

O estudo foi conduzido no período de abril a maio de 2012, em casa de vegetação do Departamento de Horticultura e Silvicultura (DHS).

Como porta-enxerto utilizou-se *E. uniflora* (pitangueira) e *Plinia peruviana* (jaboticabeira). Como enxerto foram selecionadas plantas juvenis (3 anos) das duas espécies cultivadas em casa de vegetação nas dependências da Faculdade de Agronomia da UFRGS.

As plantas utilizadas foram obtidas de sementes e foram, cultivadas em sacos de polietileno preto de cinco litros (19 x 8,5 x 31 cm) em casa de vegetação, contendo substrato à base de resíduo decomposto de casca de acácia, solo São Jerônimo, casca de arroz carbonizada e areia média, nas proporções 1:1:2:2 (v:v), respectivamente. Durante todo o período, as plantas receberam irrigações diárias por aspersão (100 mL planta⁻¹ dia⁻¹).

O método adotado foi a enxertia por garfagem em fenda cheia (Figura 1a), realizada em tecido lenhoso à aproximadamente 15-20 cm de altura do colo da planta. Os ramos utilizados como porta-enxerto apresentavam-se lignificados, com diâmetro médio de 0,4cm. Os ramos que originaram os garfos foram coletados de plantas-matrizes que apresentavam diâmetro entre 0,3 a 0,4cm. Os garfos apresentavam aproximadamente 10 cm de comprimento sem folhas. Os ramos enxertados foram envoltos, no ponto de enxertia, em filme plástico (RoyalPack[®]) (Figura 1b), para evitar a perda da umidade e o saco plástico transparente,

colocado com a abertura para baixo, envolvendo o enxerto, com a extremidade amarrada junto ao caule no porta-enxerto, formando uma câmara úmida ao redor do enxerto, evitando assim a perda de água (Figura 1c). Após 23 dias da enxertia, os sacos de polietileno transparente, que protegiam as plantas, passaram a receber pequenos furos diários até completar os 28 dias, quando o amarrio da parte inferior do plástico foi desfeito e aos 30 dias o plástico foi totalmente retirado.

As avaliações foram realizadas quinzenalmente, onde se observou a cicatrização do ponto de enxertia (através da visualização da emissão de brotações do enxerto).

Adotou-se o delineamento experimental completamente casualizado com quatro repetições, sendo cada unidade experimental composta de 25 enxertos.

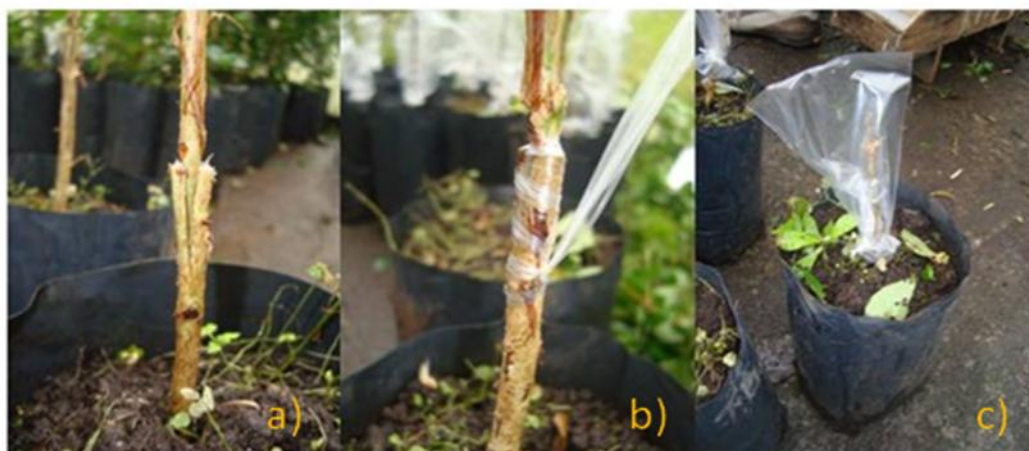


FIGURA 1. Método de enxertia de fenda cheia lenhosa executado em jaboticabeira (*Plinia peruviana*) e pitangueira (*Eugenia uniflora*), a) porta-enxerto e enxerto posicionados para cicatrização, b) envolvimento do ponto de enxertia com filme plástico e c) ponto de enxertia protegido com saco plástico transparente para manutenção da umidade. Porto Alegre, 2012.

3.1.2 Enxertia Herbácea

3.1.2.1 Idade ontogênica do porta enxerto

O estudo de enxertia herbácea foi realizado somente com pitangueira, pela ausência de mudas de jabuticabeira no momento da instalação do experimento.

Para a realização desse experimento, sementes de pitangueira (*E. uniflora*) coletadas de uma planta adulta, cultivada a céu aberto em via pública de Porto Alegre, foram secas à sombra e armazenadas em geladeira (4°C) durante um mês. Após este período passaram por escarificação química (6% NaCl + 3 mg L⁻¹ HCl + 20 g L⁻¹ NaOH comercial) durante 40 minutos, para homogeneização do período de emergência das sementes. Após foram lavadas com água destilada, para retirar resíduos da solução e, por fim, foram dispostas em copos plásticos (50 mL), contendo casca de arroz carbonizada, e cultivadas em câmara de nebulização intermitente (com regime de irrigação: das 7 às 19 horas – irrigação de 15 segundos com intervalos de 4:45 minutos, e das 19 às 7 horas irrigação de 15 segundos com intervalo de 14:45 minutos).

Após a emergência das sementes, as plântulas foram transferidas para copos plásticos (volume 200 mL), contendo substrato Carolina Soil[®] e casca de arroz carbonizada, nas proporções 1:1 (v:v), respectivamente. Nesta fase a irrigação foi por subirrigação por capilaridade. A planta matriz do enxerto era uma planta adulta, cultivada a céu aberto nas dependências da Faculdade de Agronomia/UFRGS.

Os tratamentos testados visavam verificar a idade ontogênica do porta enxerto, sendo realizada a enxertia em fenda cheia em *seedlings* com 30 ou 60

dias após a emergência. Quando os porta-enxertos apresentavam diâmetro de 0,08 a 0,1 cm, sem sinais de lignificação foram enxertados. Esta foi efetuada a 3 cm de altura a partir do colo da plântula. Os garfos apresentavam aproximadamente 1 a 2 cm de comprimento, com duas folhas cada. Os ramos enxertados foram envoltos, no ponto de enxertia com filme plástico (Parafilm®) para evitar a perda da umidade e o contato com ar e água no ponto de enxertia. Cada planta foi coberta com copo transparente, de boca para baixo, envolto em filme plástico para vedação, evitando a perda de água. A partir do sétimo dia após a enxertia, os copos transparentes passaram a ser perfurados diariamente com agulha para promover a aclimação das plantas, aos 13 dias o filme plástico de vedação foi removido e, aos 15 dias os copos foram totalmente removidos.

Quinzenalmente, as plantas foram observadas quanto à cicatrização do ponto de enxertia e, aos 70 dias, o experimento foi encerrado e os resultados analisados estatisticamente. Avaliou-se a sobrevivência e a brotação relativa do enxerto, o comprimento médio das brotações e o percentual de brotações no porta enxerto.

Adotou-se o delineamento experimental completamente casualizado com quatro repetições, sendo cada unidade experimental composta de dez enxertos. Os valores médios observados foram submetidos à análise de variância, sendo as médias diferenciadas estatisticamente, pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

3.1.2.2 Métodos de proteção do enxerto na produção de mudas de pitangueira.

Para verificar a influência do ambiente na cicatrização do enxerto, conduziu-se um experimento onde plântulas recém enxertadas (enxertia herbácea por garfagem em fenda cheia, em *seedlings* de 60 dias, conforme descrito no experimento anterior) foram levadas para câmara de nebulização (com regime de irrigação: das 7 às 19 horas – irrigação de 15 segundos com intervalos de 4:45 minutos, e das 19 às 7 horas irrigação de 15 segundos com intervalo de 14:45 minutos) (Figura 2b) ou mantidas em casa de vegetação com toda sua parte aérea (garfo e caule do porta-enxerto) protegidos por saco de polietileno transparente (Figura 2a).



FIGURA 2. Plântulas recém enxertadas de pitangueira, a) mantidas com saco de polietileno transparente e b) em câmara de nebulização. Porto Alegre, 2014.

O tratamento com o uso do saco plástico consistiu na utilização de sacos de polietileno transparentes, colocados de “boca” para baixo, envolvendo o enxerto, com a extremidade inferior amarrada ao caule no porta-enxerto, formando uma

câmara úmida ao redor do enxerto, protegendo este contra a perda excessiva de água (Simão, 1998). Neste experimento utilizou-se canudos plásticos junto as plantas, para suportar o peso do saco plástico, devido a fragilidade da planta.

O experimento teve início em 18 de outubro de 2013 e após 23 dias da enxertia, os sacos de polietileno transparente, que protegiam as plântulas que receberam esse tratamento, passaram a receber pequenos furos diários até completar os 28 dias, quando o amarrão da parte inferior foi desfeito. Aos 30 dias o plástico foi totalmente retirado e as plantas mantidas na câmara de nebulização foram transferidas para casa de vegetação, onde os dois tratamentos foram dispostos lado a lado. Todas as plantas passaram a receber irrigação diária manual, sempre que o substrato apresentava-se levemente seco. Aos 30 e 45 dias após a instalação do experimento foi avaliada a cicatrização do ponto de enxertia, através da visualização da sobrevivência do enxerto e o número de folhas por planta.

No momento da confecção dos enxertos foram coletadas folhas para análise nutricional das plantas matrizes do enxerto de pitangueira (Tabela 2). Utilizou-se cerca de 200 folhas jovens, totalmente expandidas, sem sinais de problemas fitossanitários e estas foram encaminhadas ao Laboratório de Análises do Departamento de Solos da Faculdade de Agronomia – UFRGS.

Adotou-se o delineamento experimental completamente casualizado com três repetições, sendo cada parcela experimental composta de sete enxertos. Os valores percentuais de cicatrização do ponto de enxertia foram submetidos à análise de variância, sendo as médias diferenciadas estatisticamente, pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

TABELA 2. Análise nutricional de folhas das plantas matrizes para enxertia de pitangueira (*Eugenia uniflora*). Porto Alegre, 2014.

Determinações	Amostra	Metodologias aplicadas/ Limite de detecção
Nitrogênio (TKN) - % (m m ⁻¹)	2,0	Kjedahl/0,01%,
Fósforo total - % (m m ⁻¹)	0,26	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %,
Potássio total - % (m m ⁻¹)	0,99	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %,
Cálcio total - % (m m ⁻¹)	1,2	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %,
Magnésio total - % (m m ⁻¹)	0,30	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %,
Enxofre total - % (m m ⁻¹)	0,16	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %,
Cobre total – mg kg ⁻¹	10	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,3 – mg kg ⁻¹
Zinco total – – mg kg ⁻¹	55	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 1 – mg kg ⁻¹ ,
Ferro total – – mg kg ⁻¹	237	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 2 – mg kg ⁻¹
Manganês total – – mg kg ⁻¹	23	digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 2 – mg kg ⁻¹
Boro total – – mg kg ⁻¹	35	digestão seca/ ICP-OES / 1 – mg kg ⁻¹

Obs.: Resultados expressos no material seco a 65°C. (Coleta em: 30/10/2013)

3.2 Estaquia – metodologia geral

Todos os experimentos de estaquia, tiveram em comum os materiais e metodologias descritos abaixo, e, nos subitens subseqüentes, os experimentos foram separados pelo seu objetivo específico, onde são descritas as particularidades de cada um.

O material utilizado foi coletado de plantas matrizes mantidas em casa de vegetação nas dependências do Departamento de Horticultura e Silvicultura (DHS). Disponha-se de cerca de 100 mudas de cada espécie, propagadas por sementes.

As plantas fornecedoras de estacas foram cultivadas em sacos de polietileno preto de 5 litros (19 x 8,5 x 31cm), contendo substrato Carolina Soil[®]. Durante todo o período as plantas receberam irrigações diárias por aspersão (pela manhã e ao final da tarde, 5 minutos em cada horário) e adubação, nos primeiros dois anos, quinzenalmente através da solução (10 mL de solução contendo 8-6-8 de NPK e 1 g L⁻¹ da mistura de micronutrientes – Microsol[®] – contendo Ferro 5%,

Zinco 3%, Cobre 0,2%, Molibdênio 0,003%, Magnésio 1% e Boro 0,1%). Após esse período foi adicionado diretamente ao substrato 8 g L⁻¹ do adubo de liberação lenta Basacote Plus[®] 9 Meses (16-8-12 –NPK- contendo Magnésio 2%, Enxofre 5%, Ferro 0,4%, Boro 0,02%, Zinco 0,02%, Cobre 0,05%, Molibdênio 0,0015% e Manganês 0,06%).

Todos os estudos de estaquia tiveram duração máxima de 97 dias, e foram executados em câmara de nebulização (com regime de irrigação: das 7 às 19 horas – irrigação de 15 segundos com intervalos de 4:45 minutos, e das 19 às 7 horas irrigação de 15 segundos com intervalo de 14:45 minutos), mantendo-se a umidade relativa do ar em 90 % ± 5 % (Tabela 3).

TABELA 3. Datas de instalação e encerramento dos experimentos de estaquia. Porto Alegre, 2014.

	Estações do ano			
	Verão	Inverno	Outono	Primavera
Data inicial do experimento	16/12/2011	15/06/2012	03/04/2013	22/08/2013
Data final do experimento	19/03/2012	01/10/2012	03/07/2013	20/11/2013
Duração (dias)	65	97	91	91

As estacas foram coletadas no início da manhã e a estaquia realizada imediatamente após. Para transporte do material vegetal até a casa de vegetação (local onde foi realizada a estaquia), as estacas foram mantidas em recipiente, com a base dos ramos imersos em água, a fim de evitar sua desidratação. Na casa de vegetação, as estacas foram selecionadas quanto ao seu diâmetro (1 a 2 mm cada estaca) e comprimento (aproximadamente 5 cm), sendo mantidas duas folhas opostas na porção superior de cada estaca. Elas foram totalmente imersas em água, para transporte até o laboratório. Na sua base realizou-se um corte em

bisel com auxílio de bisturi, visando expor o câmbio. Essa região da estaca foi imersa por 10 segundos em soluções de auxina quando este método foi testado nos experimentos.

Após aplicação dos tratamentos, as estacas foram colocadas em bandejas multicelulares com 50 células de 120 cm³ cada célula, preenchidas com casca de arroz carbonizada (CAC).

Ao final dos experimentos avaliou-se o percentual de enraizamento, comprimento e número de raízes, percentual de calogênese, retenção e emissão foliar (número de folhas/estaca vivas).

3.2.1 Influência da idade ontogênica em estacas de pitangueira e jabuticabeira

Neste experimento foram observadas a influência de duas idades ontogênicas dos ramos fornecedores de estacas. Para isso confeccionaram-se estacas de pitangueira (Figura 3 a) e jabuticabeira (Figura 3 b) com 5 ± 1 cm de comprimento, diâmetro de 1 a 2 mm cada estaca, com duas folhas cada, a partir de ramos herbáceos (coloração verde) ou semi-lenhosos (coloração palha).

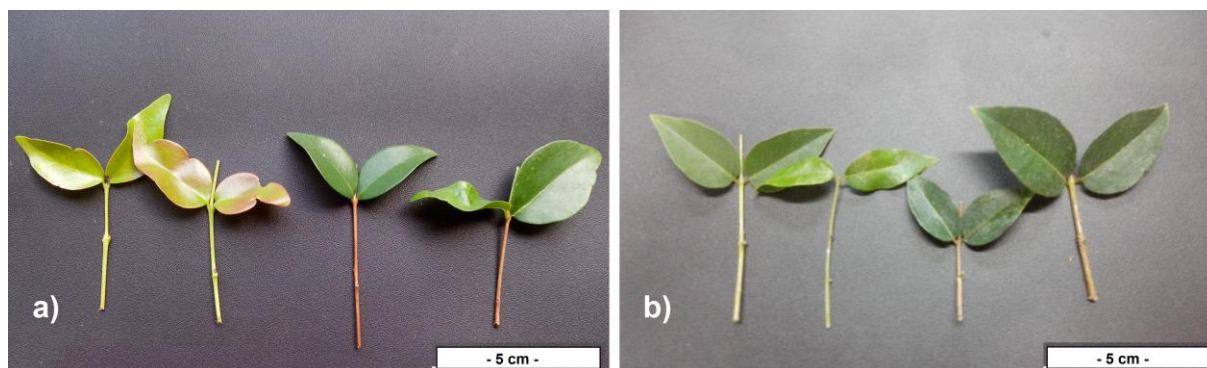


FIGURA 3. Estacas herbáceas (esquerda) e estacas semi-lenhosas (direita) de a) pitangueira (*Eugenia uniflora*) e b) jabuticabeira (*Plinia peruviana*) utilizadas no experimento de influência da idade ontogênica na estaquia. (Porto Alegre, 2014).

O delineamento experimental adotado foi o completamente casualizado, sendo composto por três repetições de 30 estacas cada tratamento. Os resultados foram submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

3.2.2 Estaquia herbácea de jabuticabeira e pitangueira nas diferentes épocas do ano sob diferentes doses de fitorregulador.

Para este estudo, na base das estacas (estacas herbáceas de 5 cm de comprimento, diâmetro 1-2 mm) realizou-se um corte em bisel com auxílio de bisturi, visando expor o câmbio vascular. A base da estaca foi imersa por 10 segundos nas soluções hidroalcoólicas (70%) de ácido indolbutírico (AIB) testadas nos experimentos, conforme segue: o primeiro experimento contou com quatro soluções nas concentrações: zero, 2000, 4000 e 6000mg L⁻¹; e em outros três experimentos foram testadas outras cinco concentrações, com menor intervalo entre elas: zero, 1000, 2000, 3000 e 4000mg L⁻¹ AIB.

Os experimentos foram instalados e avaliados durante dois anos consecutivos, em períodos que determinavam estações específicas do ano (Tabela 3).

Ao final de cada experimento avaliou-se o percentual de enraizamento, comprimento e número de raízes, a emissão foliar (número de folhas/estaca).

O delineamento experimental adotado foi o completamente casualizado, sendo composto por quatro repetições de 10 estacas cada. Os resultados foram submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Duncan ($p > 0,05$) ou análise de regressão.

Para fins de identificação das doses do fitorregulador que mais influenciaram no enraizamento das espécies em estudo, analisou-se a interação entre as épocas de coleta das estacas (junho/2012, abril/2013 e agosto/2013) e as concentrações de AIB (0, 1000, 2000, 3000 e 4000 mg L⁻¹) que foram comuns nos estudos 2, 3 e 4. Para isso o delineamento adotado foi o completamente casualizado arranjado em fatorial 3X5 (épocas e doses de AIB). Os resultados foram submetidos à análise de variância, sendo as médias comparadas pelo teste de Duncan (P>0,05).

No momento da coleta das estacas, também foram coletadas folhas para determinação do estado nutricional das plantas matrizes de jabuticabeira e pitangueira. Foram coletadas cerca de 200 folhas jovens, totalmente expandidas, sem sinais de problemas fitossanitários, e encaminhadas ao Laboratório de Análises do Departamento de Solos da Faculdade de Agronomia – UFRGS.

Dados referentes às condições climáticas durante o período de duração de cada experimento foram coletados mensalmente dos boletins meteorológicos do Estado do Rio Grande do Sul (CEMETRS, 2014), e no interior da casa de nebulização, temperatura e umidade relativa foram monitorados através do termo-higrômetro Klimalogg Pro[®] (Tabela 4).

Visando a identificação dos fatores que mais influenciaram no enraizamento das espécies em estudo, fez-se uma análise de correlação de Pearson, entre os teores endógenos, de cada nutriente, encontrados na planta matriz e a temperatura média no período de desenvolvimento do estudo, entre os teores endógenos de nutrientes encontrados na planta matriz e o percentual de rizogênese e, por fim, entre a temperatura média no período de desenvolvimento

do estudo e o percentual de rizogênese. Para esta análise utilizaram-se os dados dos experimentos 1, 3 e 4 (dezembro/2011, abril/2013 e agosto/2013) nas concentrações de AIB que foram comuns nos mesmos (0, 2000, e 4000 mg L⁻¹ AIB).

TABELA 4. Temperatura média em Porto Alegre (°C) e na câmara de nebulização (°C) e umidade média (%) na câmara de nebulização nos meses de duração de cada experimento de estaquia. (Porto Alegre, 2014).

Experimentos	Intervalo de medição	Temperatura média Porto Alegre (°C)*	Temperatura média na câmara de nebulização (°C)	Umidade média (%U)
Experimento 1 (Verão)	16/12/2011- 03/01/2012	24,20	24,93	85,11
	04/01/2012- 28/01/2012	25,80	26,84	82,84
	29/01/2012- 23/02/2012	28,00	28,18	82,36
	24/02/2012- 19/03/2012	24,60	26,24	84,10
Experimento 2 (Inverno)	15/06/2012- 12/07/2012	16,00	15,52	87,40
	13/07/2012- 10/08/2012	14,60	13,26	86,91
	11/08/2012- 07/09/2012	20,50	18,34	85,47
Experimento 3 (Outono)	08/09/2012- 01/10/2012	19,20	18,03	87,62
	03/04/2013- 25/04/2013	21,35	20,05	93,72
	26/04/2013- 18/05/2013	17,55	16,65	96,02
Experimento 4 (Primavera)	19/05/2013- 10/06/2013	15,55	14,45	95,92
	11/06/2013- 03/07/2013	14,80	14,17	95,94
	22/08/2013- 05/09/2013	14,85	16,34	85,47
	06/09/2013-20 /09/2013	18,60	16,00	84,52
	21/09/2013- 05/10/2013	20,10	21,63	83,31
	06/10/2013- 20/11/2013	23,30	23,87	87,32

* Dados adaptados de CEMETRS, 2014.

3.3 Miniestaquia

O estudo foi conduzido no período de outubro 2013 a fevereiro de 2014, em casa de vegetação (cobertura plástica e paredes de telado 15 X 9 m, com pé direito de 3 m) do Departamento de Horticultura e Silvicultura, localizado no Câmpus da Faculdade de Agronomia na Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

Para formação do minijardim clonal foram utilizadas miniestacas enraizadas, de pitangueira e jabuticabeira, provenientes dos estudos de estaquia realizados em abril e agosto de 2013 (Estudo 3.2.2 Estaquia herbácea de jabuticabeira e pitangueira nas diferentes épocas do ano sob diferentes doses de fitorregulador), que passam a ser as matrizes neste estudo, também chamadas minicepas. Estas foram mantidas em câmara de nebulização, durante um e três meses (para estacas provenientes do estudo de agosto e abril, respectivamente), em bandejas preenchidas com substrato casca de arroz carbonizada até o momento da instalação do minijardim clonal, outubro e novembro de 2013.

As matrizes de pitangueira foram repicadas para vasos (dimensões 22,0 X 22,0 X 20,0 cm, volume 9 L) preenchidos com areia média, sob bancada (1,2 m de altura), onde cada vaso continha cinco matrizes. Já as estacas de jabuticabeira foram repicados para vasos (diâmetro 20 cm e 24 cm de altura, volume 7 L) também preenchidos com areia média, com quatro matrizes cada. A irrigação neste período foi realizada diariamente mediante gotejamento. A água de irrigação apresentou valores de pH 6,08 e condutividade elétrica (CE) de $112,58 \mu\text{S cm}^{-1}$.

A partir da instalação do minijardim clonal foram feitas adubações, por fertirrigação, (nas segundas-feira, quartas-feira e sextas-feira) durante os dois primeiros meses, com adubo Kristalon[®] 06-12-36 acrescido de micronutrientes (6 % Nitrogênio Total, sendo 4,5 % N- Nítrico e 1,5 % N-amoniaco; 12 % fósforo, 36 % potássio, 8 % magnésio, 8 % enxofre, 0,07 % ferro, 0,025 % boro, 0,01 % cobre; 0,04 % manganês, 0,004 % molibdênio, e 0,025 % de zinco). Na primeira etapa, fez-se 1,5 litros de solução de adubação, onde 15 g de Kristalon[®] eram diluídos em água e distribuídos 50 mL por vaso. Durante todo o experimento foram

monitorados através do método Pour Thru (Cavins et al., 2000), três vezes por semana (nas segundas-feira, quartas-feira e sextas-feira) o pH e condutividade elétrica do substrato.

Após 98 dias da repicagem, as plantas foram podadas aos 5-6cm de altura, mantendo-se duas folhas por planta, em haste única. A partir desse momento passaram a ser testadas três soluções de adubação com níveis diferentes de nitrogênio. As soluções de adubação foram solução A: 10 g L⁻¹ Kristalon[®] (proporção de NPK 4,5-9,6-28,8), solução B: 10 g L⁻¹ Kristalon[®] acrescido de 3,5g de uréia e solução (proporção de NPK 18-9,6-28,8), C: 10 g L⁻¹ Kristalon[®] acrescido de 7,0 g de ureia (proporção de NPK 36-9,6-28,8),. As soluções de adubação foram preparadas no dia da aplicação (nas segundas-feira, quartas-feira e sextas-feira) quando também foram monitorados os valores de pH e condutividade elétrica (CE) de cada uma durante o período, onde as médias foram para adubação A (4,41 pH e 12796,5 $\mu\text{S cm}^{-1}$ CE), para adubação B (4,43 pH e 12541,9 $\mu\text{S cm}^{-1}$ CE) e para adubação C (4,50 pH e 11311,2 $\mu\text{S cm}^{-1}$ CE). Aos 17 dias após o início da adubação, realizou-se a lavagem do substrato, através da lixiviação com água corrente, para redução da condutividade elétrica.

Desde o início do experimento foram diariamente observadas a emissão de brotações e, quando estas atingiram 5 cm de comprimento, passaram a ser contabilizadas e coletadas, de onde confeccionou-se miniestacas para enraizamento em câmara de nebulização intermitente. As coletas de brotos foram realizadas três vezes por semana, nos mesmos dias de adubação.

As miniestacas feitas a partir das brotações tinham 5 cm de comprimento com um par de folhas totalmente expandidas, mantidas em casa de nebulização, em bandejas com substrato casca de arroz carbonizada.

O delineamento experimental foi o completamente casualizado com sete vasos com cinco matrizes cada, por tratamento, em pitangueira, e nove vasos com quatro matrizes cada, em jabuticabeira. Os resultados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Duncan ($p \geq 0,05$). Quando foram verificadas diferenças significativas na ANOVA, foram feitas as análises de regressão para a produção de miniestacas ao longo do experimento e para a análise de pH e condutividade elétrica.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Enxertia

4.1.1 Enxertia Lenhosa

Quando executou-se enxertia em tecidos lignificados, nenhuma planta de pitangueira apresentou cicatrização do enxerto, enquanto que somente quatro plantas de jabuticabeira apresentaram cicatrização do enxerto. No restante das plantas não foram observadas emissões de brotações. Ainda, observou-se que a cicatrização do enxerto nestas plantas era muito frágil (Figura 4 a e 4 b). Ainda, foi observada uma intensa brotação do porta-enxerto, tanto em pitangueira quanto em jabuticabeira, o que indica a necessidade de acompanhamento constante do processo, pois a emissão de brotações no porta-enxerto dificulta a sobrevivência do enxerto.

Este resultado se deve, provavelmente, à idade ontogênica do material utilizado. Outros autores também relataram dificuldades na propagação vegetativa por enxertia com material lenhoso ao trabalharem com espécies de Myrtaceae (Lopes, 2009; Franzon, 2008). Estes autores indicam como provável causa do insucesso da técnica para espécies desta família idade ontogênica do material utilizado, a presença de substâncias inibidoras da cicatrização do enxerto (como presença de fenóis), condições nutricionais (tanto do enxerto quanto do porta-

enxerto), condições ambientais e nutricionais, além da falta de compatibilidade anatômica.



FIGURA 4. a) Muda de jaboticabeira (*Plinia peruviana*), após enxertia por garfagem em fenda cheia, b) detalhe mostrando a fragilidade do ponto de enxertia. Porto Alegre, 2014.

A compatibilidade é função da afinidade fisiológica e anatômica, sendo que a primeira se refere à região de enxertia, que pode tornar-se seletiva dificultando o transporte de seiva entre as partes. A segunda, relaciona-se com a associação dos tecidos cambiais na formação da conexão, podendo ser comprometida quando copa e porta enxerto possuírem tecidos diferentes quanto ao tamanho, forma e consistência. Fachinello et al. (2005) relatam que, quanto maior for a afinidade entre enxerto e porta-enxerto, maior a probabilidade de sucesso na enxertia.

Em um estudo de enxertia genérica e intergenérica de Myrtaceae (porta-enxertos utilizados: camu-camu, pitangueira e goiabeira), visando a multiplicação de camu-camu como copa, Suguino et al. (2003), obtiveram sucesso apenas na enxertia genérica (45% de cicatrização do ponto de enxertia). Neste mesmo trabalho, na análise histológica do material, foi possível observar uma grande concentração de compostos fenólicos presentes nas células do parênquima

floemático e parênquima xilemático, no ponto de enxertia, além da obstrução de um elemento de vaso, quando utilizou-se pitangueira como porta enxerto. Demonstrou-se, desta forma, a possível incompatibilidade fisiológica e anatômica que pode ocorrer ao utilizar esta espécie na enxertia.

Segundo Dias & Calixto (2001), não se pode afirmar que os compostos fenólicos sejam responsáveis pela incompatibilidade localizada ou translocável, visto que não se sabe se os mesmos atravessam ou não o ponto de união da enxertia para influenciar negativamente o outro material, ou se há reciprocidade.

4.1.2 Enxertia Herbácea

4.1.2.1 Idade ontogênica do porta enxerto

Na avaliação após 45 dias da enxertia verificou-se que a idade dos porta enxertos não influenciou na sobrevivência dos enxertos (Tabela 5), contudo, porta enxertos com 60 dias de idade propiciaram maior percentual e comprimento de brotações e menor emissão de brotações no porta-enxerto (Tabela 5).

Embora não se tenha observado influência na sobrevivência das plantas, *seedlings* de 30 dias possuíam tecido mais tenro e de difícil manuseio, necessitando maiores cuidados do enxertador, aumentando assim o tempo para execução da técnica. Por outro lado, *seedlings* de 60 dias apresentavam maior consistência nos tecidos do caule facilitando o processo da enxertia.

O conhecimento do momento certo para fazer a enxertia herbácea garante maior sucesso na técnica, além de reduzir o tempo e os custos para produção de mudas.

TABELA 5. Percentual de sobrevivência, de enxertos com brotação e comprimento médio das brotações e percentual de plantas com brotações no porta-enxerto de pitangueiras enxertadas em plântulas com 30 ou 60 dias após a germinação (Janeiro, 2013).

Idade do porta-enxerto	Sobrevivência (%)	Enxertos com brotação (%) ¹	Comprimento médio das Brotações (cm) ¹	Plantas com Brotações no Porta enxerto (%)
30 dias	87,5	20 b	0,76 b	80 a
60 dias	85	80 a	0,97 a	15 b
CV%	13,17 (ns)	7,48*	11,49*	16,07*

As médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan (* $p \geq 0,05$). ¹Transformação de dados ($\sqrt{X + 1}$).

Em estudo de enxertia semi-lenhosa em pitangueira utilizando as técnicas garfagem em fenda cheia e dupla fenda, Franzon (2008) obteve melhores resultados com garfagem em fenda cheia (60% de cicatrização do ponto de enxertia), salientando que um dos fatores que contribuíram para o sucesso do trabalho foi o tipo de material utilizado (porta enxertos com diâmetro de 2 mm), ou seja, ramos pouco lignificados, porém não muito tenros. Neste estudo, com técnica similar, porém com utilização de porta enxertos herbáceos observou-se maior sobrevivência e brotação (85% e 80%, respectivamente), indicando que o tipo de tecido influencia grandemente no sucesso da enxertia, e que a utilização de *seedlings* herbáceos para enxertia de pitangueira pode ser a técnica mais promissora.

Em estudo de enxertia de garfagem de maracujazeiro, Chaves et al., (2004) verificaram que os melhores índices de cicatrização da enxertia ocorreram quando as estacas de porta enxertos de *Passiflora nítida* foram enxertadas aos 40 e 55 dias após a sua coleta e plantio (100% e 93,3%, respectivamente), mas esse índice diminuiu aos 70 dias para 60,0% de cicatrização da enxertia. Segundo os autores, essa redução pode ter sido devida ao envelhecimento dos tecidos da

estaca, que se tornaram mais lignificados. Segundo Meletti & Bruckner (2001), os porta-enxertos de maracujazeiro oriundos de sementes apresentam o inconveniente de gerar plantas com caules muito finos e, portanto, incompatíveis com o diâmetro dos garfos que são obtidos de plantas adultas. Contudo, observou-se que para pitangueira, 30-60 dias após a emergência de sementes, os caules dos porta enxertos, possuíam diâmetros compatíveis com enxertos oriundos de brotações apicais (0,08 a 0,1cm).

4.1.2.2 Métodos de proteção do enxerto na produção de mudas de pitangueira.

Houve maior sobrevivência em plantas submetidas à enxertia de garfagem herbácea mantidas em câmara de nebulização intermitente, aos 30 dias após a enxertia (Tabela 6), ao comparar-se com o método padrão de proteção do enxerto (saco de polietileno transparente). Isto ocorreu provavelmente por uma maior manutenção da umidade na câmara de nebulização, o que propiciou menores trocas gasosas da planta com o ambiente e principalmente menor desidratação acarretando em maior cicatrização do ponto de enxertia.

TABELA 6. Sobrevivência relativa aos 30, 45 e 109 dias após a enxertia herbácea de pitangueira conduzidas em câmara de nebulização ou protegidas com saco plástico transparente. Porto Alegre, 2014.

Tratamento	Sobrevivência (%)					
	30 dias		45 dias ¹		109 dias ¹	
Saco de Polietileno Transparente	33,33	b*	0,00	b**	0,00	b***
Câmara de nebulização	80,95	a	57,04	a	52,38	a
CV %	28,86		32,47		18,68	

Médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan (* $p \geq 0,10$, ** $p \geq 0,05$, *** $p \geq 0,01$); ¹dados transformados ($\sqrt{X+1}$).

Ainda, devido a fragilidade dos tecidos envolvidos na enxertia herbácea, a maior manipulação das plantas ao posicionar o saco plástico sobre a planta pode

ter deslocado o enxerto e com isso influenciado na cicatrização do ponto de enxertia.

Franzon (2008), ao realizar estudo de enxertia semi-lenhosa de garfagem em fenda cheia e dupla fenda em pitangueira, também relatou dificuldade de colocação do saco plástico neste tipo de material. Segundo este autor, para o tipo de material utilizado (porta enxertos com diâmetro médio de 2 mm), os cortes na enxertia de dupla fenda, bem como a amarração do saco plástico foram mais difíceis de ser realizados. Com isso houve uma maior exposição dos tecidos ao ambiente, o que aumentou a reação de oxidação de compostos fenólicos. Estes compostos, especialmente em espécies da família das mirtáceas, quando em contato com o ar resultam em oxidação dos tecidos, dificultando a formação do calo e o processo de cicatrização (Fachinello et al., 2005). Neste estudo a rapidez na execução, quando as plantas foram levadas para a câmara de nebulização, proporcionou uma menor exposição dos tecidos ao ambiente e menor manipulação das plantas, contribuindo para a cicatrização dos enxertos.

Da mesma forma, Jacomino et al. (2000), estudando métodos de proteção do enxerto (saco de polietileno, parafina, parafina + vaselina, cera de abelha, parafilme e filme de PVC) na produção de mudas de mangueira, abacateiro e noqueira-pecã (*Carya illinoensis*) observaram que a proteção do enxerto com saco de polietileno, apresentou baixos resultados de cicatrização do ponto de enxertia, com exceção da mangueira, na qual seu desempenho foi equivalente ao dos melhores tratamentos. Sendo os tratamentos mais indicados para estas espécies, segundo os mesmos autores: parafilme, filme de PVC ou saco de polietileno na enxertia de mangueira. Na enxertia de abacateiro (*Persea americana*),

recomendam utilizar parafilme ou filme de PVC; e na enxertia de noqueira-macadâmia (*Macadamia integrifolia*), deve-se optar pelo parafilme.

No presente estudo a manutenção das plantas enxertadas em câmara de nebulização preveniu o ressecamento dos garfos e permitiu boa cicatrização dos enxertos. Possivelmente a manutenção das plantas enxertadas por um período mais prolongado (superior a 30 dias), em câmara de nebulização, pode vir à garantir uma maior sobrevivência das plantas após a aclimatização em outros ambientes.

Aos 45 dias após a enxertia percebeu-se uma redução na sobrevivência em ambos os tratamentos (Tabela 6). Isto ocorreu devido à retirada das plantas dos seus respectivos tratamentos (proteção com plástico de polietileno e câmara de nebulização), aos 30 dias após o início do experimento, e transferência de todas as plantas para casa de vegetação (Figura 5). Provavelmente a retirada do plástico e a saída da câmara de nebulização tenham sido precipitadas e isso tenha contribuído para a perda do material. Com as condições apropriadas de umidade, proporcionada pela câmara de nebulização, provavelmente o período para a união entre as partes envolvidas, com a formação de tecidos vasculares, foi mais curto do que para as plantas que foram ensacadas.

Supõe-se que 30 dias após a enxertia, a conexão vascular entre porta-enxerto e enxerto não estava completa para as plantas ensacadas e que a retirada do saco tenha sido precipitada, ocasionando desidratação dos garfos, levando estes à morte. Segundo Hartmann et al. (2011), a rápida união entre as partes é fundamental para o sucesso da enxertia, pois diminui o período em que o enxerto pode sofrer desidratação.

Já, na análise aos 109 dias após a enxertia a sobrevivência das plantas oriundas de câmara de nebulização se manteve e, observando-se a emissão de folhas percebem-se que essas plantas apresentavam bom desenvolvimento inicial, com média de 12,3 folhas por planta (Figura 5). Durante o período do experimento a emissão de folhas teve um comportamento linear ascendente, para as plantas oriundas de câmara de nebulização (Figura 5), já, para as plantas protegidas com saco de polietileno transparente o comportamento foi linear descendente (Figura 5), sendo justificado por uma possível retirada precipitada do saco plástico.

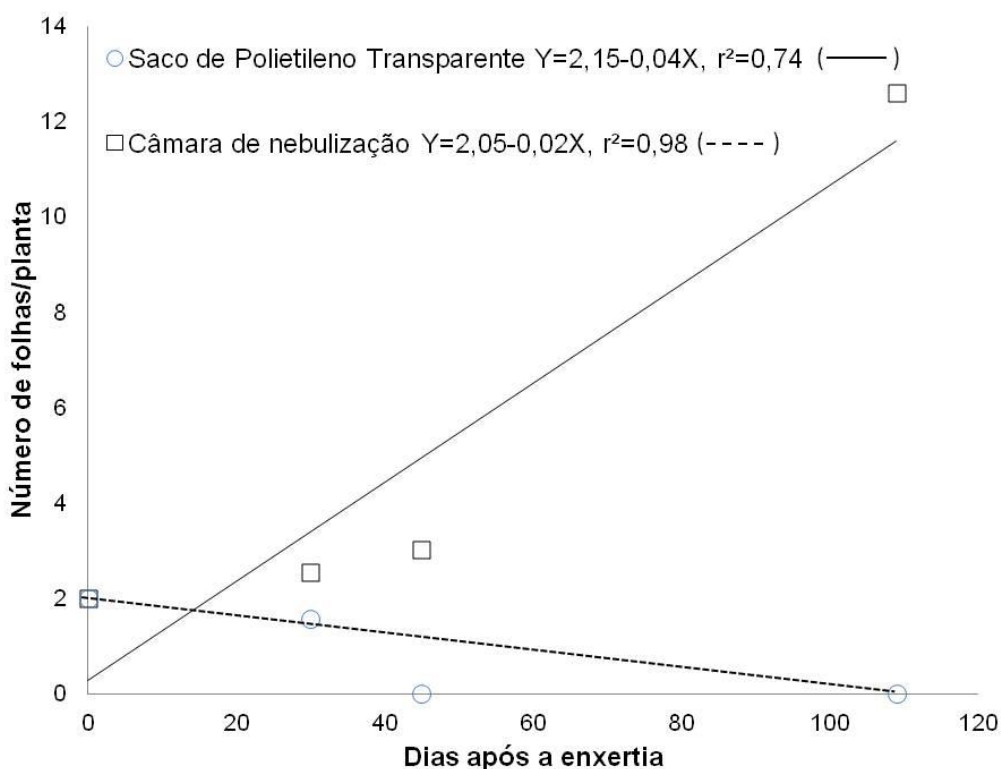


FIGURA 5. Número total de folhas emitidas durante 109 dias após a enxertia herbácea de enxertos que foram protegidos por saco de polietileno transparente ou mantidos em câmara de nebulização. Porto Alegre, 2014.

Nota-se, portanto, que a técnica de enxertia herbácea, em casa de nebulização, promove um bom desenvolvimento da muda enxertada de

pitangueira. Somando-se os 60 dias necessários para produção do porta-enxerto, aos 109 dias para desenvolvimento inicial do enxerto, têm-se ao total 169 dias para a obtenção de uma muda enxertada de pitangueira com cerca de 16,5 cm de altura e 12 folhas. Ainda, aos 109 dias após a enxertia, duas mudas provenientes do tratamento câmara de nebulização intermitente, apresentaram uma flor cada (Figura 6).



FIGURA 6. Muda enxertada de pitangueira (*Eugenia uniflora*) com uma flor, aos 109 dias após a enxertia herbácea em *seedlings* de 60 dias, mantidos sob nebulização intermitente. Porto Alegre, 2014.

Certamente o enxerto foi coletado com uma gema diferenciada para floração. Contudo, após a cicatrização do enxerto esta gema se desenvolveu, provavelmente por terem sido supridas todas as suas necessidades para que tal evento ocorresse, comprovando dessa forma o total sucesso da enxertia. Diante disto, esta técnica pode ser indicada inclusive para a obtenção de mudas com fins ornamentais, devido a precocidade para o início da floração.

4.2 Estaquia

4.2.1 Influência da idade ontogênica sobre a estaquia de pitangueira e jabuticabeira.

Estacas semi-lenhosas de pitangueira apresentaram maior sobrevivência (91%) e retenção de folhas em relação às herbáceas (Tabela 7), porém maior enraizamento, número de raízes por estaca e comprimento médio de raízes foram observados em estacas de material herbáceo (Tabela 8). Estacas semi-lenhosas possivelmente possuem maior quantidade de reservas nutritivas, e por essa razão, mantêm por um período prolongado a sobrevivência. Porém, o baixo enraizamento observado em estacas semi-lenhosas (Figura 7) deve-se, possivelmente, à oxidação de compostos fenólicos, presentes em tecidos mais lignificados e presentes em altas concentrações em mirtáceas (Fachinello et al., 2005). Franzon (2008), supõe que estacas mais novas e menos lignificadas tenham menores concentrações de fenóis, e tenham maior capacidade de enraizamento, como o observado no presente trabalho.

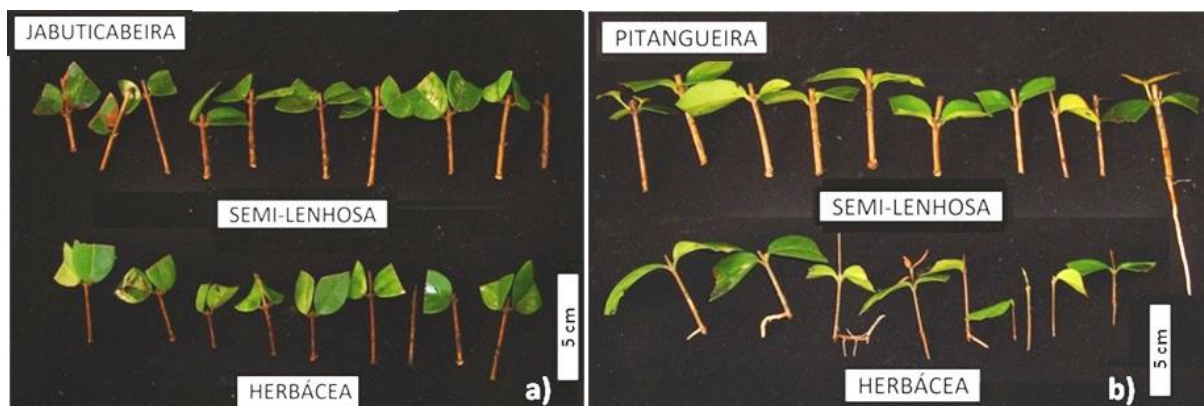


FIGURA 7. Estacas semi-lenhosas e herbáceas de a) jaboticabeira (*Plinia peruviana*) e b) pitangueira (*Eugenia uniflora*). Porto Alegre, 2014.

TABELA 7. Sobrevivência relativa, retenção e emissão de folhas (número de folhas por estaca) de estacas de pitangueira (*Eugenia uniflora*) e jaboticabeira (*Plinia peruviana*). (Porto Alegre, 2014).

Espécie	Tipo de estaca	Sobrevivência (%)	Nº de folhas retidas	Emissão de folhas
Pitangueira	Herbácea	77 b	1,23 b	0,21 ^{ns}
	Semi-lenhosa	91 a	1,64 a	0,26
CV%		14,79	16,04	9,54
Jaboticabeira	Herbácea	83 ^{ns}	1,35 b	-
	Semi-lenhosa	91	1,82 a	-
CV %		15,40	22,68	-

As médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

TABELA 8. Calogênese e enraizamento relativo, número de raízes por estaca e comprimento médio das raízes (cm) de estacas de pitangueira (*Eugenia uniflora*) e jaboticabeira (*Plinia peruviana*). Porto Alegre, 2014.

Espécie	Tipo de estaca	Calogênese (%)	Enraizamento (%)	Nº Raízes/estaca	Comprimento médio de raízes (cm)
Pitangueira	Herbácea	4 ^{ns}	26 a	1,19 a	1,12 a
	Semi-lenhosa	12	4 b	1,05 b	1,02 b
CV%		5,58	5,27	6,62	8,30
Jaboticabeira	Herbácea	56 ^{ns}	0	-	-
	Semi-lenhosa	45	0	-	-
CV %		11,21	-	-	-

As médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

Devido ao baixo percentual de enraizamento verificado na estaquia convencional, têm-se testado o uso das mini-estacas para a propagação de mirtáceas. Contudo, ainda que com diâmetros similares (2 mm), em algumas estacas é possível observar maior lignificação e, portanto, constituição física e química diferentes nos tecidos, o que, como observado no presente estudo, influencia no potencial de enraizamento. Similar a este experimento, Coutinho et al. (1991), utilizando AIB em estacas semi-lenhosas de goiabeira serrana (*Acca sellowiana* Berg.), guabijuzeiro (*Myrcianthes puncens* Berg.), cerejeira-do-mato (*Eugenia involucrata*), pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) e araçazeiro amarelo (*Psidium cattlyanum* Sab.) verificaram que estacas de guabijuzeiro, cerejeira do mato e pitangueira também não enraizaram mesmo quando tratadas. Já as estacas de goiabeira serrana e araçazeiro amarelo apresentaram baixa porcentagem de enraizamento, tanto sem tratamento (3,00 a 0,66% de enraizamento, respectivamente), como com tratamento com AIB (6,33% de enraizamento com 5.000 mg.L⁻¹ a 2,66% de enraizamento com 1.000 mg.L⁻¹).

O tipo de estaca não influenciou a sobrevivência das mesmas em jaboticabeira, porém estacas semi-lenhosas apresentaram maior retenção foliar (Tabela 7). Nesta espécie não houve enraizamento, somente calogênese independentemente do tipo de estaca utilizada (Tabela 6). Sasso (2009), testando métodos de propagação vegetativa de jaboticabeira observou que o enraizamento de estacas lenhosas é dependente de AIB, obtendo melhor resultado na concentração 6000 mg L⁻¹, conjugado com corte vertical na base da estaca. Ainda, o mesmo autor observou enraizamento baixo ao utilizar estacas herbáceas (máximo 10%) relatando que a estaquia em jaboticabeira, realizada em época

onde há pouca emissão de novas brotações, apresentando assim estacas apicais mais lignificadas, pode ter prejudicado o enraizamento, corroborando com os dados aqui encontrados. Além disso, Kachecheba (1976) descreve que diferenças sazonais no enraizamento de cultivares de hibisco foram devidas às diferenças no conteúdo de auxinas das estacas, que são maiores durante o acelerado crescimento vegetativo da planta matriz, o que pode ter ocorrido também para a jaboticabeira neste experimento.

Na literatura são encontrados trabalhos com percentuais variáveis de enraizamento de jaboticabeira. Porém, de uma maneira geral, este valor é normalmente baixo comparado com outras frutíferas. Em estudo conduzido por Leonel et al. (1991), com estacas semi lenhosas foi observado somente formação de calo para *P. cauliflora*. Já Scarpate Filho et al. (1999) obtiveram até 38% de enraizamento de estacas de brotações novas de *P. jaboticaba* Duarte et al. (1997) com estacas herbáceas de *P. cauliflora*, tiveram 60% de enraizamento; e Pereira et al. (2005), encontraram até 39,6% de enraizamento em estacas apicais de jaboticabeira Sabará (*P. jaboticaba*). Portanto, observa-se que embora a espécie apresente dificuldade para o enraizamento, já foram obtidos percentuais consideráveis de enraizamento de estacas, especialmente quando utilizadas estacas herbáceas. Esses resultados indicam a necessidade de ajustes na técnica de estaquia herbácea para incrementar os percentuais de enraizamento de jaboticabeira.

4.2.2.1 Estaquia herbácea de pitangueira e jabuticabeira nas diferentes épocas do ano sob diferentes doses de fitorregulador

De forma geral as doses de AIB utilizadas, nos quatro experimentos, não influenciaram no percentual de enraizamento de pitangueira, tampouco no de jabuticabeira (Tabelas 9 e 10). Ainda, pouco influenciaram nas outras variáveis analisadas como número de raízes por estaca, comprimento das raízes, calogênese relativa e número de folhas retidas e emitidas, inclusive, em alguns destes os tratamentos com AIB prejudicaram significativamente os resultados, independentemente da dose do fitorregulador (Tabelas 9 e 10). De forma similar, Lopes (2009) estudando a estaquia de diferentes tipos de estacas semilenhosas (apical, mediana e basal) das espécies de cerejeira-do-mato (*E. involucrata* D.C.), pitangueira (*E. uniflora* L.) e grumixameira (*E. brasiliensis* Lam), verificou que a sobrevivência das estacas de pitangueira foi afetada negativamente pelas maiores doses de AIB. Em pitangueira os maiores percentuais de enraizamento foram observados nos experimentos conduzidos em junho/2012 e agosto/2013 onde obteve-se, média 50% de sucesso. Contudo, para esta variável, somente houve influência das doses de AIB utilizadas no experimento de junho/2012, onde 4000 mg L⁻¹ foi a dose que se destacou com 62,5% de enraizamento, porém esta não diferiu da testemunha com 50% de enraizamento (Tabela 9). Nas demais datas as doses de AIB não influenciaram significativamente. Diante dos percentuais de enraizamento encontrados pode-se considerar que para esta espécie não há a necessidade de aplicação de auxina exógena para promover o enraizamento de estacas (Tabela 9).

TABELA 9. Número relativo e absoluto de raízes por estaca, comprimento de raízes, calogênese relativa e número de folhas retidas e emitidas em estacas herbáceas de pitangueira, nos experimentos identificados pela data de início (16/12/2011; 15/06/2012; 03/04/2013 e 22/08/2013). Porto Alegre, 2014.

Data de início do experimento	Dose AIB (mg L ⁻¹)	Enraizamento (%)	Número de raízes	Comprimento de raízes (cm)	Calogênese (%)	Número de Folhas por plantas		
16/12/2011	0	44,2 ^{ns}	1,4 ^{ns}	3,8 a	9,6 ^{ns}	4,1 a		
	2000	19,2	0,9	0,9 c	3,8	1,6 b		
	4000	23,1	1,1	2,8 ab	7,7	2,1 b		
	6000	40,4	1,6	2,3 b	5,8	2,0 b		
	Média	56,7	1,2	2,4	6,7	2,3		
	CV (%)	29,5	10,5	12,1	61,1	16,8		
15/06/2012	0	50,0 ab	1,56 ^{ns}	2,94 ^{ns}	22,5 ^{ns}	Número de Folhas retidas	Número de Folhas emitidas	
	1000	37,5 b	1,39	2,87	20,0	1,79 ^{ns}	2,52 ^{ns}	
	2000	47,5 ab	1,32	2,61	18,5	1,71	2,62	
	3000	45,0 ab	1,32	2,61	18,5	1,73	3,90	
	4000	62,5 a	1,47	2,57	25,0	1,62	2,41	
	Média	48,5	1,45	2,81	17,7	1,75	2,83	
CV (%)	23,5	25,7	34,2	73,4	19,3	41,08		
03/04/2013	0	15,0 ^{ns}	0,97 ^{ns}	0,94 ^{ns}	22,5 ^{ns}	1,69 ^{ns}	2,56 a	
	1000	15,0	1,20	0,94	22,5	1,69	2,56 a	
	2000	25,0	0,97	1,75	25,0	1,68	1,75 ab	
	3000	20,0	1,06	2,31	20,0	1,66	0,66 ab	
	4000	17,5	1,12	1,61	15,0	1,34	0,00 b	
	Média	18,5	1,06	1,51	21,0	1,61	1,50	
CV (%)	7,6	17,1	18,8	54,1	7,28	27,1		
22/08/2013	0	35,0 ^{ns}	1,59 ^{ns}	1,97 ab	32,5 ^{ns}	1,5 ^{ns}	2,0 ^{ns}	
	1000	45,0	1,46	3,31 a	37,5	1,7	3,6	
	2000	57,5	1,20	1,65 b	27,5	1,7	2,9	
	3000	55,0	1,37	1,77 b	25,0	1,4	2,7	
	4000	53,5	1,19	2,77 ab	12,5	1,6	2,9	
	Média	49,2	1,36	2,29	27,0	1,6	2,8	
CV (%)	6,65	5,39	10,9	41,4	6,91	16,32		

As médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan ($p>0,05$).

TABELA 10. Número relativo e absoluto de raízes por estaca, comprimento de raízes, calogênese relativa e número de folhas retidas e emitidas em estacas herbáceas de jabuticabeira, nos experimentos identificados pela data de início (16/12/2011; 15/06/2012; 03/04/2013 e 22/08/2013). Porto Alegre, 2014.

Data de início do experimento	Dose AIB (mg L ⁻¹)	Enraizamento (%)	Número de raízes	Comprimento de raízes (cm)	Calogênese (%)	Número de Folhas por planta			
16/12/2011	0	84,6 a	1,00 b	1,04 ^{ns}	0,0	2,33 ^{ns}			
	2000	65,4 a	1,14 a	1,49	0,0	2,49			
	4000	40,4 b	1,00 b	1,84	0,0	1,95			
	6000	69,2 a	1,03 ab	1,41	0,0	1,92			
	Média	64,9	1,04	1,44	0,0	2,17			
	CV (%)	21,1	6,91	49,8	-	18,5			
15/06/2012	0	2,5 ^{ns}	0,25 ^{ns}	0,0	87,5 ^{ns}	1,8 bc		0,1 ^{ns}	
	1000	12,5	0,50	0,0	80,0	1,9 ab		0,1	
	2000	5,0	0,25	0,0	92,5	2,0 a		0,0	
	3000	5,0	0,25	0,0	77,5	1,7 c		0,1	
	4000	12,5	0,25	0,0	85,0	1,9 ab		0,1	
	Média	7,5	0,30	0,0	84,5	1,8		0,1	
	CV (%)	79,4	18,7	-	14,7	5,9		5,34	
03/04/2013	0	0,0	0,0	0,0	85,0 ^{ns}	2,0 ^{ns}		0,0-	
	1000	0,0	0,0	0,0	95,0	2,0		0,0-	
	2000	0,0	0,0	0,0	82,5	2,0		0,0-	
	3000	0,0	0,0	0,0	95,0	1,9		0,0-	
	4000	0,0	0,0	0,0	87,5	2,0		0,0-	
	Média	0,0	0,0	0,0	89,0	1,9		0,0	
CV (%)	-	-	-	13,8	10,76		-		
22/08/2013	0	55,0 ^{ns}	1,5 ^{ns}	1,4 ^{ns}	27,5 ^{ns}	1,9 ^{ns}		1,5 ^{ns}	
	1000	40,0	1,4	1,1	37,5	1,9		1,9	
	2000	45,0	1,4	1,2	30,0	1,9		2,2	
	3000	55,0	1,2	1,8	37,5	1,9		2,1	
	4000	52,5	1,4	1,0	35,0	2,0		1,9	
	Média	49,5	1,4	1,3	33,5	1,9		1,9	
CV (%)	22,6	7,48	11,9	43,2	2,27		27,5		

As médias seguidas pela mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Duncan ($p > 0,05$).

Para jabuticabeira, resultados similares aos de pitangueira foram observados quanto ao comportamento de auxina aplicada. Os maiores percentuais de enraizamento das estacas de jabuticabeira foram observados em dezembro/2011 e agosto/2013, com média de 64,8% e 49,5% de enraizamento, respectivamente (Tabela 10). As doses de AIB utilizadas, somente influenciaram no experimento instalado em dezembro/2011, onde a aplicação de AIB prejudicou a rizogênese principalmente na dose 4000 mg L⁻¹ (Tabela 10). Cabe destacar que no experimento iniciado em dezembro/2011 obteve-se 84% de enraizamento das estacas sem necessidade de AIB. Ainda, assim como em pitangueira, onde os menores percentuais de enraizamento foram observados no experimento iniciado em abril/2013, para as estacas de jabuticabeira nesta época não houve enraizamento, sendo esta uma época desaconselhável para a estaquia destas espécies (Tabelas 9 e 10), nas condições testadas.

Resultados similares a este foram encontrados por Zuffellato-Ribas & Rodrigues (2001), que estudaram o efeito de diferentes concentrações de AIB (0; 2000; 4000; 6000 e 8000 mg L⁻¹) e diferentes estações do ano no enraizamento de estacas herbáceas de *E. grandis*, coletadas a partir de plantas matrizes de 3 anos de idade. Os autores observaram resposta favorável ao enraizamento dessas estacas, quando a coleta do material vegetal foi realizada no inverno, com 42% de enraizamento no tratamento 8000 mg L⁻¹ AIB. Ainda, segundo Franzon (2008), setembro é o mês que coincide com a saída do período de inverno e também período de dormência das plantas, no Sul do Brasil. Portanto o alto índice de enraizamento encontrado neste experimento pode estar relacionado com o metabolismo das plantas, pois na saída do período de frio e dormência, elas

aumentam a atividade metabólica e a circulação de fotoassimilados, fazendo com que haja maior acúmulo e movimentação de promotores de crescimento, o que pode auxiliar para o maior índice de enraizamento.

A temperatura tem importante função regulatória no metabolismo das plantas e afeta o enraizamento das estacas (Xavier, 2002). Temperaturas altas aumentam em demasia a respiração dos tecidos, provocando um esgotamento das reservas nutricionais, enquanto que baixas temperaturas reduzem o processo de fotossíntese acarretando o mesmo problema (Carrera Garcia, 1977) e diminuem o metabolismo das estacas levando a um maior tempo para o enraizamento ou até mesmo, não proporcionando condições adequadas para que ocorram indução, desenvolvimento e crescimento radicular (Xavier, 2002). Estas são possíveis razões para a falta de enraizamento no experimento iniciado em abril/2013, já que este foi conduzido logo após uma época de altas temperaturas, onde possivelmente a planta tenha esgotado suas reservas.

Segundo Ono & Rodrigues (1996), citando diversos autores, relatam que a estação do ano influencia o enraizamento de estacas, fato estudado em vários cultivos. Essa variação na capacidade de enraizamento é atribuída às fases de crescimento da planta e ao estado bioquímico das estacas. As variações sazonais modificam a atividade cambial, o estado fisio/morfológico da planta mãe, que altera os níveis hormonais endógenos e nutricionais, que favorecem o enraizamento, influenciando assim a resposta de rizogênese (Torres, 2003).

Sasso (2009) obteve menores percentuais de enraizamento em jaboticabeira comparados aos do presente estudo. Contudo, de forma inversa a este, observou incremento no enraizamento de estacas nas doses 2000 e 4000

mg L⁻¹ AIB (6,7%) e decréscimo no enraizamento com doses mais elevadas 6000 e 8000 mg L⁻¹ AIB (4,2 e 2,5%, respectivamente) o que demonstra, segundo o autor, efeito de inibição do enraizamento em altas concentrações de AIB. Porém, em estacas lenhosas de jabuticabeira, Sasso (2009) observou efeito contrário, ou seja, incremento de enraizamento conforme aumentaram as doses de auxina exógena aplicada. Justifica tal resultado pelo fato de que estacas menos lignificadas requerem menor estímulo pela aplicação exógena de auxinas do que as lenhosas, tanto para iniciar quanto para expressar a inibição do enraizamento. Novamente, de forma contrária ao presente estudo, Scarpate Filho et al. (1999) estudaram o enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira 'Sabará' (*Myrciaria jabuticaba* (Vell) Berg.) originadas de brotações novas, de plantas matrizes submetidas à poda drástica (a 1 metro do solo), e tratadas com zero, 1000, 2000, 4000 e 8000 mg.L⁻¹ de AIB, concluindo que a obtenção de material ontogeneticamente mais jovem não foi suficiente para formação de raízes, sendo que somente a associação das estacas com o regulador de crescimento (AIB) provocou o enraizamento (8,96% com 1000 mg.L⁻¹, 12,98% com 2000 mg.L⁻¹, 23,16% com 4000 mg.L⁻¹ e 37,98% com 8000 mg.L⁻¹).

Devido aos resultados obtidos no experimento iniciado em dezembro/2011, verificou-se a necessidade de diminuir o intervalo entre as doses de AIB utilizadas, visando a identificação de diferenças mais sutis entre doses menores, e a ampliação do período de duração do experimento (65 dias), já que muitas plantas apresentavam-se vivas, porém sem enraizamento, podendo um período mais prolongado, propiciar a emissão de raízes nessas espécies. Contudo, nem a

redução dos intervalos entre as doses utilizadas, nem o aumento do período do experimento propiciaram melhores resultados de rizogênese (Tabelas 9 e 10).

Quanto ao número de raízes emitidas por estaca, não houve influência da dose de fitorregulador, independentemente da época do ano em que foi realizado o experimento, para pitangueira sugerindo entre 1,0 e 1,5 raízes por estaca nos estudos (Tabela 9). Contudo, observa-se que em valores absolutos, em junho/2012 houve uma maior emissão de raízes por estaca comparado as outras épocas. As doses de AIB promoveram comprimento diferenciado das raízes nos experimentos realizados em dezembro/2011 e agosto/2013, porém nunca superaram significativamente as testemunhas. Estas épocas, juntamente com junho/2012 (onde não houve influência do fitorregulador para esta variável), encontrou-se, em média, maiores comprimentos de raiz. Em dezembro/2011, para pitangueira, as estacas não tratadas com AIB, apresentaram comprimento médio da raiz com 3,79 cm significativamente superior a tratadas com auxina. (Tabela 9). Já em agosto/2013, para a mesma espécie, as doses 2000 mg L⁻¹, seguido de 4000 mg L⁻¹ e a testemunha, foram as de melhor desempenho. Em junho/2012 a emissão de raízes em pitangueira foi, em média, de 1,45 raízes por estaca com comprimento médio de 2,81 cm. Destaque-se o menor comprimento médio das raízes de pitangueira, quando o experimento foi iniciado em abril/2013.

Para jabuticabeira, apesar das diferenças significativas encontradas no experimento realizado em dezembro/2011, encontrou-se apenas 1 raiz por estaca, em média nos estudos iniciados em dez/2011 e agosto/2013 (Tabela 10). No experimento de junho/2012 a média foi menor (entre 0,25 e 0,50 raízes por estaca) e em abril/2013 não houve enraizamento. O comprimento das raízes de

jaboticabeira não foi influenciado pelas doses de AIB estudadas (em dezembro/2011, média de 1,44cm e, em agosto/2013 média de 1,3 cm), independente da época em que foi realizado o experimento (Tabela 10). Observa-se, ainda, que estacas de pitangueira, ao enraizarem, o fazem em maior número e comprimento que as estacas de jaboticabeira. Até o momento, não existe na literatura uma referência ao número e comprimento adequado de raízes. No entanto, esses fatores estão relacionados à capacidade de sobrevivência e de desenvolvimento da planta após o período de formação das raízes.

Em outro estudo com jaboticabeira (*M. jaboticaba* Berg.), Scarpone et al. (2002), obtiveram 20,17%, 33,0%, 35,08%, 11,0% e 22,58% de enraizamento em estacas herbáceas com AIB, nas concentrações de 0, 3000, 6000, 9000 e 12000 mg L⁻¹. Observa-se aqui também, o efeito inibitório do AIB a partir da concentração de 6000 mg L⁻¹.

Novamente, para calogênese relativa, volta-se a observar a falta de influência das doses de auxina estudadas e tampouco das épocas do ano para pitangueira e para jaboticabeira (Tabelas 9 e 10). Contudo, os maiores percentuais de calogênese de pitangueira foram observados em agosto/2013 (27% calogênese), enquanto que para jaboticabeira foram em junho/2012 e abril/2013 com 84,5 e 89% de produção calos, respectivamente. O calo é formado quando há lesão dos tecidos do xilema e do floema, o que é resultado do corte efetuado nas estacas. Em estacas de pereira 'Limeira', o enraizamento se deu na região do corte basal e apenas quando houve formação de calos (Barbosa et al., 2007). Da mesma forma, em estaquia de jaboticabeira, Sasso (2009) observou que a formação de calos ocorreu previamente ao enraizamento. Já Rodríguez (2013),

em estudo com estaquia de grumixameira (*Eugenia brasiliensis*), sob diferentes doses de AIB (0, 100, 250 e 500 mg L⁻¹) não observou influência das doses de auxina utilizadas, com média de 31,6% de enraizamento. Este autor ao realizar cortes a mão livre da zona de rizogênese, observou, nesta região, a formação de uma massa celular protuberante circundando o tecido exposto, porém as raízes se desenvolveram formando uma continuação da região do procâmbio atravessando gradativamente o calo formado, sugerindo que os eventos rizogênese e calogênese ocorrem separadamente no ponto de corte da estaca.

Resultados similares à este foram obtidos por Leonel et al. (1991), que estudando o efeito da aplicação de reguladores de crescimento no enraizamento de estacas de jaboticabeira (*Myrciaria cauliflora* Berg.), não obtiveram sucesso nos diferentes tratamentos. Estes autores, além de concentrações de AIB (2000 e 5000 mg L⁻¹), utilizaram também ácido naftalenoacético (ANA) (3000 e 1500 mg L⁻¹), ambos associados ou não com ácido bórico (H₃BO₃) na concentração de 150 mg L⁻¹. Observaram apenas a formação de calo na base das estacas.

Corroborando com estes dados, Valle & Caldeira (1978) indicam que a época mais favorável para o enraizamento de estacas de eucalipto se inicia na primavera, quando o material a ser estaquiado encontrará melhores condições nutricionais, e portanto mais aptas ao enraizamento. Contudo, observa-se pelo alto percentual de calogênese, que embora não se tenha obtido raízes, provavelmente a indução destas tenha ocorrido, mas com a redução da temperatura ao longo do período as fases subseqüentes foram inibidas. Observou-se um alto potencial para rizogênese tanto em pitangueira quanto em jaboticabeira, independente da dose de AIB utilizada.

Quanto à retenção e emissão de folhas, no primeiro experimento (dezembro/2011) estas variáveis foram contabilizadas juntas e para pitangueira as doses de auxina utilizadas prejudicaram o número total de folhas, sendo a testemunha, com 4,1 folhas, o tratamento de melhor desempenho (Tabela 8). Nos demais períodos, novamente não houve influência das doses de auxina utilizadas, para retenção e emissão de folhas, exceto no experimento de abril/2013, onde o aumento das doses do fitorregulador foi progressivamente prejudicial para este parâmetro.

Para jabuticabeira, no primeiro experimento, não houve influência do fitorregulador, assim como este não influenciou na emissão de folhas nos outros períodos e na retenção de folhas em abril e agosto/2013 (Tabela 10). Somente em junho/2012, observa-se que, para jabuticabeira a maior retenção de folhas ocorreu na dose 2000 mg L⁻¹ seguida da dose 4000 mg L⁻¹. Independente da época do experimento observou-se que jabuticabeira teve uma tendência de reter mais folhas que pitangueira. Sasso (2009), observou que o enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira teve relação com a manutenção das folhas nas estacas, o que não ocorreu com as estacas lenhosas, onde houve enraizamento inclusive nas estacas que não mantiveram suas folhas. De acordo com Couvillon (1988) as folhas das estacas auxiliam no enraizamento, visto que são responsáveis por produzir auxinas e carboidratos, os quais são translocados das mesmas para a base das estacas no substrato.

Este comportamento observado pelas doses de AIB é de difícil explicação, pois normalmente as respostas à aplicação de fitorreguladores são nulas ou com

comportamento quadrático positivo, com incremento das respostas concomitantemente às doses, alcançando uma saturação.

Não houve interação entre as concentrações de AIB e a época do ano de condução do experimento independente da espécie estudada (Tabela 11). Para ambas espécies, a instalação das estacas em abril, prejudicou o enraizamento, ao ponto de não haver formação de raízes em jabuticabeira e somente 21% em pitangueira (Tabela 11).

TABELA 11. Enraizamento relativo de jabuticabeira (*Plinia peruviana*) e pitangueira (*Eugenia uniflora*) nas diferentes doses de ácido indolbutírico (AIB) e datas de instalação do experimento. Porto Alegre, 2014.

Dose AIB (mg L ⁻¹)	Jabuticabeira				Dose AIB (mg L ⁻¹)	Pitangueira			
	jun/12	abr/13	ago/13	Média		jun/12	abr/13	ago/13	Média
0	2,5	0	55,0	19,2	0	50,0	15,0	35,0	33,3
1000	12,5	0	40,0	17,5	1000	32,5	25,0	45,0	35,8
2000	5,0	0	45,0	16,6	2000	47,5	17,5	57,5	40,8
3000	5,0	0	55,0	20,0	3000	45,0	30,0	55,0	43,3
4000	12,5	0	52,5	21,6	4000	67,5	17,5	52,5	44,2
Média	7,5 b	0 c	49,5 a		Média	48,5 a	21 b	49 a	
CV %	23,81				CV %	18,83			
Dose AIB	0,9382 (ns)				Dose AIB	0,4591 (ns)			
Data de instalação	***				Data de instalação	***			
Interação					Interação				
Dose*Data	0,8786 (ns)				Dose*Data	0,4873 (ns)			

As médias seguidas pela mesma letra na coluna ou na linha não diferem significativamente pelo teste de Duncan ($p > 0,05$). *** ($p > 0,01$)

Para jabuticabeira a data de início da estaquia mais recomendada é agosto, onde atingiu-se 49,5% de enraizamento, contra somente 7,5% em junho. Para pitangueira, não foram apontadas diferenças significativas entre as datas junho e agosto, podendo-se iniciar a estaquia desta espécie em qualquer um desses meses, pois alcançou-se também 48,5% e 49% em ambas as datas. Pode-se

utilizar esta técnica de propagação vegetativa sem a adição de AIB, já que as doses utilizadas não influenciaram no enraizamento destas espécies (Tabela 11).

Um dos fatores que tem forte influência para o sucesso da estaquia é a condição fisiológica da planta matriz, tais como conteúdo de água e o teor de reservas e de nutrientes, quando da coleta das estacas (Fachinello et al., 2005). A época do ano de coleta das estacas tem íntima relação com a condição fisiológica da planta matriz, como o observado na análise dos nutrientes no momento da coleta das estacas das espécies em estudo, onde alguns nutrientes apresentaram-se em quantidades diferentes (Tabela 12).

TABELA 12. Análise nutricional de folhas das plantas matrizes utilizadas no experimento de estaquia herbácea de pitangueira (*Eugenia uniflora*) e jabuticabeira (*Plinia peruviana*), em três datas estudadas. Porto Alegre, 2014.

Determinações	Pitangueira			Jabuticabeira		
	16/12/2011	30/04/2013	06/09/2013	16/12/2011	30/04/2013	23/08/2013
¹ Nitrogênio (TKN) - % (m m ⁻¹)	2,1	1,4	2,2	1,4	1,5	2,3
² Fósforo total - % (m m ⁻¹)	0,26	0,24	0,17	0,17	0,30	0,22
² Potássio total - % (m m ⁻¹)	1,7	1,3	1,2	1,3	1,2	0,95
² Cálcio total - % (m m ⁻¹)	1,0	1,6	1,6	0,77	0,95	0,72
² Magnésio total - % (m m ⁻¹)	0,21	0,23	0,18	0,28	0,29	0,2
² Enxofre total - % (m m ⁻¹)	0,16	0,11	0,14	0,19	0,26	0,16
³ Cobre total – (mg kg ⁻¹)	12	10	8	5	20	11
⁴ Zinco total – (mg kg ⁻¹)	32	24	22	25	32	39
⁵ Ferro total – (mg kg ⁻¹)	72	76	90	95	150	126
⁵ Manganês total – (mg kg ⁻¹)	25	23	29	119	124	98
⁶ Sódio total – (mg kg ⁻¹)	230	-	-	420	-	-
⁶ Boro total – (mg kg ⁻¹)	29	59	24	34	52	18

Obs.: Resultados expressos no material seco a 65°C. Metodologias aplicadas/ Limite de detecção ¹Kjedahl/0,01%, ²digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,01 %, ³digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 0,3 mg / kg, ⁴digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 1 mg/ kg, ⁵digestão úmida nítrico-perclórica / ICP-OES / 2 mg/kg e ⁶digestão seca/ ICP-OES / 1 mg/kg.

As análises de correlações de *Pearson* para pitangueira indicam que a temperatura e a umidade relativa do período de realização do experimento não foram determinantes para o enraizamento de estacas, contudo alguns nutrientes parecem estar intimamente associados à este processo (Tabela 13). Ainda, embora o enraizamento relativo não sofra influência, temperatura e umidade apresentaram correlação positiva com número e comprimento de raízes (Tabela 13).

TABELA 13. Coeficientes de correlação de *Pearson* entre o teor dos nutrientes presentes na planta matriz, a temperatura (°C) média e a umidade (%) na câmara de nebulização no período de duração do experimento com a rizogênese, número e comprimento de raízes por estacas, em de pitangueira. (Porto Alegre, 2014).

	Pitangueira		
	Rizogênese (%)	Número de Raízes por estaca	Comprimento de Raízes (cm)
Nitrogênio (TKN) - % (m m ⁻¹)	0,760 *	0,253 ^{ns}	0,365 *
Fósforo total - % (m m ⁻¹)	-0,673 *	0,147 ^{ns}	0,539 ^{ns}
Potássio total - % (m m ⁻¹)	-0,220 ^{ns}	0,004 **	0,307 *
Cálcio total - % (m m ⁻¹)	0,060 ^{ns}	0,002 **	0,008 **
Magnésio total - % (m m ⁻¹)	-0,856 **	0,968 ^{ns}	0,407 ^{ns}
Enxofre total - % (m m ⁻¹)	0,461 ^{ns}	0,019 *	0,001 **
Cobre total – mg kg ⁻¹	-0,479 ^{ns}	0,030 *	0,177 ^{ns}
Zinco total – mg kg ⁻¹	-0,220 ^{ns}	0,004 **	0,030 *
Ferro total – mg kg ⁻¹	0,673 *	0,147 ^{ns}	0,539 ^{ns}
Manganês total – mg kg ⁻¹	0,850 **	0,835 ^{ns}	0,513 ^{ns}
Boro total – mg kg ⁻¹	-0,767 *	0,270 ^{ns}	0,040 *
Temperatura (°C) média no período na câmara de nebulização	0,993 ^{ns}	0,011 *	0,032 *
Umidade (%) na câmara de nebulização	0,108 ^{ns}	0,438 *	0,167 *

* Significativo em nível de 10% de probabilidade de erro; ** significativo em nível de 5% de probabilidade de erro; *** significativo em nível de 1% de probabilidade de erro; e ns = não significativo.

Provavelmente o incremento em número e comprimento de raízes esteja relacionado ao aumento da temperatura, que favorece a divisão celular na formação de raízes. Contudo para que isso ocorra, é necessário que as células

estejam túrgidas (Fachinello et al., 2005) . Portanto, a prevenção do murchamento é importante, especialmente em espécies que exigem um longo período para formar raízes, como parece ser o caso da jabuticabeira, e também quando se utilizam estacas com folhas ou de consistência herbácea, como as estacas utilizadas nesse estudo.

O teor dos nutrientes presentes na planta matriz, com o nitrogênio, ferro e manganês apresentaram forte correlação positiva, enquanto os nutrientes fósforo, magnésio e boro apresentaram forte correlação negativa com o enraizamento de estacas de pitangueira (Tabela 13). Os demais nutrientes não apresentaram correlações significativas para o enraizamento dessa espécie. Já, quanto ao número e comprimento de raízes, foram observadas fracas correlações positivas com os nutrientes potássio, cálcio, enxofre e zinco, porém ainda houve correlação com o número de raízes e o cobre e com o comprimento de raízes e o nitrogênio e o boro.

Comparando-se os teores observados de nitrogênio, ferro e manganês, nos três presentes experimentos, com os teores adequados para o enraizamento de estacas de *Eucalyptus* (Higashi et al., 2004), observa-se que estes valores podem ser considerados baixos ou deficientes. Contudo, um pequeno acréscimo na concentração destes nutrientes já possibilitou um incremento no enraizamento de estacas de pitangueira. Por outro lado, ferro, manganês e boro, que apresentaram forte correlação negativa, estavam em comparação aos níveis de nutrientes necessários para o enraizamento de *Eucalyptus*, em condições adequadas ou baixas. Dessa forma, pode-se supor que as necessidades nutricionais para o enraizamento de estacas de pitangueira, são inferiores as de *Eucalyptus*. Contudo

este é um estudo pioneiro para estas espécies e necessita ser repetido para confirmar estes resultados.

Para a estaquia de jabuticabeira, as análises indicam uma fraca correlação positiva entre temperatura média no período e rizogênese. Porém para número e comprimento de raízes a correlação com a temperatura não foi significativa (Tabela 14).

TABELA 14. Coeficientes de correlação de *Pearson* entre o teor dos nutrientes presentes na planta matriz, a temperatura (°C) média e a umidade (%) na câmara de nebulização no período de duração do experimento com a rizogênese, número e comprimento de raízes por estacas, em jabuticabeira. (Porto Alegre, 2014)

	Jabuticabeira		
	Rizogênese (%)	Número de Raízes por estaca	Comprimento de Raízes (cm)
Nitrogênio (TKN) - % (m m ⁻¹)	0,219 ns	0,001 ***	0,525 ns
Fósforo total - % (m m ⁻¹)	-0,932 ***	0,988 ns	0,001 ***
Potássio total - % (m m ⁻¹)	-0,050 ns	0,001 ***	0,841 ns
Cálcio total - % (m m ⁻¹)	-0,877 **	0,146 ns	0,001 **
Magnésio total - % (m m ⁻¹)	-0,401 ns	0,001 ***	0,256 ns
Enxofre total - % (m m ⁻¹)	-0,841 **	0,094 ns	0,004 **
Cobre total – mg kg ⁻¹	-0,928 ***	0,978 ns	0,001 ***
Zinco total – mg kg ⁻¹	0,179 ns	0,004 **	0,700 ns
Ferro total – mg kg ⁻¹	-0,873 **	0,637 ns	0,003 **
Manganês total – mg kg ⁻¹	-0,469 ns	0,002 **	0,180 ns
Boro total – mg kg ⁻¹	-0,740 *	0,303 *	0,019 *
Temperatura (°C) média no período na câmara de nebulização	0,084 ns	0,294 ns	0,114 ns
Umidade (%) na câmara de nebulização	0,001 *	0,796 ns	0,013 *

* Significativo em nível de 10% de probabilidade de erro; ** significativo em nível de 5% de probabilidade de erro; *** significativo em nível de 1% de probabilidade de erro; e ns = não significativo.

A umidade também não apresentou correlação com o número de raízes, contudo, uma fraca correlação positiva ocorreu com umidade e comprimento de raízes; indicando que o aumento da umidade deve ter proporcionado maior turgidez às células e com isso, uma maior divisão celular, acarretando em raízes

mais compridas. Por sua vez, esses resultados indicam que o aumento da temperatura no período tem uma fraca influência no processo. Enquanto que para alguns nutrientes, o seu teor endógeno na planta matriz parece influenciar fortemente a rizogênese (Tabela 14).

Para estacas de jabuticabeira, o teor de fósforo, cálcio, enxofre, cobre, zinco, ferro e boro, presentes na planta matriz, apresentaram forte correlação negativa com a promoção do enraizamento de estacas (Tabela 14). Para estes nutrientes, comparando-se com os níveis necessários aos de estacas de *Eucalyptus* (Higashi et al., 2004), percebe-se que estes apresentavam-se em níveis altos ou adequados nos dois últimos experimentos (Tabela 12). Portanto, assim como para pitangueira, a necessidade nutricional de jabuticabeira é possivelmente inferior à necessidade nutricional para enraizamento de estacas de *Eucalyptus*.

Os demais nutrientes não apresentaram, no presente estudo, correlações significativas com o enraizamento. Contudo para número de raízes, fracas correlações positivas foram observadas com nitrogênio, potássio, magnésio, zinco, manganês e boro e, com comprimento de raízes também ocorreram fracas correlações positivas com fósforo, cálcio, enxofre, cobre, ferro e boro (Tabela 14).

A nutrição mineral é considerada fator determinante para a predisposição ao enraizamento, devido ao seu envolvimento na determinação de respostas morfogênicas das plantas, tais como formação de raízes adventícias, bem como na modulação do comprimento e densidade das mesmas. Logo, ao se considerar a influência dos vários nutrientes no enraizamento adventício, é necessário

analisar o papel de cada nutriente particularmente em cada fase do processo (Cunha et al., 2009).

O Nitrogênio pode influenciar a iniciação de raízes através do metabolismo de carboidratos (fonte de energia para a iniciação dos primórdios radiculares), na relação C/N (onde alta relação C/N tem se correlacionado positivamente com o enraizamento) (Fachinello et al., 2005) e interações hormonais (Souza & Fernandes, 2006). Observou-se, no estudo com pitangueira uma alta correlação positiva entre nitrogênio e a rizogênese e correlação não significativa para jabuticabeira (Tabela 13 e 14). Além de fracas correlações no comprimento de raízes de pitangueira e número de raízes em jabuticabeira. Na literatura, têm-se observado resultados divergentes quanto à necessidade de nitrogênio para promover o enraizamento. Para Hartmann et al. (2011), de modo geral o nitrogênio está correlacionado negativamente com o enraizamento. A porcentagem de enraizamento de microestacas de *Eucalyptus globulus* foi afetada pela nutrição com nitrato, ou seja, a remoção do amônio e reposição com concentrações moderadas de nitrato revelaram significativo progresso no enraizamento (Schwambach et al., 2005).

Quanto à necessidade de fósforo, Bucio et al., (2002) relatam que a primeira adaptação das plantas à baixa disponibilidade de fósforo é a mudança no sistema radicular, ou seja, alterações na ramificação, comprimento total, alongamento de pêlos radiculares e formação de raízes laterais. Alguns estudos relatam que a deficiência de fósforo aumenta o alongamento de raízes. Bucio et al. (2002) também observaram formação de raízes laterais sob deficiência de fósforo. De forma semelhante, no presente estudo, independente da espécie vegetal, os

níveis endógenos de fósforo nas estacas, apresentaram forte correlação negativa ao enraizamento (Tabela 13 e 14). Ainda, somente em jabuticabeira o fósforo apresentou fraca correlação positiva com o comprimento da raiz, sugerindo que um aumento na concentração deste nutriente pode alongar as raízes, no entanto o fósforo não influenciou o número de raízes das espécies estudadas, nem o comprimento de raízes de pitangueira (Tabelas 13 e 14).

Dentre as inúmeras funções do potássio nos processos metabólicos, pode-se destacar o incremento no crescimento de raízes, além de redução em desordens fisiológicas (Meurer, 2006). Assim como o observado no presente estudo, onde fracas correlações positivas foram observadas no número e comprimento de raízes de pitangueira e no número de raízes de jabuticabeira, indicando que o potássio, influenciou no número e alongamento das raízes. Contudo, embora as doses endógenas de potássio para jabuticabeira fossem baixas ou deficientes e, para pitangueira primeiramente adequado, passando à baixo nos experimentos seguintes de acordo com as necessidades propostas para *Eucalyptus* (Higashi et al., 2004) (Tabela 1), as correlações não apontaram significância para o enraizamento destas espécies (Tabelas 13 e 14).

O cálcio é requerido na alongação e divisão celular; e observou-se neste estudo, que este nutriente somente influenciou em número de raízes de pitangueira e comprimento de raízes das duas espécies (Tabelas 13 e 14). No entanto as altas concentrações observadas nas estacas traduziram-se em efeitos negativos significativos para o enraizamento, em jabuticabeira (Tabela 14). Portanto, pode-se sugerir que o cálcio esteja mais envolvido com o crescimento das raízes nestas espécies do que propriamente a indução ao enraizamento. Para

pitangueira, não foram observadas correlações significativas, embora os níveis de cálcio endógeno estivessem altos, de acordo com o proposto para enraizamento de *Eucalyptus* (Tabela 1). Segundo Bellamine et al. (1998), o cálcio é um dos poucos minerais que influenciam individualmente de forma marcante o enraizamento. Em estudo com microestacas de *Eucalyptus globulus*, verificou-se aumento do número de raízes relacionadas ao aumento na concentração de cálcio, nas fases de indução e de formação de raízes (Schawambach et al., 2005), corroborando com os resultados aqui obtidos.

O papel do magnésio durante a iniciação, crescimento e desenvolvimento radicular ainda não é claro (Cunha et al., 2009a). Supõe-se que ele possua papel fundamental na indução já que este elemento atua especificamente na ativação de enzimas envolvidas na respiração, fotossíntese e na síntese de DNA e RNA (Taiz & Zeiger, 2009). Plantas deficientes em magnésio apresentam teores de nitrogênio protéico menores, evidenciando que a falta de magnésio afeta a síntese de proteínas (Cunha et al., 2009b). Logo, percebe-se a importância deste nutriente na fase de indução, tendo em vista que a respiração gera energia para iniciação dos primórdios, bem como a síntese de ácidos nucleicos e proteínas é importante nessa fase. Contrariando estes relatos, para magnésio, neste estudo, encontrou-se forte correlação negativa para pitangueira, enquanto que para jabuticabeira a correlação não foi significativa, para a rizogênese (Tabela 14). Ainda nas fases seguintes do enraizamento onde ocorre a multiplicação e alongamento de raízes, neste estudo, o magnésio não apresentou correlações significativas para pitangueira e jabuticabeira, somente em jabuticabeira apresentou uma fraca correlação positiva para número de raízes, indicando uma fraca participação neste

processo. Comparando-se aos níveis indicados para o enraizamento de *Eucalyptus*, aos níveis endógenos de magnésio tanto em pitangueira quanto em jaboticabeira, estavam adequados (Tabelas 1 e 11).

O enxofre participa em uma série de compostos e reações, sendo, na sua ausência, provocada uma série de distúrbios metabólicos como diminuição da fotossíntese e da atividade respiratória; queda na síntese de proteínas e acúmulo de carboidratos solúveis (Vitti et al., 2006). O enxofre também é componente do acetil-CoA, composto que faz parte do ciclo de Krebs, influenciando portanto o metabolismo de carboidratos (Marschner, 2012). Estes fatores justificam a importância deste nutriente na fase de indução, pois a iniciação dos primórdios requer síntese de proteínas, bem como carboidratos como fonte de energia a partir da respiração. Os resultados obtidos no presente estudo indicam que os teores endógenos de enxofre em pitangueira estão adequados, pela falta de significância na correlação com o enraizamento (Tabela 13), contudo para jaboticabeira, estes níveis podem estar um pouco elevados devido à forte correlação negativa observada com o enraizamento (Tabela 14). Porém para as fases seguintes ao enraizamento, o enxofre parece ter maior participação, pois apresentou correlações positivas para número de raízes em pitangueira e comprimento de raízes nas duas espécies estudadas (Tabelas 13 e 14).

Plantas com deficiência em cobre apresentam baixa atividade de peroxidases, AIA oxidase e polifenol oxidase (Marschner, 2012), sugerindo que deficiência de cobre seria favorável na fase de iniciação, pois com baixa atividade de AIA oxidase há um aumento nos níveis de AIA, principal hormônio exigido na fase de indução. Para pitangueira, observou-se que os níveis endógenos de cobre

não influenciaram no enraizamento, contudo uma forte correlação negativa foi observada em jabuticabeira (Tabela 14). O alto teor endógeno de cobre encontrado nas três épocas do experimento de jabuticabeira pode ter contribuído para uma redução endógena de AIA, o que pode justificar o baixo enraizamento observado nessa espécie. Corroborando com esta hipótese, observa-se que os maiores percentuais de enraizamento em jabuticabeira foram observados no experimento 1 (iniciado em dezembro de 2011) (Tabela 11), quando o nível endógeno de cobre (5 mg kg^{-1}) foi o menor entre os períodos observados (Tabela 12).

Existem relatos que o Zn é essencial para a síntese de triptofano (Malta et al., 2002; Souza & Pereira, 2007), qualificando-o como provável precursor de auxina (Ishihara et al., 2007; Li et al., 2009; Muller et al., 1998; Perrine et al., 2004; Woodward & Bartel, 2005) e, dessa forma, pode influenciar diretamente os eventos de enraizamento adventício (Souza & Pereira, 2007). Contudo não foram observadas correlações significativas para as espécies estudadas (Tabela 13 e 14), indicando que o nível endógeno de zinco, tanto em pitangueira quanto em jabuticabeira, parecem estar adequados e não influenciaram no enraizamento. Contudo, os níveis endógenos desse nutriente apresentaram fracas correlações positivas, em pitangueira para número e comprimento de raízes (Tabela 13) e em jabuticabeira para comprimento de raízes (Tabela 14), indicando que, embora este nutriente estivesse em níveis adequados no momento da indução, nas fases subsequentes uma adubação com zinco pode propiciar incremento no desenvolvimento das raízes.

O ferro está relacionado com a atividade de peroxidases que são enzimas envolvidas no crescimento e expansão celulares, diferenciação e desenvolvimento, catabolismo de auxina e lignificação (Fang & Kao, 2000). Sob deficiência de ferro, a atividade de peroxidases na raiz diminui, o que pode restringir o catabolismo de auxinas, favorecendo a ação destas, provavelmente promovendo a indução de raízes. Comportamentos opostos quanto a este nutriente foram observados no presente estudo. Forte correlação positiva entre ferro e a rizogênese relativa de pitangueira foi encontrada no presente estudo, enquanto que para jabuticabeira uma forte correlação negativa ocorreu (Tabela 12). Isso indica que os níveis de ferro observados neste estudo parecem estar adequados para pitangueira e excessivos para jabuticabeira. Por outro lado, outros estudos indicam que o ferro tem maior influência no comprimento de raízes e não propriamente na indução destas. Assim como o observado neste estudo com jabuticabeira, onde foram observadas correlações positivas entre ferro e comprimento de raízes, sem influenciar o número destas (Tabela 14).

A influência do manganês no enraizamento adventício foi relatada por Reuveni & Raviv (1981), em mudas de abacateiro (*Persea americana*), onde estacas de difícil enraizamento apresentaram maiores níveis do nutriente nos tecidos foliares do que as cultivares de fácil enraizamento. Para pitangueira, no presente estudo foi observada uma forte correlação positiva para o enraizamento, enquanto que para jabuticabeira não ocorreu (Tabelas 13 e 14). Ainda uma fraca correlação positiva ocorreu entre número de raízes e manganês, em jabuticabeira (Tabela 14).

Na ausência de boro, Josten & Kutschera (1999) relataram que o crescimento de plantas intactas é rapidamente inibido, bem como não se observa enraizamento adventício em estacas com extrema deficiência deste nutriente, sugerindo que este micronutriente é requerido para manutenção da divisão celular, expansão celular, ou ambos os processos. Os mesmos autores afirmam que a organização do primórdio e o subsequente crescimento. Tal comportamento foi observado no presente estudo, onde os resultados indicam uma fraca correlação com o enraizamento de pitangueira e ausência de correlação com o enraizamento de jabuticabeira (Tabelas 13 e 14), contudo fracas correlações positivas foram verificadas em pitangueira para comprimento de raízes (Tabela 13), e, em jabuticabeira para número e comprimento de raízes (Tabela 14). Estes resultados indicam que os níveis endógenos de boro parecem satisfatórios em jabuticabeira na fase inicial do processo e que ainda há a necessidade de ajustes nos níveis endógenos para pitangueira tanto na fase de indução quanto nas posteriores.

4.3 Miniestaquia

A primeira coleta de miniestacas do minijardim clonal foi possível já aos sete dias após a poda e início dos tratamentos de adubação independente da espécie vegetal. As doses de nitrogênio aplicadas não influenciaram o volume de produção de estacas em jabuticabeira ($p > 0,9445$), porém para pitangueira a adubação B promoveu incremento nesta variável ($p > 0,0203^*$). Os picos de produção de miniestacas de jabuticabeira se concentraram aos 7, 29, 43 e 50 dias após a decepa (Figura 8). Comportamento quadrático foi observado na produção

acumulada de miniestacas de jabuticabeira nas adubações A e C, enquanto que a análise de regressão não foi significativa para a adubação B (Figura 8).

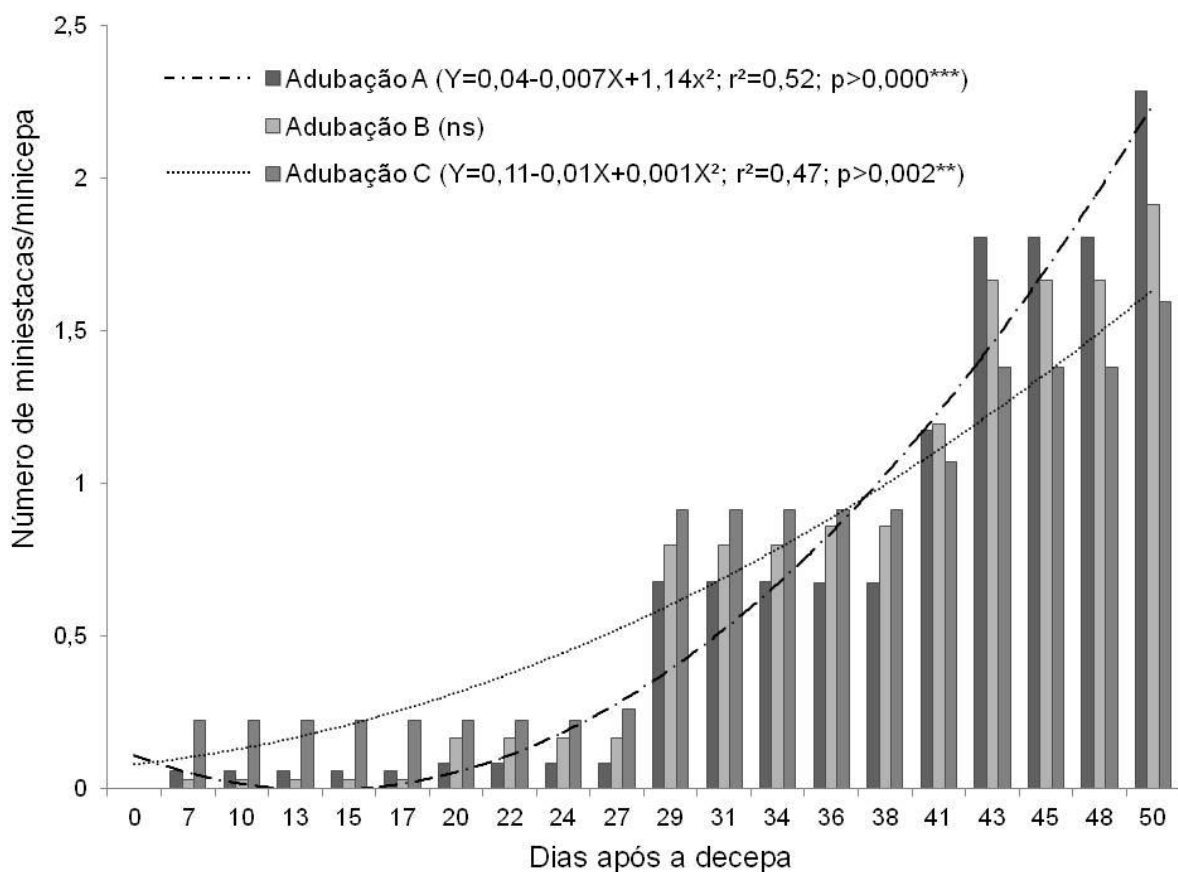


FIGURA 8. Número acumulado de miniestacas por minicepa de jabuticabeira coletadas ao longo do tempo, em função da adubação nitrogenada utilizada (Adubação A (10 g L⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação C (10 g L⁻¹ Kristalon + 7g Uréia). Porto Alegre, 2014.

Pitangueira também apresentou picos de produção de miniestacas por cepa aos 7, 29, 43 e 50 dias (Figura 9). Porém, um maior período de acompanhamento é necessário para definir quantos dias são necessários para que as minicepas de

jaboticabeira e pitangueira apresentem cada fluxo de produção. Para *Eucalyptus* a frequência das coletas no minijardim clonal varia, em média, de 15 a 45 dias, cujo período depende da espécie, clone, ambiente e da metodologia de coleta (Alfenas et al. 2004, Xavier et al. 2009).

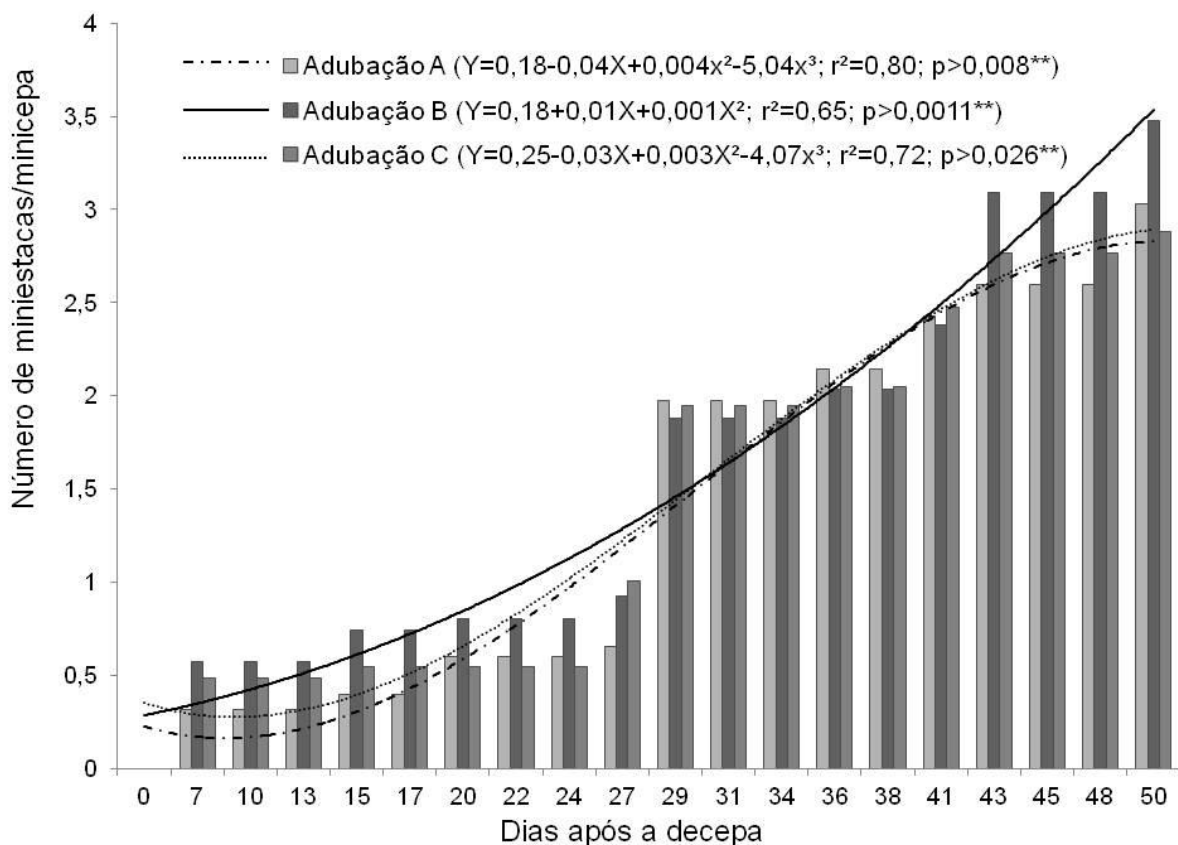


FIGURA 9. Número acumulado de miniestacas por minicepa de pitangueira ao longo do tempo, em função da adubação nitrogenada utilizada (Adubação A (10 g L⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação C (10 g L⁻¹ Kristalon + 7g Uréia)). Porto Alegre, (2014).

A análise de regressão apontou comportamento quadrático na produção acumulada de miniestacas de pitangueira sob a adubação B e comportamento cúbico nas adubações A e C (Figura 10).

A produtividade de miniestacas por minicepa varia de acordo com a espécie e também em relação ao período de coleta, uma vez que as variações climáticas extremas podem interferir no material vegetativo, assim como no ambiente de enraizamento (Paiva & Gomes, 1995; Hartmann, 2011).

Para *Eucalyptus* a produção de miniestacas por minicepa por coleta é variável conforme o sistema de minijardim clonal adotado: 5,6 miniestacas em sistema semi-hidropônico em canaletão a cada 5-10 dias (Wendling et al., 2003); 1,9 miniestacas no sistema de jardim clonal em tubete a cada 20 dias (Wendling et al., 2000); 2,4 miniestacas no sistema de tubetes com fertirrigação por inundação a cada sete dias (Titon et al., 2003).

Para espécies nativas, Santos (2002) utilizou sistemas de jardim miniclinal em tubetes de 200 cm³, com coletas a cada 30 dias obtendo as seguintes produções de miniestacas: 1,3 para cedro rosa (*Cedrela fissilis* Vell.); 1,1 para mogno (*Swietenia macrophylla* King. Vell); 1,6 para angico vermelho (*Anadenanthera colubrina* (Vell.) Brenan) e 3,8 para jequitibá rosa (*Cariniana legalis* (Mart.) Kuntze). No presente estudo, observa-se produtividade de miniestacas de pitangueira similar à de *Eucalyptus*; já jabuticabeira parece ter volume de produção inferior à pitangueira e *Eucalyptus*, com comportamento similar ao de espécies florestais nativas.

Aos 42 dias após a coleta, as miniestacas de jabuticabeira provenientes da adubação B apresentaram maior enraizamento (62,75%) e emissão de novas

folhas (4,20 folhas novas/miniestaca) (Tabela 15). Para as outras variáveis avaliadas não observou-se efeito significativo da adubação. Contudo percebe-se alta retenção de folhas e emissão de cerca de uma raiz por estaca. Para pitangueira as formulações das adubações adotadas não produziram efeito significativo em nenhuma variável estudada. Cerca de 30% das estacas de pitangueira enraizaram independente da adubação utilizada. Ainda, pode-se observar que pitangueira produz mais de uma raiz por estaca (Tabela 15).

TABELA 15. Percentuais de enraizamento, retenção e emissão de folhas (número de folhas/ miniestaca), número de raízes por miniestacas (média) e comprimento médio de raízes por mini-estacas de jabuticabeira e pitangueira 42 dias após a coleta em minijardim clonal. Porto Alegre (2014).

Espécie	Adubação	Enraizamento (%)	Retenção de folhas (%)	Emissão de folhas	Número de raízes	Comprimento de raiz (cm)
Jabuticabeira	A	25,75 ab	97,0 ^{ns}	0,87 b	0,55 ^{ns}	0,62 ^{ns}
	B	62,75 a	96,0	4,20 a	0,83	1,66
	C	5,00 b	69,0	1,24 b	0,91	0,57
CV (%)		36,15*	2,40	6,49*	3,57	5,39
Pitangueira	A	30,83 ^{ns}	79,5 ^{ns}	1,84 ^{ns}	1,06 ^{ns}	0,74 ^{ns}
	B	43,16	65,0	1,62	1,03	1,28
	C	16,50	54,5	0,76	0,87	1,53
CV (%)		37,65	3,23	4,64	3,97	5,54

Adubação A (10 g L⁻¹ Kristalon + 0g Uréia) Adubação B (10 g L⁻¹ Kristalon + 3,5g Uréia) Adubação C (10 g L⁻¹ Kristalon + 7g Uréia).

Nesta análise preliminar pode-se verificar, que assim como em jabuticabeira, houve tendência de melhor desempenho em enraizamento de miniestacas de pitangueira provenientes do tratamento com dose intermediária de nitrogênio (adubação B). De acordo com Hartmann et al. (2011), geralmente o enraizamento é negativamente correlacionado com o conteúdo de Nitrogênio. Efeito similar a este foi observado por Rosa et al. (2009) trabalhando com *E. dunnii*, Higashi et al. (2000) trabalhando com clones de *Eucalyptus* e por Close et al. (2004) trabalhando com *E. nitens* e *E. globulus*, em minijardim clonal, onde o aumento da dose de Nitrogênio ministrada às minicepas contribuiu para o

aumento do percentual de enraizamento e da biomassa vegetal produzida. Por outro lado, Haissig (1986) observou que a deficiência de nitrogênio mostrou efeito positivo no enraizamento de estacas de videira, destacando que, geralmente, moderadas deficiências de nitrogênio são mais benéficas ao enraizamento do que excesso ou, mesmo, níveis adequados desse elemento. Assim como o observado no presente estudo.

Embora miniestacas de jabuticabeira e pitangueira tenham apresentado enraizamento, pode-se considerar que os 42 dias após a coleta das miniestacas foram insuficientes para que a maioria destas emitissem raízes. Dessa forma o período necessário para enraizamento de miniestacas de jabuticabeira e pitangueira parece ser mais longo, especialmente para as estacas de jabuticabeira. Ainda, observou-se que o critério escolhido para realizar a coleta de miniestacas (comprimento médio de 5 cm) parece ser equivocado. Foi observado enraizamento em miniestacas que apresentaram ruptura ou podridões na ponta da estaca, formando raízes no restante da miniestaca (tamanho inferior à 5 cm).

Embora não tenham sido avaliados, no momento da coleta, miniestacas com 5 cm, independente da espécie, apresentavam diâmetros muito distintos entre si, sendo os maiores percentuais de enraizamento observados nas estacas que apresentavam maiores diâmetros. Portanto o critério mais apropriado para a coleta de miniestacas destas espécies possivelmente seja o diâmetro da estaca e não o comprimento.

Ao longo do período do experimento houve o acompanhamento dos valores de pH e condutividade elétrica do lixiviado do substrato (Figuras 10 e 11), onde a análise de regressão indica, para pH, comportamento não significativo, quadrático

e cúbico para as adubações A, B e C, respectivamente (Figura 10 a). Para condutividade elétrica do substrato, dos vasos conduzidos com jabuticabeira, observou-se comportamento quadrático para as três doses de adubação utilizadas (Figura 10b). As maiores doses de nitrogênio utilizadas nas soluções B e C podem estar influenciando as relações químicas entre substrato e raízes e dessa forma acumulando nutrientes no substrato, o que pode explicar o aumento no pH e na condutividade elétrica nos vasos, especialmente nos conduzidos com jabuticabeira. O incremento nos valores de condutividade elétrica, e os valores baixos de pH observados ao longo do período de condução do experimento indicam um excesso de adubação, especialmente para jabuticabeira, o que pode estar influenciando na produtividade de miniestacas por cepa. Tanto para pitangueira quanto para jabuticabeira, os valores de condutividade elétrica verificados ficaram entre 1,0 a 4,0 mS cm⁻¹ (Figuras 10b e 11b). Segundo interpretação de Cavins et al. (2000), para a análise do lixiviado, através do método Pour Thru, valores entre 2,6 e 4,6 mS cm⁻¹ são considerados níveis normais para o estabelecimento da maioria das espécies proporcionando bom estabelecimento de raízes e crescimento de parte aérea. Contudo valores superiores a 4,6 mS cm⁻¹ são considerados altos e podem reduzir o vigor e crescimento das plantas especialmente em altas temperaturas ambientais. Portanto, os valores de condutividade elétrica estavam adequados, segundo classificação de Cavins et al. (2000), contudo percebeu-se tendência de aumento nestes valores ao longo do experimento, independente da espécie vegetal, sendo necessário o acompanhamento constante. Segundo Cavins et al. (2000) valores altos de condutividade elétrica podem ser devidos ao acúmulo de sais no

substrato, ocasionados por uma lixiviação durante a irrigação insuficiente, ou que a quantidade de fertilizante aplicada esteja excessiva em relação ao exigido pela planta. Os valores de condutividade elétrica excessivamente elevadas estão associadas com baixo desenvolvimento de parte aérea e de raiz (Cavins, 2000).

Segundo Kampf (2005), valores inadequados de pH no substrato podem causar desequilíbrios fisiológicos nas plantas, afetando a disponibilidade dos nutrientes. Valores específicos de pH variam conforme a espécie vegetal cultivada, contudo a maioria das espécies se desenvolve bem em níveis de pH entre 5,2 e 5,5 (Kampf, 2005), quando utilizados substratos orgânicos. Neste trabalho os valores de pH de pitangueira, durante todo o período de acompanhamento, oscilaram entre os níveis 5,0 e 6,0. Já os níveis de pH de jaboticabeira na adubação A permaneceram durante todo o experimento abaixo de 5,0, porém nas soluções com maiores doses de nitrogênio observou-se aumento nos valores de pH ao longo do tempo. Aos 17 dias do início do experimento, devido à elevação na condutividade elétrica observada foi realizada a lavagem do substrato. A partir deste momento nas adubações B e C, observou-se aumento nos valores de pH, especialmente em jaboticabeira, devido provavelmente ao arraste de sais excedentes no substrato através da lavagem, o que não ocorreu na adubação A. Porém, a partir dos 30 dias após a decepta observa-se que os níveis de pH voltaram a reduzir e mantiveram-se até o final do experimento entre os níveis 4,0 e 5,0 (pH) (Figuras 10 e 11). Comportamento similar foi observado na condutividade elétrica, tanto em jaboticabeira quanto em pitangueira, onde após a lavagem do substrato houve uma redução drástica nos valores observados, contudo na sequência os mesmos voltam a subir chegando em média à 2769,1 e

1711,6 $\mu\text{S cm}^{-1}$ para jabuticabeira e pitangueira, respectivamente (Figuras 10 e 11). O aumento da condutividade elétrica ao longo do período do experimento indica acúmulo de sais no substrato, portanto a adubação adotada parece ser excessiva, independente da espécie estudada, necessitando de ajustes.

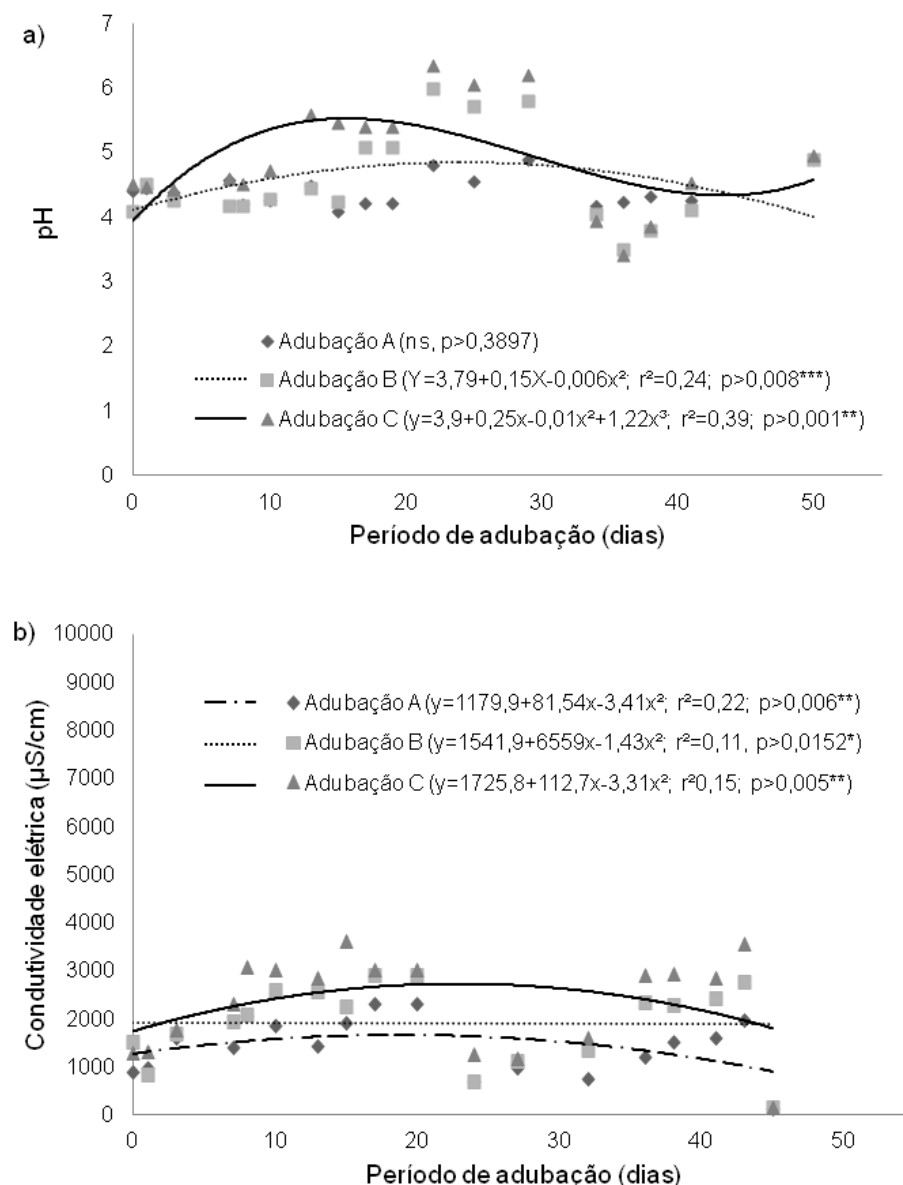


FIGURA 10. a) pH e b) condutividade elétrica ao longo do período de experimento de adubação do minijardim clonal de jabuticabeira, onde Adubação A (10 g L^{-1} Kristalon[®] + 0 g Uréia) Adubação B (10 g L^{-1} Kristalon[®] + $3,5 \text{ g}$ Uréia) Adubação C (10 g L^{-1} Kristalon[®] + 7 g Uréia). Porto Alegre (2014).

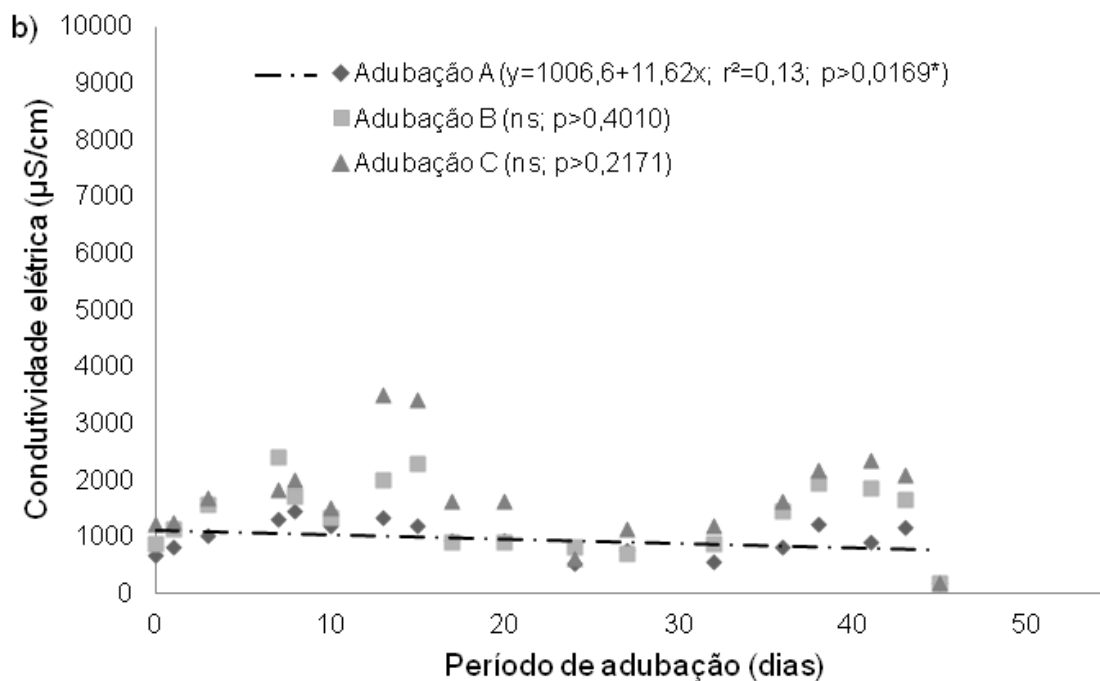
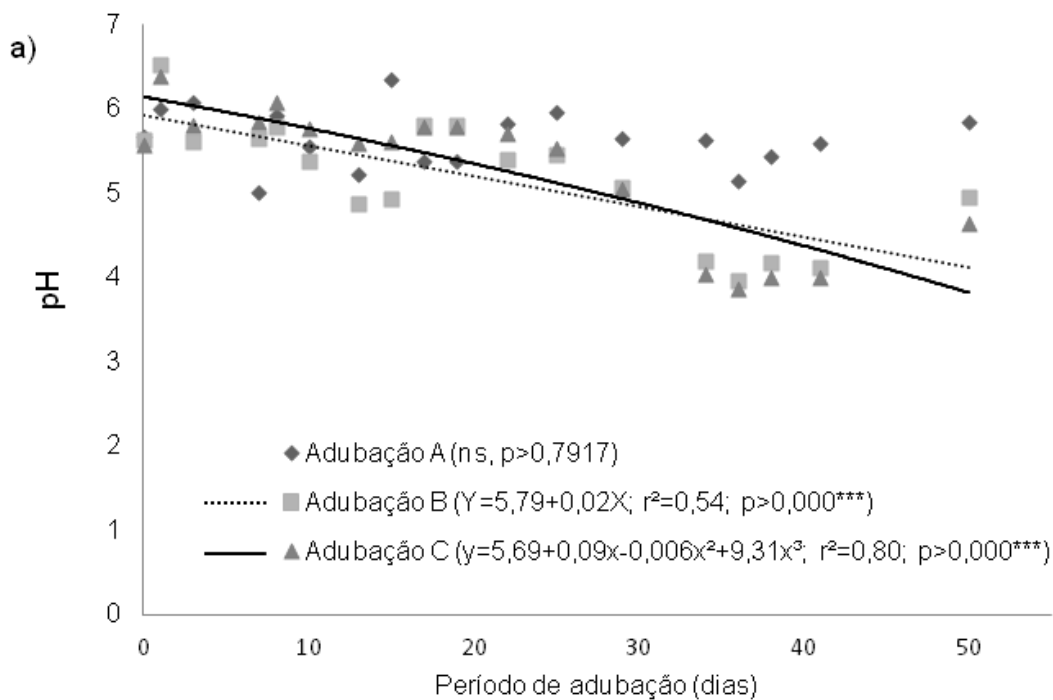


FIGURA 11. a) pH e b) condutividade elétrica ao longo do período de experimento de adubação do minijardim clonal de pitangueira, onde Adubação A (10 g L^{-1} Kristalon[®] + 0 g Uréia) Adubação B (10 g L^{-1} Kristalon[®] + $3,5 \text{ g}$ Uréia) e Adubação C (10 g L^{-1} Kristalon[®] + 7 g Uréia). Porto Alegre (2014).

5 CONCLUSÕES

A enxertia lenhosa não é indicada tanto para pitangueira quanto para jaboticabeira. Já a enxertia herbácea em pitangueira é uma técnica promissora, quando utilizados como porta-enxertos *seedlings* de 60 dias, sob nebulização intermitente.

A estaquia para as duas espécies tem mais sucesso quando utilizadas estacas herbáceas, sem a necessidade da aplicação exógena de fitorregulador para promover o enraizamento.

Para jaboticabeira o mês recomendado para execução da estaquia é agosto enquanto que para pitangueira pode-se realizar a estaquia tanto em junho quanto em agosto.

Aspectos nutricionais da planta matriz doadora de estacas estão relacionados com o potencial de enraizamento destas, tanto em pitangueira quanto em jaboticabeira, e são mais decisivos para o sucesso da técnica que a umidade e temperatura do ambiente, quando conduzidas em câmara de nebulização intermitente.

A produção de miniestacas em minijardim clonal de pitangueira e jaboticabeira é viável, começando as coletas já nos primeiros dias de condução.

Pitangueira produz miniestacas em menores intervalos de tempo e em maior quantidade que jaboticabeira.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Pitangueira e jabuticabeira possuem um grande potencial para a exploração econômica, tanto pelo consumo *in natura* de seus frutos, pelo seu potencial fitoterápico, na indústria de cosméticos e também pelo seu valor ornamental. Contudo, estas espécies são propagadas majoritariamente por via sexuada, o que acarreta em desuniformidade dos pomares afetando tanto a quantidade quanto a qualidade de produção de frutos. Embora tenha se observado na literatura um esforço de pesquisa para contornar este fato, as informações ainda são incipientes e em alguns casos contraditórias.

Neste contexto os resultados aqui apresentados contribuem para o conhecimento de tais aspectos, embora ainda haja uma série de trabalhos a serem realizados para se atingir o objetivo de propagar pitangueira e jabuticabeira satisfatoriamente por via assexuada.

Quanto aos estudos realizados a enxertia herbácea mostrou ser um método promissor para a multiplicação da espécie, no entanto, ainda é preciso realizá-la em outras épocas do ano, testando métodos alternativos para evitar a desidratação e morte dos tecidos.

Já através da estaquia, observou-se que há a necessidade de dar continuidade a estes estudos verificando os tipos de estacas, épocas do ano mais recomendados para a técnica, níveis nutricionais endógenos na planta matriz e o uso de promotores do enraizamento, visando à melhoria nos percentuais de enraizamento.

O minijardim clonal parece ser a técnica mais promissora entre as aqui estudadas para produzir mudas em grande escala, porém ajustes na solução de fertirrigação ainda são necessários para melhor explorar a capacidade de produção das minicepas, especialmente em jabuticabeira, pois esta parece ser mais sensível à adubação.

Além da continuidade dos estudos, quanto aos métodos propagativos, dessas espécies, ainda há a necessidade de observar, a adaptabilidade e desenvolvimento das mudas, oriundas de propagação assexuada, a campo e sua posterior produtividade.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALFENAS, A. C. et al. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa: UFV, 2004. 442 p.

ALMEIDA, F. D. et al. Eficiência das auxinas (AIB e ANA) no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 31, n. 3, p. 455-463, 2007.

APEL, M. A. et al. Essential oil composition of four *Plinia* species (Myrtaceae). **Flavour and Fragrance Journal**, Chichester, v. 21, n. 3, p. 565-567, 2006.

ARAÚJO, A. P.; MACHADO, C. T. de T. Fósforo. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p. 251-280.

ASSIS, T. F.; FETT-NETO, A. G.; ALFENAS, A. C. Current techniques and prospects for the clonal propagation of hardwood with emphasis on *Eucalyptus*. In: WALTER, C.; CARSON, M. **Plantation Forest biotechnology for the 21th century**. New Delhi, India: Research Sign Post, 2004. p. 303-333.

ASSIS, T. F.; MAFIA R. G. Hibridação e clonagem. In: A. BORÉM (Ed.). **Biotecnologia Florestal**. Viçosa: [s.n], 2007. p. 93-121.

ASSIS, T. F. de; TEIXEIRA, S. L. Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI, 1998. p. 261-296. v. 1.

BACKES, P.; IRGANG, B. **Árvores do Sul**: guia de identificação & interesse ecológico. As principais espécies nativas sul-brasileiras. Rio de Janeiro: Instituto Souza Cruz-Clube da Árvore, 2002.

BARBOSA, W. et al. Enraizamento de estacas lenhosas de pereira tratadas com AIB e mantidas em ambiente de estufa tipo B.O.D. e de telado. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 29, n. 3, p. 589-594, 2007.

BARROSO, G. M. **Sistemática de Angiospermas do Brasil**. Viçosa: Imprensa Universitária, 1984. 377 p. v. 2.

BEITUNE, P. E. et al. Deficiência da vitamina a e associações clínicas: revisão. **Archivos Latinoamericanos de Nutrición**, Caracas, v. 53, n. 4, 2003.

BELLAMINE, J. et al. Confirmation of the role of auxin and calcium in the late phases of adventitious root formation. **Plant Growth Regulation**, v. 26, n. 3, p. 191-194, 1998.

BENINCASA, M. M. P.; LEITE, I. C. **Fisiologia vegetal**. 2. ed. Jaboticabal: Funep, 2004.

BEZERRA, J. E. F. et al. Método de enxertia e idade de porta-enxerto na propagação da pitangueira (*Eugenia uniflora* L.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 21, n. 3, p. 262-265, 1999.

BEZERRA, J. E. F.; SILVA JUNIOR, J. F. da; LEDERMAN, I. E. **Pitanga (*Eugenia uniflora* L.)**. Jaboticabal: FUNEP, 2000. 30 p. (Série Frutas Nativas, 1).

BEZERRA, J. E. F. et al. Propagação de genótipos de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.) pelo método de enxertia de garfagem no topo em fenda cheia. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 24, n. 1, p. 160-162, 2002.

BLAZICH, F. A. Mineral nutrition and adventitious rooting. In: DAVIES, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. (Ed.). **Adventitious root formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press, 1988. p. 61-69. (Advances in Plant Sciences Series, 2).

BRONDANI, G. E. et al. **Propagação Vegetativa de *E. benthamii* x *E. dunnii* por Miniestaquia**. Colombo: Embrapa Florestas – CNPF, 2009. 42 p. (Documentos, 183).

BUCIO, J. L. et al. Phosphate availability alters architecture and causes changes in hormone sensitivity in the *Arabidopsis* root system. **Plant Physiology**, v. 129, n. 1, p. 244-256, 2002.

CARRERA GARCIA, M. V. S. La propagacion en el genero Pinus. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 2, n. 7, p. 3-29, 1977.

CASAGRANDE JÚNIOR, J. G. et al. Influência do sombreamento sobre os teores de carboidratos e fenóis em estacas semilenhosas de araçazeiro. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 34, n. 12, 1999.

CASAGRANDE JÚNIOR, J. G. et al. Efeito do estiolamento de ramos e do AIB no enraizamento de estacas herbáceas de jaboticabeira. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 6, n. 1, p. 24-26, 2000.

CAVINS, T. J. et al. **Monitoring and managing pH and EC using the PourThru Extraction Method**. Horticulture Information Leaflet / NCSU, Raleigh, n. 5902000. Disponível em:
<http://www.ncsu.edu/project/hortsublab/pdf/PourThru_Master_HIL.pdf>. Acesso em: 05 maio. 2014.

CAVINS, T. J. et al. **pH and EC Meters - Tool for Substrate Analysis**. NC State University. Florex 001, 2000.

CENTRO ESTADUAL DE METEOROLOGIA. **Boletim meteorológico do Estado do Rio Grande do Sul 2014**. Disponível em:
<http://www.cemet.rs.gov.br/lista/218/Boletim_Meteorol%C3%B3gico_Mensal>. Acesso em: 19 fev. 2014.

CHAVES, R. da C. et al. Enxertia de maracujazeiro-azedo em estacas herbáceas enraizadas de espécies de passifloras nativas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 26, n. 1, 2004.

CLEMENT, C. R. Frutas latino-americanas pouco utilizadas: oportunidades para desenvolvimento rural. In: SIMPÓSIO NACIONAL DO MORANGO E II

ENCONTRO SOBRE PEQUENAS FRUTAS E FRUTAS NATIVAS DO MERCOSUL, 3., 2006, Pelotas. **Livro de Palestras...** Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2006. p. 131-136. (Documentos, 167).

CLOSE, D. C. et al. Within-canopy gradients of nitrogen and photosynthetic activity of *Eucalyptus nitens* and *Eucalyptus globulus* in response to nitrogen nutrition. **Australian Journal of Botany**, Collingwood, v. 52, n. 1, p. 133-140, 2004.

CORRÊA, L. R. da; FETT-NETO, A. G. Effects of temperature on adventitious root development in microcuttings of *Eucalyptus saligna* Smith and *Eucalyptus globules* Labill. **Journal of Thermal Biology**, Londres, v. 29, n. 6, p. 315-324, 2004.

COUTINHO, E. F. et al. Enraizamento de estacas semilenhosas de fruteiras nativas da família myrtaceae com o uso de ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 13, n. 1, p. 167-171 1991.

COUVILLON, G. A. Rooting responses to different treatments. **Acta Horticulturae**, Wagennigen, n. 227, p. 187-196, 1988.

CUNHA, A. C. M. C. M. da et al. Influência do estado nutricional de minicepas no enraizamento de miniestacas de eucalipto. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 33, n. 4, p. 607-615, 2009a.

CUNHA, A. C. M. C. M da et al. Papel da nutrição mineral na formação de raízes adventícias em plantas lenhosas. **Pesquisa Florestal Brasileira**, Colombo, n. 58, p. 35-47, jan/jun., 2009b

DANNER, M. A. et al. Variabilidade da qualidade de frutos de jaboticabeiras de diferentes sítios de ocorrência Sudoeste do Paraná. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 20., 2008, Vitória. **Anais...** Vitória: Sociedade Brasileira de Fruticultura, 2008. 1 CD-ROM.

DANNER, M. A. et al. Modo de reprodução e viabilidade de pólen de três espécies de jaboticabeira. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, n. 2, 2011.

DEGENHARDT, J.; FRANZON, R. C.; COSTA, R. R. **Cerejeira-do-mato (*Eugenia involucrata*)**. Pelotas: EMBRAPA CLIMA TEMPERADO, dez. 2007. 22 p. (Série Documentos, 211).

DEMATTE, M. E. S. P. Ornamental use of Brazilian Myrtaceae. **Acta Horticulturae**, Leuven, n. 452, p.143-179, 1997.

DIAS, J. M. M.; CALIXTO, M. C. **Apostila de propagação de plantas**. Viçosa, MG: UFV, 2001. 253 p.

DIRR, M. A.; HEUSER JUNIOR, C. W. **The reference manual of Woody plant propagation: from seed to tissue culture**. Athens: Varsity Press Inc., 1987. 239 p.

DONADIO, L. C.; MÔRO, F. V.; SERVIDONE, A. A. **Frutas Brasileiras**. Jaboticabal: Editora da UNESP, 2002. 288 p.

DUARTE, O.; HUETE, M.; LÜDDERS, P. Propagation of jaboticaba (*Myrciaria cauliflora* (Mart) Berg) by terminal leaf cuttings. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 452, p. 123-128, 1997.

DUTRA, L. F.; KERSTEN, E.; FACHINELLO, J. C. Época de coleta, ácido indolbutírico e triptofano no enraizamento de estacas de pessegueiro. **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 59, n. 2, p. 327-333, abr/jun, 2002.

ERCISLI, S. et al. Adventitious root formation of kiwifruit in relation to sampling date, IBA and *Agrobacterium rubi* inoculation. **Plant Growth Regulation**, v. 41, n. 2, p. 133-137, 2003.

FACHINELLO, J. C. et al. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. Pelotas: Ed. e Gráfica Universitária, 1994.

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

FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. **Propagação de planta frutíferas**. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica, 2005. 221 p.

FANG, W. C.; KAO, C. H. Enhanced peroxidase activity in rice leaves in response to excess iron, copper and zinc. **Plant Science**, Limerick, v. 158, n. 1, p. 71-76, 2000.

FERRIANI, A. P.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; WENDLING, I. Miniestaquia aplicada a espécies florestais **Revista Agro@ambiente On-line**, v. 4, n. 2, p. 102-109, jul-dez, 2010.

FERREIRA, B. G. A. et al. Enraizamento de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax. pela aplicação de ácido indol butírico e ácido bórico. **Leandra**, Rio de Janeiro, n. 16, p. 11-16, 2001.

FOGAÇA, C. M.; FETT-NETO, A. G. Role of auxin and its modulators in the adventitious rooting of *Eucalyptus* species differing in recalcitrance. **Plant Growth Regulation**, v. 45, p.1-10, 2005.

FONTES, A. M. **Clonagem de *Eucalyptus* utilizando a técnica de miniestaquia**. Viçosa: Universidade Federal de Viçosa, 2008.

FRANZON, R. C. **Caracterização de mirtáceas nativas do Sul do Brasil**. 2004. 114 f. Dissertação (Mestrado em agronomia) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2004.

FRANZON, R. C. **Propagação vegetativa e modo de reprodução da pitangueira (*Eugenia uniflora* L.)**. 2008. 100 f. Tese (Doutorado) - Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2008.

FRANZON, R. C.; CARPENEDO, S.; SILVA, J. C. S. **Produção de mudas: principais técnicas utilizadas na propagação de fruteiras**. Planaltina, DF: Embrapa Cerrados, 2010. 56 p. (Documentos, 283).

JOSTEN, P.; KUTSCHERA, U. The micronutrient boron causes the development of adventitious roots in sunflower cuttings. **Annals of Botany**, London, v. 84, n. 3, p. 337-342, 1999.

HAGIWARA, A. et al. Pronounced inhibition by a natural anthocyanin, purple corn color, of 2-amino-16-phenylimidazol (4,5-b) pyridine (PhIP)-associated colorectal carcinogenesis in male F344 rats pretreated with 1,2-dimethylhydrazine. **Cancer Letters**, Oxford, v. 171, n. 1, p. 17-25, 2001.

HAISSIG, B. E. Metabolism during adventitious root primordium initiation and development. **New Zeland Journal of Forest Science**, Wellington, v. 4, p. 324-337, 1974.

HAISSIG, B. E. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: JACKSON, M. B. **New root formation in plants and cuttings**. Dordrecht: Martinus Nijhoff, 1986. p. 141-189.

HARTMANN, H. T. et al. **Plant propagation: principles and practices**. 8th. ed. Boston: Prentice-Hall, 2011. 915 p.

HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. V. A.; GONÇALVES, A. N. **Propagação vegetativa de Eucalyptus: princípios básicos e sua evolução no Brasil**. São Paulo: Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais, 2000, 11 p. (Circular Técnica IPEF, n. 192).

HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. V. de A.; GONÇALVES, A. N. **Nutrição e adubação em minijardim clonal hidropônico de Eucalyptus**. São Paulo: Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais, 2002, 21 p. (Circular Técnica IPEF, n. 194).

HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. V. A.; GONÇALVES, A. N. Nutritional monitoring and fertilization in clonal macro-, mini-, and microgardens. In: GONÇALVES, J. L. M.; BENEDETI, V. (Ed.). **Forest nutrition and fertilization**. Piracicaba: IPEF, 2004. p. 195-221.

ISHIHARA, A. et al. Metabolomics for metabolically manipulated plants: effects of tryptophan overproduction. **Metabolomics**, Boston, v. 3, n. 3, p. 319–334, 2007.

JACOMINO, A. P. et al. Métodos de proteção de enxerto na produção de mudas de mangueira, abacateiro e nogueira-macadâmia. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 35, n. 10, p. 1985-1990, 2000.

JUDD, W. S. et al. **Plant systematics: A phylogenetic approach**. Sunderland: Sinauer, 1999. 464 p.

KACHECHEBA, J. L. Seasonal effects of light and auxin on the rooting of Hibiscus cuttings. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v. 5, p. 345-351, 1976.

KAPADIA, G. J. et al. Inhibition of 12-O-tetradecanoylphorbol-13-acetate induced Epstein virus early antigen activation by natural colorants. **Cancer Letters**, Oxford, v. 115, n. 2, p. 173-178, 1997.

KINUPP, V. F.; LISBÔA, G.; BARROS, I. B. I de. *Plinia peruviana*- Jaboticaba. In: **Espécies Nativas da Flora Brasileira de Valor Econômico Atual ou Potencial: Plantas para o Futuro - Região Sul**. Lidio CORADIN, L.; SIMINSKI, A.; REIS, A. – Brasília: MMA, 2011. p. 198-204. Disponível em: http://www.mma.gov.br/estruturas/sbf2008_dcbio/ebooks/regiao_sul/Regiao_Sul.pdf. Acesso em: 5 fev. 2014.

KOLLER, O. C. **Abacaticultura**. Porto Alegre: Ed. da Universidade/ UFRGS, 1984. 138 p.

LATTUADA, D. S. **Micropropagação e ministaquia de pitangueira (*Eugenia uniflora* L.)**. 2010. 75 f. Dissertação (Mestrado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2010.

LATTUADA, D. S.; SOUZA, P. V. D.; GONZATTO, M. P.: Enxertia herbácea em Myrtaceae nativas do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 32, n. 4, 2010.

LEONEL, S. et al. Efeito da aplicação de fitorreguladores e ácido bórico em estacas de jaboticabeira (*Myrciaria cauliflora* Berg.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 13, n. 3, p. 219- 222, 1991.

LI, S.W. et al. Mediators, genes and signaling in adventitious rooting. **The Botanical Review**, New York, v. 75, n. 2, p. 230-247, 2009.

LIMA, V. L. A. G. de; MÉLO, E. A.; LIMA, D. E. S. Fenólicos e carotenóides totais em pitanga. **Scientia agrícola**, Piracicaba, v. 59, n. 3, p. 447-450, 2002.

LIRA JUNIOR, J. S. et al. **Pitangueira**. Recife: Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuária – IPA, 2007. 87 p.

LOPES, P. Z. **Propagação vegetativa e interação com endomicorrizas arbusculares em mirtáceas nativas do sul do Brasil**. 2009. 120 f. Tese

(Doutorado) – Programa de Pós-Graduação em Fitotecnia, Faculdade de Agronomia, Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2009.

LÓPEZ-BUCIO, J. et al. Phosphate availability alters architecture and causes changes in hormone sensitivity in the *Arabidopsis* root system. **Plant Physiology**, Jena, v. 129, n. 1, p. 244-256, 2002.

LORENZI, H. **Árvores brasileiras**: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil. Nova Odessa: Plantarum, 1998. 382 p. v. 1.

MABBERLEY, D. J. **The plant book**. Cambridge: Cambridge University Press, 1997. 858 p.

MALAVASI, U. C. Macropropagação vegetativa de coníferas – perspectivas biológicas e operacionais. **Floresta e Ambiente**, Rio de Janeiro, v. 1, n. 1, p. 131-135, 1994.

MALTA, M. R. et al. Efeito da aplicação de zinco via foliar na síntese de triptofano, aminoácidos e proteínas solúveis em mudas de cafeeiro. **Brazilian Journal of Plant Physiology**, Londrina, v. 14, n. 1, p. 31–37, 2002.

MANICA, I. **Frutas nativas, silvestres e exóticas 2**: Técnicas de produção e mercado: feijão, figo-da-índia, fruta-pão, jaca, lichia, mangaba. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2002. p. 541.

MARCHIORI, J. N. C.; SOBRAL, M. **Dendrologia das angiospermas – Myrtales**. Santa Maria: Editora da UFSM, 1997.

MARENCO, R. A.; LOPES, N. F. **Fisiologia vegetal**: fotossíntese, respiração, relações hídricas e nutrição mineral. Viçosa: UFV, 2005. 451 p.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. 3. edition. London: Academic Press, 2012. 651 p.

MATTOS, J. R. **Fruteiras nativas do Brasil**: jaboticabeiras. Porto Alegre: Nobel, 1983. 92 p.

MELETTI, L. M. M.; BRUCKNER, C. H. Melhoria genética. In: BRUCKNER, C. H.; PICANÇO, M. C. (Ed.). **Maracujá: tecnologia de produção, pós-colheita, agroindústria, mercado**. Porto Alegre: Cinco Continentes, 2001. p. 345-385.

MEURER, E. J. Potássio. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p. 281-298.

MULLER, A.; HILLEBRAND, H.; WEILER, E. W. Indole-3-acetic acid is synthesized from L-tryptophan in roots of *Arabidopsis thaliana*. **Planta**, Berlin, v. 206, n. 3, p. 362-369, 1998.

NACHTIGAL, C. M. et al. Enraizamento de estacas semi-lenhosas de araçazeiro (*Pisidium cattleyanum* Sabine) com o uso do ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 16, n. 1, p. 229-235, 1994.

NACHTIGAL, J. C. **Obtenção de porta-enxertos 'Okinawa' e de mudas de pessegueiro (*Prunus pérsica* (L.) Batsch) utilizando métodos de propagação vegetativa**. 1999. 165 f. Tese (Doutorado em Produção Vegetal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, SP, 1999.

NEVES, L. J.; DONATO, A. M. Contribuição ao estudo de *Eugenia uniflora* L. (Myrtaceae). **Bradea**, Rio de Janeiro, v. 5, n. 25, p. 273-286, 1989.

NEVES, T. S. et al. Enraizamento de corticeira-da-serra em função do tipo de estaca e variações sazonais. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 41, n. 12, p. 1699-1705, dez. 2006.

NICOLOSO, F. T.; LAZZARI, M.; FORTUNATO, R. P. Propagação vegetativa de *Platanus acerifolia* Ait: (II) Efeito da aplicação de zinco e ácido indolbutírico no enraizamento de estacas. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 29, n. 3, p. 487-492, 1999.

OLIVEIRA, M. C. et al. **Enraizamento de estacas para a produção de mudas de espécies nativas de matas de galeria**. Brasília, DF: Embrapa, 2001. (Recomendação Técnica, 41).

ONO, E. O. A.; RODRIGES, J. D.; PINHO, S. Z. Ação de auxinas e/ou boro, no processo de formação de raízes em estacas de café (*Coffea arabica* L. CV.

“Mundo Novo”). **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, Curitiba, v. 37, n. 1, p. 157-166, 1994.

ONO, E. O.; RODRIGUES, J. D. **Aspectos da fisiologia do enraizamento de estacas caulinares**. Jaboticabal: UNESP, 1996. 81 p.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. **Propagação Vegetativa de Espécies Florestais**. Viçosa: Imprensa Universitária UFV, 1993, 40 p.

PAULA, T. A. et al. Efeito do potássio sobre a produção enraizamento de estacas de Eucalyptus. In: REUNIÃO DE FERTILIDADE DO SOLO E NUTRIÇÃO DE PLANTAS, 25., 2000, Santa Maria. **Resumos...** Santa Maria: SBS/SBM, 2000. 1 CD-ROM.

PEREIRA, M. et al. Efeitos de substratos, valores de pH, concentrações de AIB no enraizamento de estacas apicais de jaboticabeira [*Myrciaria jaboticaba* (Vell) O. Berg.]. **Scientia Florestalis**, Piracicaba, n. 69, p. 84-92, 2005.

PERRINE, F. M. et al. Gas chromatography-mass spectrometry analysis of indolacetic acid and tryptophan following aqueous chloroformate derivatisation of *Rhizobium* exudates. **Plant Physiology and Biochemistry**, Paris, v. 42, n. 9, p. 723-729, 2004.

PIETTA, P. Flavonoids as antioxidants. **Journal of Natural Products**, Cincinnati, v. 63, n. 7, p. 1035- 1042, 2000.

POTT, A.; POTT, V. J. **Plantas do Pantanal**. Brasília: Embrapa, 1994.

PIZZATTO, M. et al. Influência do uso de AIB, época de coleta e tamanho de estaca na propagação vegetativa de hibisco por estaquia. **Revista Ceres**, Viçosa, v. 58, n. 4, 2011.

QUADROS, K. M. Multiplicação vegetativa de erva-mate. 2013. 106f. Tese (Doutorado em Engenharia Florestal). Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria. 2013

REITZ, R.; KLEIN, R. M.; REIS, A. **Projeto madeira do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre: SUDESUL-HBR, 1988.

REUVENI, O.; RAVIV, M. Importance of leaf retention to rooting of avocado cuttings. **Journal of the American Society for Horticultural Science**, Alexandria, v. 106, n. 2, p. 127-130, 1981.

ROBERTO, S. R. et al. Enraizamento de estacas herbáceas dos porta-enxertos IAC 572 'Jales' e IAC 766 'Campinas' em câmara de nebulização. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 28, n. 4, p. 479-482, 2006.

ROSA, L. S. da. **Adubação nitrogenada e substrato na miniestaquia de *Eucalyptus dunnii* Maiden**. 2006. 89 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

ROSA, L. S. et al. Efeito da dose de nitrogênio e de formulações de substratos na miniestaquia de *Eucalyptus dunnii* Maiden. **Revista Árvore**, Viçosa-MG, v. 33, n. 6, p. 1025-1035, 2009

ROTMAN, A. D. Las especies argentinas del género *Eugenia* (Myrtaceae). **Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica**, Córdoba, v. 31, n. 1-2, p. 69-93, 1995.

RUBIO, V. et al. Plant hormones and nutrient signaling. **Plant Molecular Biology**, Dordrecht, v. 69, n. 4, p. 361-373, 2009.

SAMPAIO, V. R. Propagação da uvaieira (*Eugenia uvalha* CAMB.) através da enxertia por garfagem. **Anais da ESALQ**, Piracicaba, v. 40, n. 1, p. 95-99, 1983.

SAMPAIO, V. R. Propagação por enxertia do Sabarazeiro. **Anais da ESALQ**, Piracicaba, v. 41, n. 1, p. 135-140, 1984.

SANCHOTENE, M. C. C. **Frutíferas nativas úteis à fauna na arborização urbana**. Porto Alegre: Fepam, 1985.

SANCHOTENE, M. C. C. **Frutíferas nativas úteis a fauna na arborização urbana**. 2. ed. Porto Alegre: Sagra, 1989. 304 p.

SANTOS, G. A. **Propagação vegetativa de mogno, cedro rosa, jequitibá rosa e angico vermelho por miniestaquia**. 2002. 75 f. Monografia (Graduação) - Universidade Federal de Viçosa, 2002.

SASSO, S. A. Z. **Propagação vegetativa de jaboticabeira**. 2009. 64 f. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Agronomia, Universidade Tecnológica Federal do Paraná, Pato Branco, 2009.

SCARPARE FILHO, J. A. et al. Efeito do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas herbáceas de jaboticabeira 'Sabará' (*Myrciaria jaboticaba*) em condições de nebulização. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 146-149, 1999.

SCARPARE, F. V. et al. Propagação da jaboticabeira 'Sabará' (*Myrciaria jaboticaba* Berg.) através de estacas caulinares. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 18., 2002, Belém. **Anais...** Belém: [s.n.], 2002. 1 CD-ROM.

SCHWAMBACH, J.; FADANELLI, C.; FETT-NETO, A. G. Mineral nutrition and adventitious rooting in microcuttings of *Eucalyptus globulus*. **Tree Physiology**, Durham, v. 25, n. 4, p. 487-494, 2005.

SILVA, A. L. G.; PINHEIRO, M. C. B. Biologia floral e da polinização de quatro espécies de *Eugenia* L. (Myrtaceae). **Acta Botânica Brasílica**, Brasília, v. 21, n. 1, p. 235-247, 2007

SILVA, R. – Contato Site – Contato Ceasa. Rafael Silva – apoiotecnico@ceasa.rs.gov.br. 07 março 2014.

SILVEIRA, R. L. V. A. et al. **Avaliação do fertilizante Kristalon na produção de mudas de eucalipto no viveiro de Jacarei - SN0116**. Piracicaba: RR Agroflorestal, 2001. 18 p. Relatório de pesquisa da empresa Votorantim Celulose e Papel, dados não publicados.

SINICIO, R.; BHERING, M. C.; VIDIGAL, D. S. Equação de longevidade para sementes de jaboticaba (*Myrciaria jaboticaba* (Vell.) O. Berg). **Engenharia na agricultura.**, Viçosa – MG, v. 21 n. 4 jul./ago. 2013.

SOBRAL, M. Alterações nomenclaturais em plinia (Myrtaceae). **Boletim do Museu Botânico de Curitiba**, Curitiba, n. 63, p. 1-4, 1985.

SOBRAL, M. **A família Myrtaceae no Rio Grande do Sul**. São Leopoldo: Editora Unisinos, 2003. 215 p.

SOBRAL, M. A. et al. **Flora arbórea e arborescente do Rio Grande do Sul, Brasil**. São Paulo: RiMa & Novo ambiente, 2006. 350 p.

SOBRAL, M. Adoxaceae. In: **Lista de espécies do Brasil**. Jardim Botânico do Rio de Janeiro. Rio de Janeiro, 2014. Disponível em: <<http://floradobrasil.jbrj.gov.br/2012/FB004253>>. Acesso em: 02 mai. 2014.

SOBRAL, M.; JARENKOW, J. A. **Flora arbórea e arborescente do Rio Grande do Sul, Brasil**. 2. ed. São Carlos: RiMa, 2013. 357 p.

SOUZA, M. R.; ALMADO, R. P. Produção de mudas na CAF Santa Bárbara Ltda. Miniestaquia clonal em *Eucalyptus* sp. In: ROCHA, M. G. B. **Melhoramento de espécies arbóreas nativas**. Minas Gerais: Instituto Estadual de Florestas, 2002. 171p.

SOUZA, A. V.; PEREIRA, A. M. S. Enraizamento de plantas cultivadas *in vitro*. **Revista Brasileira de Plantas Mediciniais**, Botucatu, v. 9, n. 4, p. 103–117, 2007.

SOUZA, S. R.; FERNANDES, M. S. Nitrogênio. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p. 215-252.

SOUZA JÚNIOR, L.; WENDLING, I.; ROSA, L. S. da. Brotações epicórmicas no resgate vegetativo de indivíduos adultos de *Eucalyptus* spp. In: CONGRESSO FLORESTAL ESTADUAL DE NOVA PRATA, 9., 2003, Nova Prata. **Anais...** Nova Prata, RS: [s.n.], 2003. 1 CD-ROM.

STEVENS, P. F. (2001 onwards). Angiosperm Phylogeny Website. Version 12, July 2012 [and more or less continuously updated since]. University of Missouri, St Louis (2012) Disponível em: <<http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/welcome.html>>. Acesso em: 02 maio 2014.

SUGUINO, E. et al. Propagação vegetativa de camu-camu por meio de enxertia intergenérica na família Myrtaceae. **Pesquisa agropecuária brasileira**, Brasília, v. 38 n. 12, 2003.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. (Ed.). **Fisiologia vegetal**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2009, 820 p.

TEIXEIRA, L. N.; STRINGHETA, P. C.; OLIVEIRA, F. A. Comparação de métodos para quantificação de antocianinas. **Revista Ceres**, Viçosa, MG, v. 55, n. 4, p. 297-304, 2008.

TITON, M. et al. Efeito do AIB no enraizamento de miniestacas e microestacas de clones de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n. 1, p. 1-7, 2003.

TORRES, A. G. M. **Relação entre sazonalidade, desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia**. 2003. 65 f. Dissertação (mestrado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Piracicaba, 2003.

VALLE, C. F.; CALDEIRA, C. J. Fatores que afetam o enraizamento de estacas de *Eucalyptus* spp. **Boletim Informativo IPEF**, v. 6, n. 18, p. 107-117, jul. 1978.

VELIOGLU, Y. S. et al. Antioxidant activity and total phenolics in selected fruits, vegetables, and grain products. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 46, n. 10, p. 4113-4117, 1998.

VILLACHICA, H. et al. **Frutales Y hortalizas promissórios de la Amazônia**. Lima: Secretaria-Pro-tempore, 1996. p. 367. Tratado de Cooperación Amazônica.

VITTI, G. C.; LIMA, E.; CICARONE, F. Cálcio, Mágnesio e Enxofre. In: FERNANDES, M. S. (Ed.). **Nutrição mineral de plantas**. Viçosa, MG: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 2006. p. 299-325.

WANG, H.; CAO, G.; PRIOR, R. L. Total antioxidant capacity of fruits. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, Washington, v. 44, p. 701-705, 1996.

WANG, C. J. et al. Protective effect of *Hibiscus* anthocyanins against tert-butyl hydroperoxide induced hepatic toxicity in rats. **Food and Chemical Toxicology**, Oxford, v. 38, n. 5, p. 411-416, 2000.

WENDLING, I. Propagação clonal de híbridos de *Eucalyptus* spp. por miniestaquia. 1999. 70 f. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Universidade Federal de Viçosa, 1999.

WENDLING, I. et al. Efeito do regulador de crescimento AIB na propagação de clones de *Eucalyptus* spp. por miniestaquia. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 24, n. 2, p. 187-192, 2000.

WENDLING, I. Rejuvenescimento de clones de *Eucalyptus grandis* por miniestaquia seriada e micropropagação. 2002. 105 f. Tese (Doutorado em Ciência Florestal) - Universidade Federal de Viçosa, 2002.

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

WOODWARD, A. W.; BARTEL, B. Auxin: regulation, action and interaction. **Annals of Botany**, London, v. 95, n. 5, p. 707-735, 2005.

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

XAVIER, A.; SANTOS, G. A. Clonagem de espécies florestais nativas. In: ROCHA, M. G. B. **Melhoramento de espécies arbóreas nativas**. Minas Gerais: Instituto Estadual de Florestas, 2002, 171 p.

XAVIER, A.; WENDLING, I. **Miniestaca na clonagem de *Eucalyptus***. Viçosa: [s.n.], 1998. (Informativo Técnico SIF, n. 11).

XAVIER A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. **Silvicultura clonal: Princípios e técnicas**. Viçosa: Ed. UFV, 2009. 272 p.

ZANETTE, F. **Propagação da pereira *Pirus comunis* Var. Garber por estaquia lenhosa.** 1995. 59 f. Tese (Mestrado em Fitotecnia e Fitossanitarismo) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 1995.

ZUFFELATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. **Estaquia:** uma abordagem dos principais aspectos fisiológicos. Curitiba: [s.n.], 2001. 39 p.

8 APÊNDICES

APÊNDICE 1. Identificação e descrição taxonômica da pitangueira depositada no Herbário do Departamento de Botânica da UFRGS, Porto Alegre, RS, 2008*.

Nome Científico	Família	ICN	Nome Popular	Localização (Brasil)	Hábitat	Biologia
<i>Eugenia uniflora</i> L.	Myrtaceae	157172	pitangueira	RS, POA	em residência particular	árvore ± 1,8 m, folhas verde, ovaladas, flores 4 pétalas brancas, frutos globosos costados, vermelho a alaranjado escuro

Adaptado de Lopes, 2009