

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**CLONAGEM DO PESSEGUEIRO 'AURORA-1' E DE
PORTAENXERTOS DE UMEZEIRO**

Rafael Roveri Sabião

Engenheiro Agrônomo

2016

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA - UNESP

CÂMPUS DE JABOTICABAL

**CLONAGEM DO PESSEGUEIRO 'AURORA-1' E DE
PORTAENXERTOS DE UMEZEIRO**

Rafael Roveri Sabião

Orientador: Prof. Dr. Antonio Baldo Geraldo Martins

Coorientador: José Antonio Alberto da Silva

Tese apresentada à Faculdade de Ciências
Agrárias e Veterinárias – Unesp, Câmpus de
Jaboticabal, como parte das exigências para
obtenção do título de Doutor em Agronomia
(Produção Vegetal)

2016

Sabião, Rafael Roveri
S116c Clonagem do pessegueiro 'Aurora-1' e de portaenxertos de
umezeiro / Rafael Roveri Sabião. -- Jaboticabal, 2016
xi, 70p. : il. ; 29 cm

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Faculdade de
Ciências Agrárias e Veterinárias, 2016
Orientador: Antonio Baldo Geraldo Martins
Banca examinadora: Carlos Ruggiero, Rita de Cássia Panizzi,
Simone Rodrigues da Silva, Leticia Ane Suzuki Nociti.
Bibliografia

1. Enraizamento. 2. Enxertia de Mesa. 3. *Prunus*. 4. 'Rigitano'. I.
Título. II. Jaboticabal-Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias.

CDU 634.25:631.53

Ficha catalográfica elaborada pela Seção Técnica de Aquisição e Tratamento da
Informação – Serviço Técnico de Biblioteca e Documentação - UNESP, Câmpus de
Jaboticabal.



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA

Câmpus de Jaboticabal



CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

TÍTULO: CLONAGEM DO PESSEGUEIRO 'AURORA-1' E DE PORTA-ENXERTOS DE UMEZEIRO

AUTOR: RAFAEL ROVERI SABIÃO

ORIENTADOR: ANTONIO BALDO GERALDO MARTINS

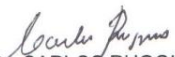
COORDENADOR: JOSÉ ANTONIO ALBERTO DA SILVA

Aprovado como parte das exigências para obtenção do Título de Doutor em AGRONOMIA (PRODUÇÃO VEGETAL), pela Comissão Examinadora:


Prof. Dr. ANTONIO BALDO GERALDO MARTINS
Departamento de Produção Vegetal / FCAV / UNESP - Jaboticabal


Profa. Dra. LETÍCIA ANE SIZUKI NOCITI
Fundação Educacional de Ituverava / FAFRAM - Ituverava/SP


Profa. Dra. SIMONE RODRIGUES DA SILVA
Departamento de Produção Vegetal / ESALQ - USP - Piracicaba/SP


Prof. Dr. CARLOS RUGGIERO
Departamento de Produção Vegetal (Horticultura) / FCAV / UNESP - Jaboticabal


Profa. Dra. RITA DE CÁSSIA PANIZZI
Departamento de Fitossanidade / FCAV / UNESP - Jaboticabal

Jaboticabal, 26 de fevereiro de 2016.

DADOS CURRICULARES DO AUTOR

Rafael Roveri Sabião, nascido no município de Pirangi, SP, em 19 de novembro de 1985. Formado em Agronomia pela Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de Jaboticabal, em fevereiro de 2010. Iniciação científica em Produção Vegetal iniciada a partir de 2005, sob orientação do Prof. Dr. Antonio Baldo Geraldo Martins (FCAV/Unesp), pesquisa voltada para a propagação, manejo e melhoramento de frutíferas, evidenciada principalmente a partir de resumos apresentados em congressos nacionais e regionais de Iniciação Científica. A partir de março de 2011, início do Mestrado em Agronomia (Produção Vegetal), na FCAV/Unesp, sob orientação do Prof. Dr. Antonio Baldo Geraldo Martins, com bolsa concedida pela CAPES (Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior), vigência entre março de 2011 e fevereiro de 2013, período no qual desenvolveu pesquisas com o melhoramento genético da cultura do maracujazeiro. Durante o Mestrado auxiliou em outras pesquisas desenvolvidas pelo Grupo de Estudos em Fruticultura (GEFrut), além da apresentação de trabalhos em congressos nacionais e internacionais relacionados com Fruticultura, publicação de artigos em renomadas revistas científicas nacionais e de capítulos de livros nacionais e participações em bancas de monografia do curso de Agronomia (FCAV/Unesp). Em março de 2013 ingressou no Doutorado em Agronomia (Produção Vegetal), na FCAV/Unesp, sob orientação do Prof. Dr. Antonio Baldo Geraldo Martins, trabalhando com a cultura do pessegueiro, utilizando os métodos de propagação na obtenção de mudas de “Aurora-1” e do umezeiro como portaenxerto, com bolsa concedida pelo CNPq, vigência entre março de 2013 e fevereiro de 2016, período relacionado com o desenvolvimento de outras pesquisas na área de fruticultura e publicações em revistas científicas nacionais, participações em bancas de monografia do curso de Agronomia (FCAV/Unesp) e revisor de periódicos nacionais.

“Quando se vence um obstáculo difícil, experimenta-se em seguida a satisfação que supera todo o sofrimento. Na vida, sofrimentos e prazeres são ondas que intercalam a todo o momento. E se o homem procura espertamente navegar nas ondas do prazer, permanecendo indolente, perderá o sentido da vida, alegrias ou prazeres deixarão de existir para ele.”

Miyamoto Musashi

AGRADECIMENTOS

Primeiramente agradeço aos meus pais, por me apoiarem na carreira acadêmica e acreditarem no meu potencial de Pesquisador e Cientista.

À FCAV/UNESP pelos 11 anos que me acolheu, espero retribuir e ficar ainda mais tempo nessa casa.

Ao meu orientador Prof. Dr. Antonio Baldo Geraldo Martins (Toninho), que sabe ensinar mais do que fruticultura, transmite a sabedoria de mestre e de cidadão, que, prestes a aposentar, me recebeu por mais três anos de doutorado, levo comigo também seu exemplo de profissionalismo e dedicação.

Ao José Antonio Alberto da Silva, pela orientação, paciência, disposição, conselhos, sugestões e por me receber, cedendo a área Experimental, na APTA Polo Regional da Alta Mogiana, em Colina, SP.

Aos professores Carlos Ruggiero, Rita de Cássia Panizzi, Letícia Ane Suzuki Nociti e Simone Rodrigues da Silva pelas sugestões, conselhos e ensinamentos.

Aos funcionários do Departamento de Produção Vegetal, e do Ripado de Fruticultura: “Bedin”, “Pepa”, “Rulian” e “Marrom”.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pelo apoio financeiro (Processo nº 140598/2013-8).

Ao Sr. Valdenir Rossi, proprietário da “Fazenda Santa Alzira” (Vista Alegre do Alto, SP) e ao Eng. Agr. Paulo César Geraldini pela concessão dos materiais de pessegueiro para condução do experimento.

Ao Grupo de Estudos de Fruticultura, especialmente: Adriana, Fernando, Estevam e Carlos, pela ajuda no experimento e pela troca de experiências.

À República Agrotóxica pela amizade e pelos irmãos que fiz.

À minha companheira Flaviane, que está sempre ao meu lado, pelo apoio na condução dos experimentos e na carreira científica, me proporciona ótimos momentos, sendo parceira, amiga e meu porto seguro.

SUMÁRIO

	Página
1.INTRODUÇÃO	1
2.REVISÃO BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1.Importância Econômica e do Cultivo de Pessegueiro	3
2.2.Características e Propagação do Umezeiro.....	5
2.3.Adensamento de plantio.....	8
2.4.Propagação de Plantas.....	10
2.4.1.Propagação Sexuada.....	10
2.4.2.Propagação Assexuada	11
2.4.3.Enxertia.....	11
2.4.4.Estaquia	14
2.4.5.Juvenilidade	18
2.4.6.Enxertia de Mesa.....	20
2.5.Microscopia Eletrônica de Varredura	22
3.MATERIAIS E MÉTODOS	23
3.1.Propagação.....	23
3.2.Estudos histológicos pela Microscopia Eletrônica de Varredura.....	25
4.RESULTADOS E DISCUSSÃO	26
4.1.Porcentagem de Sobrevivência	28
4.2.Porcentagem de Estacas com Folhas	30
4.3.Porcentagem de Enraizamento	32
4.4.Porcentagem de Calejamento	35
4.5.Número de Raízes	36
4.6.Comprimento de Raízes	38
4.7.Sobrevivência de Enxertos com Enraizamento.....	40
4.8.Estudos histológicos pela Microscopia Eletrônica de Varredura.....	42
4.8.1.Estaquia.....	42
4.8.2.Enxertia.....	45
4.8.3.Calos	48
5.CONCLUSÕES	50
6.REFERÊNCIAS.....	51
APÊNDICES	63

CLONAGEM DO PESSEGUEIRO 'AURORA-1' E DE PORTAENXERTOS DE UMEZEIRO

RESUMO - O pessegueiro vem ganhando espaço em regiões produtoras de frutas do estado de São Paulo, principalmente as cultivares de baixo requerimento de frio, como o 'Aurora-1'. O umezeiro é um portaenxerto que condiciona menores volumes de copa em plantas de pessegueiro, além de possuir resistência a patógenos de solo, sendo objeto de estudo neste trabalho, avaliando-se sua clonagem por estaquia, além de sua combinação com o 'Aurora-1', por enxertia de mesa, e enraizamento simultâneo. Em ambos os trabalhos foram utilizadas as concentrações 0; 1.000; 3.000 e 5.000 mg/L de AIB para tratamento das estacas, que foram coletadas em duas situações de vegetação da planta de umezeiro: estacas herbáceas retiradas da planta adulta e estacas herbáceas retiradas da planta após 60 dias da poda de rejuvenescimento. Foram avaliados: porcentagem de sobrevivência, com folhas, calos e enraizamento das estacas, número e comprimento médio de raízes e porcentagem de enxertos vivos e com estacas enraizadas. Também foi realizado um estudo histológico, por microscopia eletrônica de varredura, das regiões de rizogênese e de contato e união da enxertia. Os materiais vegetativos propagados apresentaram melhores resultados depois de uma poda rejuvenescimento. A estaquia teve superioridade em todas as variáveis avaliadas em comparação à enxertia de mesa. O 'Rigitano' apresentou melhores resultados, sendo superado pelo Clone 15 apenas na sobrevivência dos enxertos. O uso de AIB influenciou na sobrevivência e no enraizamento das estacas e incrementou o número médio de raízes por estaca.

Palavras-chave: *Prunus*, umê, 'Rigitano', estaquia, enxertia de mesa

CLONING OF THE PEACH TREE 'AURORA-1' AND JAPANESE APRICOT ROOTSTOCKS

ABSTRACT - The peach tree is becoming more popular in fruit producing regions of São Paulo, mainly cultivars with low chill requirement, such as 'Aurora-1'. The Japanese apricot, as being a rootstock that conditions smallest canopy in peach plants, besides having resistance to soil pathogens, being object of this work, evaluating their cloning by cuttings and their combination in grafting with simultaneous rooting, with the 'Aurora-1'. In both studies was used the concentrations 0; 1,000; 3,000 and 5000 mg/L of IBA in two vegetation situations of mume plant: softwood cuttings taken from adult plants and softwood cuttings taken from the plant after 60 days of rejuvenation pruning. It was evaluated the rooting percentage parameters of cuttings, number and average length of roots and percentage of survival of grafts with rooting cuttings. It was also conducted a histological study, by scanning electron microscopy, of the root formation zone and contact grafting. The vegetative material propagated showed better results after a rejuvenation pruning. The cuttings had superiority in all variables evaluated, in comparison to the cuttings grafted. The 'Rigitano' had the best results, being overcome by Clone 15 only in the survival of grafts. The IBA concentrations influenced the survival and rooting of cuttings and the use of IBA increased the average number of roots of cutting.

Keywords: *Prunus*, mei, 'Rigitano', cutting, cutting-grafts

1.INTRODUÇÃO

A produção mundial de frutas, em 2013, foi de 673,7 milhões de toneladas, dentro desse montante, a produção de pêssegos e nectarinas passou dos 21,6 milhões de toneladas (3,2% do montante). Os maiores produtores de pêssego e nectarina são China (55%), Itália (6,5%), Espanha (6%) e Estados Unidos (4,5%). A produção brasileira de frutas em 2013 somou 41,6 milhões de toneladas e, apesar do incremento na produção de pêssego nos últimos anos, o volume produzido foi de 211 mil toneladas, apenas 1% do volume de produção mundial (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2014; FAOSTAT, 2015).

Toda a produção nacional de pêssego é destinada ao mercado interno, por isso o cultivo no Brasil não se destaca no cenário mundial. Nacionalmente, os maiores produtores são os estados do Rio Grande do Sul (60%), São Paulo (17%), Minas Gerais (9%) e Paraná (7%). O estado de São Paulo é o maior produtor de frutas, com volume que supera 16 milhões de toneladas, representando 39% da produção total, desta apenas 38,3 mil toneladas são de pêssego, produzidos em uma área de 1,8 mil hectares. A importação brasileira de pêssego passa dos US\$35 milhões, e um volume total de 30 mil toneladas. Esses valores podem ser diminuídos com a expansão de áreas de cultivo de pessegueiro, principalmente em regiões onde a fruticultura é bem difundida. Os produtores procuram alternativas para substituição de algumas culturas, como a citricultura, por exemplo, que passa por uma crise de preços e principalmente fitossanitária (ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 2014; IBGE, 2015).

Em regiões mais quentes, o baixo risco de geadas tardias, associado a algumas técnicas de cultivo e emprego de variedades precoces, pouco exigentes em frio, proporcionam a colheita de pêssego nos meses de agosto a outubro, que correspondem ao período da entressafra, não só das principais regiões produtoras brasileiras, como da maioria dos países produtores localizados no Hemisfério Sul, como Chile, Argentina e Uruguai (PEREIRA, NACHTIGAL; ROBERTO, 2002).

O adensamento de pomares é uma prática que pode aumentar a produção, proporcionar maior precocidade e maior produtividade, com retorno financeiro mais rápido que o cultivo convencional. O uso de portaenxertos ananizantes, como o

umezeiro, viabiliza o adensamento das plantas. No Brasil existem poucas comprovações científicas viabilizando a técnica do uso de portaenxertos para pessegueiro propagados vegetativamente, que é de suma importância para homogeneização dos pomares, pela preservação da identidade genética do portaenxerto. De maneira geral, os produtores de mudas utilizam as sementes na propagação dos portaenxertos, utilizando o 'Okinawa', principalmente na Região Sudeste (PEREIRA; MAYER, 2005).

O umezeiro teve seu uso como portaenxerto de pessegueiro validado internacionalmente há mais de 20 anos, no Congresso Internacional de Pêssego, na China. A partir de 1998, na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP, Jaboticabal, SP), foi iniciado um amplo projeto de pesquisa, com objetivo de viabilizar o uso de portaenxertos clonais de umezeiro para a cultura do pessegueiro, de onde surgiram clones potenciais, entre eles a cultivar Rigitano (PEREIRA; MAYER; CAMPO DALL'ORTO, 2007).

A cultivar Rigitano tem grande potencial por apresentar resistência a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*, além de conferir menor porte em plantas enxertadas de pessegueiro. As plantas de 'Aurora-1', enxertadas sobre 'Rigitano', não apresentam incompatibilidade, apesar de constatar-se diferença no crescimento do tronco. Essa combinação produz frutos maiores e em número equivalente às plantas enxertadas em 'Okinawa' (MAYER; PEREIRA; SANTOS, 2003; MAYER; PEREIRA; SANTOS, 2005).

Considerando-se a tendência no adensamento de plantio de pessegueiro e a necessidade de estudos sobre a propagação vegetativa dos portaenxertos, principalmente com o intuito de diminuir o tempo de produção de mudas e consequente redução de custos, o presente trabalho teve por objetivo estudar a propagação do pessegueiro 'Aurora-1', por enxertia de mesa em fenda cheia, utilizando o umezeiro como portaenxerto, bem como a estaquia simples do umezeiro em duas situações distintas de vegetação da planta matriz do umezeiro: estacas herbáceas retiradas da planta adulta e estacas herbáceas retiradas da planta após 60 dias da poda de rejuvenescimento.

2. REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1. Importância Econômica e do Cultivo de Pessegueiro

O pessegueiro [*Prunus persica* (L.) Batsch] pertence à família Rosaceae, tem origem na China, é típica de regiões de clima temperado, arbórea e de folhas caducas, possui exigência em manejos culturais intensivos e cultivares adaptados ao clima local. Foi introduzido no Brasil, em 1532, por Martin Afonso de Souza, expandindo-se principalmente pelo Sul do país, cultivado nos Estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina e Paraná. O Instituto Agrônomo de Campinas iniciou estudos para obter variedades de pêssego e nectarina a partir de 1947, para as condições do Estado de São Paulo, quando houve um grande incremento da área plantada nas regiões de clima temperado no estado, em áreas serranas e em municípios próximos da capital (MEDEIROS; RASEIRA, 1998; MOURA; SOBIERAJSKI; TECCHIO, 2014).

O pêssego está entre as dez frutas mais produzidas no mundo, com volume superior a 20 milhões de toneladas. Os maiores produtores são China, Itália e Espanha, sendo que os três países juntos são responsáveis por aproximadamente 68% da produção mundial e somente a China produz 55% do volume produzido no mundo, que é consumido internamente, pois a exportação não chega a 0,5%. A Espanha se destaca pela exportação, que no ano de 2012 atingiu 647,5 mil toneladas. O Brasil ocupa o 12º lugar na produção mundial, com aproximadamente 218 mil toneladas numa área de 18 mil hectares. A produtividade média brasileira é de 12 t/ha, inferior à média mundial de 14t/ha e também à média dos três maiores produtores mundiais de 16t/ha. A produtividade média no estado de São Paulo é de 21t/ha, entretanto a microrregião de Jaboticabal possui valores iguais da produtividade média brasileira (12 t/ha), mas possui potencial de aumento desses valores, desde que sejam adotadas mudanças na tecnologia de produção tais como o adensamento de plantio, utilizando portaenxertos ananizantes com o umezeiro (FAOSTAT, 2015; IBGE, 2015).

Na produção de mudas de pessegueiro normalmente são utilizados dois genótipos distintos: o portaenxerto, que constituirá o sistema radicular planta e receberá a borbulha da cultivar-copa; e a cultivar-copa, propagada por enxertia, que constituirá a parte produtiva de frutos da nova planta. É de suma importância utilizar

dois genótipos compatíveis para a realização da enxertia, com características ideais para produzir, em grande escala, frutos de qualidade (MAYER et al, 2015).

Os portaenxertos utilizados no Brasil são produzidos exclusivamente por sementes, não preservando a identidade genética do portaenxerto, devido à segregação genética da propagação por sementes. Apesar dos avanços no melhoramento genético de cultivares-copa, são poucas as pesquisas na área de portaenxertos, exemplificado pela ausência de uma cultivar clonal para recomendação (MAYER; ANTUNES; PEREIRA, 2009).

O método tradicional e predominante, na maioria dos viveiros brasileiros, para produção de portaenxertos de frutíferas de caroço, é a propagação sexuada (uso de caroços inteiros ou sementes extraídas dos caroços quebrados). Os caroços normalmente não são quebrados quando as cultivares apresentam pouca resistência à emissão da radícula proveniente da semente, como no caso de 'Aldrighi', 'Capdeboscq' ou das misturas varietais de cultivares-copa obtidas nas indústrias de conservas, que são mais utilizados na região sul do país. Todavia, os percentuais de germinação não ultrapassam 50% e apresentam sistema radicular de baixa qualidade (MAYER; ANTUNES, 2010; Mayer et al., 2015).

Na região Sudeste, a preferência é pelo portaenxerto 'Okinawa', introduzida pelo Instituto Agrônomo em 1969, que é propagada por sementes. Plantas obtidas de sementes são semelhantes aos progenitores, mas não são idênticas, pois a variabilidade ocorre naturalmente devido a segregação e recombinação gênica pela polinização cruzada. A propagação sexuada de portaenxertos tem como desvantagens a desuniformidade entre plantas, dificuldade na germinação e susceptibilidade a pragas e doenças (PÁDUA, 1983; KERSTEN; IBÁÑES, 1993; OJIMA et al., 1999; MEDEIROS, 2015).

O portaenxerto 'Okinawa' apresenta certa resistência física na germinação das sementes, portanto os caroços necessitam ser quebrados com auxílio de máquinas, tesouras especiais ou morsa. Após a quebra dos caroços, as sementes são estratificadas no frio, para que ocorra a antecipação e uniformização da germinação (MAYER; ANTUNES, 2010; Mayer; BIANCHI; CASTRO, 2014).

Apesar de existir várias cultivares copa de pessegueiro, recomenda-se para as regiões quentes do estado de São Paulo a cultivar Aurora-1 (IAC 680-179), por

sua melhor adaptação ao clima, precocidade do ciclo produtivo (aproximadamente 85 dias do florescimento à colheita) e à qualidade de seus frutos, tanto de coloração como sabor. As técnicas de condução, que exigem podas de renovação após a colheita, têm garantido produções médias em torno de 15 t/ha e o início da produção no segundo ano (PEREIRA, 2003).

O tempo para produção de uma muda de pessegueiro, por enxertia, supera os 270 dias, dependendo da época de coleta das estacas para enraizamento do portaenxerto e da época da enxertia, podendo ser maior se o portaenxerto for propagado por semente, por isso a enxertia de mesa torna-se uma alternativa para diminuir os custos em viveiro.

2.2. Características e Propagação do Umezeiro

O umezeiro ou damasqueiro-japonês (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) é uma frutífera da família Rosaceae, originária da China Continental, típica de clima temperado. Seu cultivo é amplo nos países asiáticos, destacando-se no Japão e Taiwan, que o cultivam desde o século XIV. Foi domesticada na China há mais de três mil anos, como planta ornamental e frutífera, possui extrema importância nas tradições orientais por seu valor estético e espiritual para a cultura chinesa. O uso do umezeiro como portaenxerto de pessegueiro foi validado internacionalmente no 3º Congresso Internacional de Pêssego em 1993 na China. A planta do umezeiro é considerada a planta nacional da China, assim como é o Ipê-amarelo no Brasil. Os japoneses cultivam o umezeiro em jardins, na forma de bonsai, utilizam as flores no preparo de arranjos e os frutos são consumidos na forma de pickles, licores especiais (ume-shu), conservas (ume-boshi), compotas, geléias, sucos, extratos, bolos e como uso medicinal (CAMPO DALL'ORTO et al., 1993; YOSHIDA, 1994; CAMPO DALL'ORTO et al., 1997; PEREIRA; MAYER; CAMPO DALL'ORTO, 2007; LIU et al., 2010; ZHANG et al., 2012).

A introdução da espécie no Brasil ocorreu pelos imigrantes japoneses, de material procedente de Taiwan, com produções satisfatórias em Botucatu-SP somente a partir de 1970, após alguns fracassos utilizando cultivares japonesas mais exigentes em frio (CAMPO DALL'ORTO et al., 1998).

A germinação de sementes de umezeiro requer estratificação a frio de até três meses, em ambiente úmido. A propagação vegetativa por estacas lenhosas, postas para enraizar em campo, não apresenta bons resultados, com sobrevivência abaixo de 9%. A micropropagação também não se mostra efetiva, pois a aclimatização das plântulas em nebulização apresenta sobrevivência abaixo de 30% (REIGHARD; CAIN; NEWALL JR., 1990; HARADA; MURAI, 1996; HARTMANN et al., 2011).

O método de propagação de umezeiro mais recomendado é a estaquia herbácea. O uso de AIB incrementa o percentual de enraizamento e o número de raízes por estaca. Os melhores resultados são obtidos coletando-se estacas no início do verão, quando o crescimento se intensifica, utilizando as concentrações entre 1.500 e 3.000 mg/L, com destaque para a concentração de 2000 mg/L de AIB (SURIYAPANANONT, 1990; NACHTIGAL et al., 1999; MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001; HARTMANN et al., 2011).

O uso de sementes para a produção de portaenxertos produz indivíduos geneticamente diferentes; muitos viveiros utilizam caroços de cultivares-copa de maturação tardia, resíduos de indústrias de conserva de pêssego, que contribui para a alta variabilidade genética dos portaenxertos (MAYER et al., 2015).

Alternativamente, os portaenxertos podem ser propagados por métodos vegetativos (clonagem), dispensando o uso de sementes. Os métodos possíveis são a estaquia herbácea, semilenhosa ou lenhosa, alporquia e micropropagação. As vantagens dos métodos vegetativos de propagação para portaenxertos são o baixo custo e a facilidade de execução, uniformidade de plantas, clonagem de uma única planta matriz, obtendo várias plantas idênticas em curto espaço de tempo. Possibilita a programação da produção de portaenxertos ao longo do ano, utilizando-se da poda para produção dos ramos, que permite melhor aproveitamento da mão de obra no viveiro. Entretanto, a principal desvantagem é a necessidade conhecimentos específicos e práticos sobre propagação de plantas, preparo e manutenção das estacas nos períodos de enraizamento e aclimação (PEREIRA; MAYER, 2005; MAYER et al., 2014; MAYER et al., 2015).

São escassas as informações sobre adensamento de pomares de pêssego, uso de porta-enxertos de baixo vigor e os efeitos sobre a qualidade física e química dos frutos. O uso de clones de umezeiro como porta-enxertos de pessegueiro, tem

revelado perspectivas de sucesso em regiões de clima subtropical. Plantas de pessegueiro 'Aurora-1', enxertadas sobre Clone 15 e 'Rigitano', apresentaram maior massa fresca, diâmetro longitudinal e diâmetro equatorial. O uso do Clone 15 como porta-enxerto induziu à produção de frutos com maior teor de sólidos solúveis e melhor índice de maturação, em relação ao 'Okinawa' propagado por estacas herbáceas. Os plantios mais adensados resultaram em frutos de maior peso e tamanho (MATHIAS et al., 2008). O adensamento de plantio, utilizando o umezeiro como portaenxerto, além de diminuir o vigor da planta, proporciona maior número de frutos por planta e maior produtividade. Comparativamente, o espaçamento 6 x 2 m teve produtividades de 20 t/ha e 18 t/ha, no segundo e terceiro ano de produção, enquanto o espaçamento 6 x 4 m produziu 9 t/ha e 3 t/ha nas mesmas safras avaliadas (MAYER; PEREIRA; REIGHARD, 2012).

A partir de 1998, na Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias (UNESP, Jaboticabal, SP), iniciou-se um amplo projeto de pesquisa, objetivando viabilizar o uso de portaenxertos clonais de umezeiro para a cultura do pessegueiro, de onde se obteve a cultivar 'Rigitano'. Inicialmente, os trabalhos viabilizaram a propagação vegetativa, por meio de enraizamento de estacas, a partir de plantas mantidas na Estação Experimental de Jundiaí-IAC, de onde foram coletadas estacas herbáceas e realizado o primeiro experimento, selecionando-se os Clones 02; 05; 10 (cv. Rigitano) e 15. Os estudos prosseguiram, com a realização de experimentos nas diferentes estações do ano, revelando melhores porcentagens de enraizamento com a cv. Rigitano (MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001; Mayer; PEREIRA; NACHTIGAL, 2002; Mayer; PEREIRA, 2003; Mayer; PEREIRA, 2004). A enxertia de pessegueiro em 'Rigitano', mostrou ser eficaz, com pegamento acima de 80%. Após seleção inicial de quatro clones quanto à viabilidade de propagação por estacas herbáceas, a continuidade do projeto permitiu a obtenção de avanços técnicos na qualidade de mudas e na produção frutos, destacando-se a resistência do 'Clone 05', do 'Clone 10' e do 'Clone 15' a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*. (PEREIRA; MAYER, 2005; PEREIRA; MAYER; CAMPO DALL'ORTO, 2007).

A cultivar 'Rigitano' é resistente a *Meloidogyne javanica* e *M. incognita*, com fatores de reprodução muito próximos ou iguais a zero, além da ausência total de galhas no sistema radicular, aos 100 e 116 dias após a inoculação. As plantas de

‘Aurora-1’, enxertadas sobre ‘Rigitano’, produzem frutos maiores, com incremento de 10 g ou mais, e em número equivalente quando comparadas às plantas enxertadas em ‘Okinawa’. Plantas de ‘Aurora-1’, enxertadas em ‘Rigitano’, produziram, em média, 23,67 kg/planta, que corresponde a uma produtividade média de 14,51 t/ha, após 26 meses do plantio no campo (CAMPO DALL’ORTO et al., 1994; MAYER; PEREIRA; SANTOS, 2003; MAYER; PEREIRA; SANTOS, 2005).

Não foi detectado sintomas de incompatibilidade em plantas de ‘Aurora-1’ enxertados em ‘Rigitano’, como amarelecimento de folhas, encarquilhamento ou senescência precoce. As copas apresentaram desenvolvimento e brotação adequados, formação de gemas, frutificação, crescimento e maturação dos frutos. Os cortes longitudinais realizados na região da enxertia não revelaram áreas com necrose ou sintomas de incompatibilidade do tipo localizada. Entretanto houve diferença no diâmetro do tronco (menor diâmetro no portaenxerto), mensurada cinco centímetros acima (‘Aurora-1’) e abaixo do ponto de enxertia (‘Rigitano’), resultado esperado, já que possuem características e hábitos de crescimento diferentes (MAYER; PEREIRA, 2006).

2.3. Adensamento de plantio

Altos custos com mão de obra e insumos agrícolas conduzem a fruticultura a sistemas de cultivo que reflita em alta eficiência produtiva, alta qualidade de frutos, aumento da produtividade, colheitas precoces e aumento da eficiência das pulverizações, que pode ser alcançado com o adensamento dos pomares. A densidade de plantio do pessegueiro pode ser classificada em baixa (400 a 700 plantas/ha), média (700 a 1000 plantas/ha) e alta (entre 1000 e 1500 plantas/ha). Aproximadamente 10% das áreas de pessegueiro estão sob altas densidades de plantio, mas a expansão ainda depende da disponibilidade de portaenxertos ananizantes e de sistemas mais adaptados de formação e condução das plantas (DEJONG et al., 1997; LORETI; MASSAI, 2006).

Em regiões de clima tropical ou subtropical, era recomendado o espaçamento de 6x4 m (416 plantas/ha). Entretanto, os resultados de pesquisa mais recentes na região de Jaboticabal (SP), viabiliza a redução do espaçamento para 6x2 m,

utilizando-se o mesmo manejo de poda, recomendado para o espaçamento tradicional, com a ressalva de conduzir a planta em formato de taça mais fechada, desde que seja intensificado o controle da ferrugem (PEREIRA; NACHTIGAL; ROBERTO, 2002; ARAÚJO et al., 2008; MATHIAS et al., 2008; MAYER; PEREIRA, 2008).

Para cultivares precoces de pessegueiro de ciclo curto (inferior a 100 dias), pode-se adotar, em regiões mais quentes, a condução dos pomares em alta densidade de plantio, sob poda drástica após a colheita, com até 6.666 plantas/ha em fileiras simples (3,0 x 0,5 m) ou 11.428 plantas/ha, em fileiras duplas (3,0 x 0,5 x 0,5 m). Todavia, apesar de sua alta viabilidade técnica e econômica, essa tecnologia deixou de ser adotada pelos fruticultores paulistas, devido ao alto investimento na implantação do pomar, necessidade de mão de obra diferenciada, exigência de maiores conhecimentos técnicos do sistema e receio da adoção de novas técnicas (BARBOSA et al., 1999; MAYER; PEREIRA, 2011).

O umezeiro induz o nanismo em plantas de pessegueiro, que, combinado com cultivares específicas e adaptadas, como o 'Aurora-1', proporciona a condução de pomares com elevada densidade populacional e cultivo intensivo, com alta tecnologia (OJIMA et al., 1992).

A cultivar Aurora-1 adapta-se melhor ao sistema de pomar compacto, (4,0 x 1,5 m ou 1.667 plantas/ha), podendo atingir produtividade de até 24t/ha. Além de nanismo, o uso do umezeiro como portaenxerto, proporciona melhor qualidade de frutos, como o aumento de massa, teor de sólidos solúveis e índice de maturação. Em alguns casos, o umezeiro pode antecipar a colheita de pêssego em comparação a plantas enxertadas sobre 'Okinawa' (BARBOSA et al., 2000; MAYER; PEREIRA, 2006; MATHIAS et al., 2008).

A clonagem de portaenxertos resulta em maior homogeneização dos pomares, por isso é de extrema importância a preservação da identidade genética dos materiais propagativos. Entretanto existem poucas comprovações científicas sobre a viabilidade técnica do uso de portaenxertos propagados vegetativamente para pessegueiro (PEREIRA; MAYER, 2005).

Para determinar o sistema de plantio mais adequado para o pessegueiro devem-se considerar as diferentes combinações de copa/portaenxerto, a região de cultivo e os tratos culturais a serem adotados.

2.4. Propagação de Plantas

Para garantirem a perpetuação da espécie, as plantas produzem estruturas reprodutivas, e podem se reproduzir tanto de forma sexuada como assexuada. Na sexuada, deve acontecer a união dos gametas masculino e feminino, resultando na formação de semente. No método assexuado a multiplicação de plantas ocorre através de uma parte de outra planta já existente, de forma vegetativa. A propagação de plantas trata-se da multiplicação utilizando propágulos, ou seja, uma parte de planta produz uma nova planta ou uma população de plantas (HARTMANN et al., 2011).

2.4.1. Propagação Sexuada

A reprodução sexuada gera indivíduos com alta variabilidade genética, pois a divisão celular acontece por meiose, onde cada cromossomo divide-se em partes idênticas e cada parte leva as informações contidas inicialmente para as células filhas. A propagação via semente tem grande importância na adaptação das plantas ao meio (JANICK, 1966; HARTMANN et al., 2011).

O período juvenil é mais prolongado em plantas de “pé franco” do que plantas obtidas vegetativamente. A juvenilidade da planta impede a formação de estruturas reprodutivas e consequentemente a produção de frutos. Portanto a produção comercial de mudas frutíferas deve ser feita de maneira que reduza o período de juvenilidade, para se obter precocidade na produção.

2.4.2. Propagação Assexuada

A propagação assexuada ou vegetativa é mais apropriada na produção de mudas frutíferas, pois permite a manutenção de características desejadas de uma planta matriz, produzindo clones e homogeneizando os pomares.

Nesse processo, a divisão celular ocorre por mitose, com duplicação do sistema cromossômico, gerando duas células com a mesma carga genética, ou seja, idênticas à célula progenitora. A mitose é essencial para o crescimento das plantas e para a propagação vegetativa. Esse processo também ocorre na cicatrização de feridas, onde acontece uma produção de massa de células (calo). O processo também está associado ao enraizamento adventício de estaca, pois inicia novos pontos de crescimento vegetativo. O ferimento induz a divisão e multiplicação celular, que também está envolvido na união da enxertia (HARTMANN et al., 2011).

Através da propagação vegetativa é possível encurtar o período juvenil e antecipar a fase produtiva de uma planta. As técnicas mais difundidas de propagação vegetativa são a enxertia e a estaquia (JANICK, 1966; HARTMANN et al., 2011).

2.4.3. Enxertia

A enxertia pode ser definida como a união de partes de plantas pela regeneração de tecidos, que combinadas, formam uma única planta: o portaenxerto (ou cavalo) formará o sistema radicular; e o enxerto, que pode ser uma gema ou um fragmento de ramo com duas ou mais gemas, formando a copa que produzirá os frutos. A técnica fundamental da enxertia é a justaposição dos tecidos cambiais do portaenxerto e do enxerto, de modo que o calo resultante se entrelace, possibilitando a regeneração do novo câmbio com posterior formação de floema e xilema, estabelecendo um sistema vascular unificado (JANICK, 1966; APEZZATO-DA-GLÓRIA; CARMELLO-GUERREIRO, 2006; HARTMANN et al., 2011).

No processo de enxertia, o enxerto se tornará a nova copa da planta, que é composto de um pequeno pedaço de ramo destacado da planta, contendo várias gemas (garfagem), e compreende a porção superior da enxertia. A borbulhia é uma

forma de enxertia, utilizando o enxerto de tamanho reduzido, com apenas uma gema. Os ramos da planta enxertada crescem a partir do enxerto, portanto deverá ser de uma cultivar desejada. O portaenxerto, que se desenvolve no sistema radicular da planta enxertada, pode ser de origem sexuada (mudas de sementes), estaca enraizada, alporque ou planta micropropagada. O interenxerto é um pedaço de ramo inserido por meio de duas uniões de enxertia, entre o enxerto (copa) e o portaenxerto, utilizado para evitar a incompatibilidade entre o portaenxerto e o enxerto, controlar doenças, ou controlar o crescimento, reduzindo o vigor da copa (HARTMANN et al., 2011).

O sucesso da enxertia, independentemente do tipo, necessita do contato entre os tecidos meristemáticos (câmbios) do enxerto com o portaenxerto. Por isso, deve-se sempre coincidir a casca do enxerto com a casca do portaenxerto, em pelo menos um dos lados, dessa forma se aproxima mais o contato entre os tecidos cambiais. O câmbio vascular (meristema lateral) é um tecido fino localizado entre a casca (periderme, córtex, e floema) e o lenho (xilema), possui células meristemáticas, capazes de se dividir e formar novas células diferenciadas. O câmbio é essencial para manter ligações vasculares pela formação da ponte de calo. Portanto, para uma união de enxertia bem sucedida, é essencial que o câmbio do enxerto seja colocado em contato direto com o câmbio do portaenxerto (HARTMANN et al., 2011; SILVA; RODRIGUES; SCARPARE FILHO, 2011)

A união da enxertia é inicialmente formada pela rápida divisão das células do calo, tanto do enxerto, como do portaenxerto, que posteriormente se diferenciam para formar o câmbio vascular e o sistema vascular associado. O calo é uma massa de células do parênquima que se desenvolvem em ferimentos nos tecidos vegetais e ocorre na junção do processo de enxertia. A produção e entrelaçamento dessas células do parênquima constituem um importante passo na formação da ponte de calo entre a copa e portaenxerto e no sucesso na enxertia. A compatibilidade da enxertia se divide em três acontecimentos principais: adesão do enxerto e portaenxerto, divisão de células na ponte de calo e diferenciação vascular. O enxerto não vai ter seu crescimento e brotação, a menos que uma ligação vascular seja estabelecida de modo que possa obter água e nutrientes. Da mesma forma, haverá degeneração do portaenxerto se for interrompido o fluxo de carboidratos e de outros

metabólitos no floema que o une com o enxerto. Além disso, o enxerto deve ter uma região meristemática terminal (gema) para retomar o crescimento dos ramos e folhas e fornecer fotossintatos para o sistema radicular (HARTMANN et al., 2011).

A enxertia, além de método propagativo, é utilizada para se obter correções ou revigoramento de árvores adultas, assim como modificar o crescimento, aumentar resistência a doenças e ao clima. A enxertia facilita a propagação de materiais de difícil multiplicação sexuada, diminui o porte da planta, substitui variedades copa, rejuvenesce e recupera plantas, fixa mutações, garante floração e frutificação precoce, mantém a carga genética e características agronômicas da variedade ou cultivar e permite o plantio em condições desfavoráveis. A associação de enxerto e portaenxerto possibilita o aproveitamento de vantagens como resistência a frio, calor, doenças e solos (JANICK, 1966; HARTMANN et al., 2011).

A enxertia pode ser realizada de três formas: a borbulhia, onde se utiliza um fragmento da planta que contém apenas uma gema; a garfagem, que se utiliza um pedaço de ramo (garfo) destacado da planta matriz com mais de uma gema; e a encostia, que é a união de duas plantas inteiras, de onde se mantém posteriormente os materiais interessantes para se constituir a copa e o sistema radicular (SILVA; RODRIGUES; SCARPARE FILHO, 2011).

A auxina, presente no tecido meristemático das gemas axilares, pode estimular a diferenciação vascular, ou seja, em contato com tecido não diferenciado do câmbio, pode estimular a formação de xilema e floema em regiões de ferimentos ou de tecido danificado (TAIZ e ZEIGER, 2013). Assim como esperado na enxertia, onde deve ocorrer uma regeneração vascular entre os tecidos do enxerto e do portaenxerto. O sucesso da enxertia pode variar de acordo com o método utilizado, combinações de copa e portaenxerto, variações de gênero e de espécie, em plantas de mesma família; época de realização; e idade do portaenxerto e do enxerto.

As mudas de pessegueiro podem ser obtidas pelos vários métodos de enxertia, como a garfagem e a borbulhia. O método mais utilizado é a borbulhia em placa, por apresentar bons resultados e economizar material propagativo. Esse procedimento consiste na obtenção do portaenxerto, seja por via sexuada ou assexuada, normalmente utilizando sementes a cultivar Okinawa. A semente do pessegueiro sofre processo de escarificação (quebra do caroço) e estratificação a

frio, para se obter uniformidade e melhores resultados de germinação. Quando o portaenxerto tiver a espessura de um lápis (aproximadamente 8mm), de preferência na primavera ou final de verão, realiza-se o processo de enxertia (SILVA; RODRIGUES; SCARPARE FILHO, 2011).

Mayer, Pereira e Barbosa (2005), em trabalho de enxertia do pessegueiro 'Aurora-1' sobre os portaenxertos (com 3,2 cm de diâmetro) 'Okinawa' e os Clones de umezeiro 05, 15 e 'Rigitano', observaram diferença entre os portaenxertos avaliados, com médias superiores para o 'Okinawa' e Clone 05. Os Clones 15 e 'Rigitano' mostraram 51% e 71% de pegamento, respectivamente.

Pereira e Mayer (2005) avaliaram a enxertia de pessegueiro 'Aurora-1' utilizando os umezeiros Clone 15 e 'Rigitano', com diâmetro para a enxertia de 1,0cm, observaram que o pegamento foi de 84,5% para o 'Rigitano' e 86% para o Clone 15, que mostra grande potencial para a utilização da enxertia sobre os portaenxertos citados para a propagação do pessegueiro 'Aurora-1'.

2.4.4. Estaquia

A estaquia é um processo de propagação de plantas com órgãos vegetativos inteiros ou fragmentados, de grande importância na produção de portaenxertos e mudas. Além do baixo custo, as mudas formadas a partir de estacas apresentam maior uniformidade devido a ausência de variabilidade genética que é comum na enxertia por influência do portaenxerto de "pé-franco". No processo da estaquia ocorre a indução de raízes adventícias em segmentos (ramos, raízes ou folhas) destacados da planta mãe com pelo menos uma gema vegetativa, que em condições ideais geram uma nova planta, de onde é possível obter muitas plantas em um curto espaço de tempo (MURAYAMA, 1973; FACHINELLO; NATCHIGAL; KERSTEN, 1996; HARTMANN et al., 2011).

As estacas podem ser obtidas de órgãos aéreos ou subterrâneos, como folhas, ramos e raízes. O tipo de estaquia a ser escolhido dependerá da espécie que será propagada, a facilidade de enraizamento e da estrutura que será conduzido. Na estaquia de espécies frutíferas, o método mais utilizado é a estaquia de ramos com pelos menos uma gema. As estacas de ramos podem ser classificadas quanto a seu

estádio vegetativo ou grau de lignificação, portanto podem ser herbáceas, semi-lenhosas ou lenhosas (SILVA; RODRIGUES; SCARPARE FILHO, 2011).

As raízes formadas em estacas são adventícias, pois se originam na parte aérea, desempenhando um papel importante na propagação vegetativa de plantas. Formam-se nas proximidades dos tecidos vasculares e crescem entre os tecidos localizados próximos do ponto de origem. A rizogênese adventícia em estacas pode ser dividida em diferenciação celular, iniciação de células meristemáticas, diferenciação destes grupos de células meristemáticas em primórdios radiculares e crescimento das novas raízes. No processo de iniciação das raízes ocorre a formação do meristema radicular e o crescimento e alongamento radicular (JANICK, 1966; APEZZATO-DA-GLÓRIA e CARMELLO-GUERREIRO, 2006; HARTMANN et al., 2011).

As raízes adventícias em estacas podem ter sua formação no câmbio, um tecido meristemático secundário, que dá origem ao tecido vascular, localizado entre xilema e floema. O tecido meristemático tem divisões celulares contínuas, que no caso do meristema secundário (ou lateral), permite o crescimento lateral da planta, aumentando a circunferência do caule ou raiz. O enraizamento pode ocorrer a partir do tecido jovem do floema secundário e dos tecidos meristemáticos vasculares do câmbio. As células do tecido se desdiferenciam, se tornam meristemáticas, dividindo-se, formando grupos de células, que originarão os primórdios radiculares. O processo de divisão desenvolve um sistema vascular que se liga ao feixe vascular da estaca. A nova raiz emitida rompe o córtex e a epiderme, alcançando o ambiente externo (FERRI, 1997; APEZZATO-DA-GLÓRIA; CARMELLO-GUERREIRO, 2006; TAIZ e ZEIGER, 2013).

No processo de iniciação radicular é necessário um equilíbrio entre promotores e inibidores, obtido com balanço hormonal endógeno, especialmente entre auxinas, giberelinas e citocininas; ou aplicando reguladores de crescimento exogenamente, como AIB (ácido indolbutírico), elevando a concentração de auxina no tecido (PASQUAL et al., 2001).

As folhas presentes nas estacas auxiliam no transporte de substâncias promotoras de enraizamento promovendo a perda de água por transpiração além de fornecimento de carboidratos pela fotossíntese, energia requerida na divisão celular,

por isso, a presença de folhas no enraizamento de estacas influencia no processo de formação radicular (TAIZ e ZEIGER, 2013).

A aplicação exógena de auxina pode promover a formação de raízes adventícias, que são raízes originadas em tecidos do caule ou folha, ou seja, não surgem no tecido radicular. As raízes surgem de células diferenciadas (desdiferenciação) que se dividem e se desenvolvem em meristema apical de raiz, assim como a formação de primórdios de raízes laterais (HARTMANN et al., 2011; TAIZ e ZEIGER, 2013).

O enraizamento pode ser afetado pela variabilidade genética, condição fisiológica da planta matriz, idade da planta, tipo de estaca, balanço hormonal, condições ambientais e substrato. Diversas técnicas são utilizadas para aumentar a formação de raízes adventícias em estacas, como a aplicação exógena de reguladores de crescimento, que varia de acordo com a concentração, espécie e estágio vegetativo da estaca. A dificuldade em formar raízes pode ser provocada pela presença de substâncias inibidoras da iniciação radicular ou pela falta de resposta do tecido na presença de auxina (JANICK, 1966; HARTMANN et al. 2011; TAIZ e ZEIGER, 2013).

Todos os reguladores de crescimento têm influência na iniciação radicular, como as auxinas, citocininas, giberelinas, etileno e ácido abscísico, entretanto a auxina tem o melhor e direto efeito na formação de raízes adventícias em estacas (HARTMANN et al., 2011).

As auxinas estão presentes naturalmente nas plantas, todavia, durante o enraizamento, pode ser necessária uma quantidade maior da substância. Para suprir essa necessidade é feito o uso de reguladores de crescimento como: ácido indolacético (AIA), ácido indolbutírico (AIB) e ácido naftalenoacético (ANA), sendo os dois últimos os mais utilizados para enraizamento de estacas caulinares, mas o AIB possui maior uso pela melhor estabilidade e menor fitotoxidez. As auxinas possuem ação na formação de raízes adventícias, ativação de células do câmbio e promoção do crescimento de plantas. A auxina é o principal regulador vegetal promotor de enraizamento de estacas, enquanto citocininas são usadas para estimular a formação de gemas adventícias. Os outros reguladores vegetais podem influenciar a

organogênese, mas não o bastante para estabelecer o uso comercial na propagação por estaquia (HARTMANN et al., 2011; TAIZ e ZEIGER, 2013).

O estágio fisiológico da planta matriz é primordial para o sucesso na propagação vegetativa, principalmente em função da totipotência, pois toda célula possui informação genética necessária para originar um novo indivíduo idêntico ao que lhe deu origem ou uma nova estrutura especializada diferente de onde a célula está localizada, entretanto isso diminui com o avanço da ontogenia da planta. A formação de raízes adventícias ocorre pela desdiferenciação celular, que é a capacidade de células diferenciadas, previamente desenvolvidas, em iniciar divisões celulares e formar um novo ponto de crescimento meristemático (HARTMANN et al. 2011).

Para o processo de estaquia, recomenda-se a utilização de nebulização intermitente, mantendo uma película de água nas folhas, que tende a reduzir a temperatura do ar e a taxa de transpiração, além de mantê-las em locais com luminosidade mediana e temperatura entre 15 e 25°C (ONO; RODRIGUES, 1996; HARTMANN et al., 2011).

O substrato sustenta as estacas durante o período de enraizamento, mantendo sua base úmida, escura e oxigenada. A escolha do substrato adequado varia de acordo com espécie, tipo de estaca, época, tipo de propagação, disponibilidade de água, custo e disponibilidade dos componentes. Os mais utilizados são: vermiculita, areia lavada, casca de arroz carbonizada, serragem de madeira e mistura de solos (HOFFMANN et al., 1996; HARTMANN et al., 2011).

Mayer, Pereira e Nachtigal (2001) avaliaram a estaquia dos quatro clones presentes na coleção da FCAV/UNESP de Jaboticabal, observando 83,13% de enraizamento para o 'Rigitano' e 93,75% para o Clone 15, sendo que o uso de 2.000 mg/L (91,88%) foi superior a 0 mg/L de AIB (78,13%).

O uso de AIB foi favorável na propagação por estaquia de portaenxertos de pessegueiro, avaliados por Mayer et al. (2014), que teve maior enraizamento com o aumento das concentrações de AIB, sendo superior em 6000 mg/L (46%) e não diferiu de 3000 mg/L (37,33%).

Mayer, Antunes e Pereira (2009) citam que é tecnicamente viável a propagação dos umezeiros 'Rigitano' e do 'Clone 15' por estacas herbáceas;

observando que o 'Clone 15' apresenta maiores porcentagens de estacas enraizadas e aptas ao transplante. Entretanto, o 'Rigitano' apresenta maior porcentagem de estacas com calo e raízes com maior comprimento. Entre as concentrações de AIB estudadas, concluíram que as doses de 3.000 e de 4.000 mg/L propiciaram os melhores resultados, no conjunto das variáveis avaliadas.

2.4.5. Juvenilidade

Os organismos multicelulares passam por uma série de estádios de desenvolvimento, incluindo as plantas superiores. Todavia enquanto nos animais as mudanças ocorrem no organismo inteiro, nas plantas ocorrem em uma única região dinâmica, o meristema apical do caule, que passa por três fases de desenvolvimento: fase juvenil, fase adulta vegetativa, fase adulta reprodutiva. A principal diferença entre a fase juvenil e adulta é a capacidade de formação de estruturas reprodutivas, no entanto a expressão reprodutiva da fase adulta depende de sinais específicos de desenvolvimento e fatores ambientais (TAIZ e ZEIGER, 2013).

A fase juvenil da planta começa com a germinação da semente que, gradualmente, sofre mudanças nas características morfológicas, anatômicas, fisiológicas e bioquímicas das plantas. A mudança do estágio juvenil a adulto se define como ontogenético, pelas mudanças no meristema apical à medida que a planta cresce, sem alterar a informação genética da célula. Com o avanço da idade da planta, as células somáticas (vegetativas) passam por mudança ontogenética, no meristema apical, em diferentes partes da planta e em períodos distintos de desenvolvimento. Os pontos de crescimento de diferentes partes da planta em que ocorre as mudanças podem diferir consideravelmente em sua idade ontogenética, por isso, uma parte da planta pode estar em fase juvenil e outra parte em fase adulta (HARTMANN et al., 2011).

Não existem indicativos generalizados para todas as espécies que proporcionem afirmar se o material é juvenil ou adulto, embora exista evidência de que a transição entre as fases de desenvolvimento seja geneticamente regulada. A transição de juvenil para adulto é acompanhada por mudanças nas características

vegetais como morfologia, quantidade de espinhos, capacidade de enraizamento e retenção das folhas em espécies decíduas. Muitas plantas lenhosas perenes não florescem até atingirem o estágio de maturidade, então são consideradas juvenis. Os estádios juvenil e adulto podem apresentar formas foliares diferentes. O maracujazeiro, por exemplo, apresenta modificação morfológica como indicativo de mudança de fase, onde a folha passa de lobada para trilobada (RUGGIERO e OLIVEIRA, 1998; TAIZ e ZEIGER, 2013).

Algumas espécies apresentam as fases juvenil, intermediária e adulta, na parte aérea da planta, simultaneamente. Os tecidos mais juvenis estão localizados na base do caule, próximo ao solo, e a sequência cronológica das três fases de desenvolvimento (juvenil, adulta vegetativa e adulta reprodutiva) resulta no gradiente espacial ao longo do eixo do caule e do ramo até o ápice, denominado cone de juvenilidade. Os tecidos e os órgãos juvenis, formados primeiro, localizam-se na base copa, devido ao crescimento em altura estar restrito ao meristema apical. Espécies lenhosas possuem a fase juvenil mais prolongada, em alguns casos de 30 a 40 anos, onde as estruturas juvenis compõem uma parte expressiva da planta (TAIZ & ZEIGER, 2013).

A relação entre o estágio de desenvolvimento da planta e do ramo forma o conceito de juvenilidade, sendo uma importante característica fisiológica a capacidade de iniciar prontamente raízes adventícias. A juvenilidade é um dos fatores importantes na propagação vegetativa, visto que há influência desse fenômeno sobre a propagação assexuada. A idade de uma planta propagada vegetativamente é dependente da idade ontogenética da planta matriz da qual o propágulo foi retirado, ou seja, se o propágulo for extraído de uma parte juvenil da planta, a nova planta deverá, inicialmente, expressar a fase juvenil. No processo de propagação por estaquia, as estacas retiradas durante a fase juvenil ou de parte da planta em estado juvenil, possui maior potencial de enraizamento que aquelas retiradas de ramos adultos (JANICK, 1966; BHUSAL; MIZUTANI; RUTTO, 2003; KIBBLER; JOHNSTON; WILIANS, 2004; HARTMANN et al., 2011).

O sucesso de enraizamento entre materiais de partes juvenis e adultas pode determinar a mudança de fase e a co-existência dos estádios juvenil e adulto numa mesma planta. Essa diferença pode estar associada à maior presença de inibidores

(citocininas, ácido abscísico e giberelinas) em ramos adultos em detrimento de promotores (auxinas, etileno e carboidratos) em ramos juvenis (KIBBLER et al., 2004).

É possível induzir um estágio juvenil em plantas adultas de difícil enraizamento, utilizando-se de uma poda de rejuvenescimento. As estacas retiradas das partes juvenis, nas novas brotações, podem enraizar com maior facilidade, enquanto as estacas das partes maduras da mesma planta tem maior dificuldade em formar raízes adventícias (KESTER, 1976; HARTMANN et al., 2011).

Bhusal, Mizutani e Rutto (2003), estudando a influência da juvenilidade no enraizamento de estacas de *Poncirus trifoliata*, verificaram que o percentual de raízes em estacas juvenis foi superior às adultas, com média de 76,7% nas estacas juvenis.

Sabião (2009), avaliando a propagação do sapotizeiro de diferentes idades, observou que o enraizamento de estacas foi melhor nas estacas retiradas de plantas de um e dois anos de idade, superiores a planta adulta, e que a enxertia em plantas de um ano de idade foi melhor que em plantas de dois anos de idade, sendo ambos os métodos influenciados pela juvenilidade.

2.4.6. Enxertia de Mesa

A enxertia de mesa é uma técnica alternativa de multiplicação de plantas, mais difundida na cultura da videira, utilizada nos principais países de expressão vitícola mundial e começou a ser desenvolvida na Europa nos anos 40. No Brasil, estudos com a técnica se iniciaram nos anos 90, mas a produção desenvolveu-se comercialmente a partir dos anos 2000 (CORDEAU, 1998; HUGLIN; SCHNEIDER, 1998; SOUZA, 1999; REGINA, 2002).

Para o sucesso na produção de mudas por enxertia de mesa são fundamentais o emprego de auxinas, o potencial de enraizamento e a compatibilidade entre copa e portaenxerto, atuando decisivamente tanto na cicatrização dos enxertos como na indução da emissão de raízes. As auxinas interferem no processo de multiplicação, tanto por sua ação na rizogênese quanto na formação de calos na região de enxertia (CORDEAU, 1998; REGINA et al., 1998;

NORBERTO et al., 2001; KELEN; OZKAN, 2003; KÖSE; GÜLERYÜZ, 2006; ALONI et al., 2010).

A enxertia de mesa, por se tratar de técnica de emprego recente no Brasil e por falta de indicações de pesquisa para as nossas condições, tem sido feita baseada nas práticas dos países europeus, com aplicação de auxinas para a indução do enraizamento das mudas, (REGINA; DE SOUZA; DIAS, 2012). Estudos de enxertia de mesa em pessegueiro são escassos, principalmente pela falta de estudos de enraizamento e benefícios dos portaenxertos propagados vegetativamente.

A técnica de enxertia de mesa em videira é mais difundida, assim como citam Regina (2002); Regina, Souza e Dias (2012), em trabalhos conduzidos na França e no Brasil, mostrando que a produção de mudas de videira passa por processos de estratificação, utilizando material lenhoso, parafina enriquecida com AIB para união da enxertia e AIB em maiores concentrações para o enraizamento do portaenxerto. A auxina presente na parafina proporciona uma soldadura superior a 90%. Entretanto a auxina aplicada no portaenxerto não mostrou eficiência no enraizamento. O sucesso do método de propagação por enxertia de mesa mostra ser eficaz, com médias acima de 50% de sucesso no pegamento das mudas.

A enxertia de mesa foi testada por Silva, Mayer e Ueno (2014), que avaliaram quatro portaenxertos de umezeiro na propagação do pessegueiro 'Maciel', obtendo resultados satisfatórios de enraizamento dos portaenxertos, mas baixas porcentagens de pegamento, com destaque para a cultivar Rigitano que mostrou 69% de enraizamento e 24% de pegamento com o pessegueiro 'Maciel'.

Em avaliação da enxertia e estaquia simultâneas do portaenxerto 'Flordaguard' e duas cultivares copas de pessegueiro, Gill et al. (2014) observaram que as plantas de pêssago podem ser propagadas através da enxertia simultânea, enraizando as estacas de 'Floraguard' na imersão em 2.000 ppm de AIB por 2 minutos, com médias próximas a 20% de enxertos brotados para as cultivares avaliadas. A prática diminuiu o período da propagação e produção de mudas em um ano.

2.5. Microscopia Eletrônica de Varredura

A Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) possibilita a visualização externa de espécimes, com uma ampliação óptica muito mais ampla, mais detalhada do que os microscópios ópticos comuns, sendo as imagens fixadas em eletromicrografias. Esta técnica permite a visualização e estudo de detalhes em estruturas de diferentes materiais (animal, vegetal, mineral e sintético), sendo utilizada em diversos trabalhos.

A fim de observar a região de soldadura em enxertia de estacas herbáceas de videira, Rezende (2000) realizou cortes transversais e longitudinais na região de união dos enxertos e concluiu que a MEV é uma eficiente ferramenta para a visualização externa dos tecidos. A utilização do método possibilitou avaliar o motivo do baixo índice de pegamento dos enxertos.

A MEV foi utilizada por Almeida (2001) para estudo da rizogênese em estacas de crisântemo de corte. Através de cortes transversais e longitudinais na base das estacas, foi possível visualizar, a partir do terceiro dia de enraizamento, a formação de calo e a partir do quarto dia, a emissão do primórdio radicular.

Scaloppi (2003) realizou cortes transversais e longitudinais na base das estacas de quatro espécies de Annonaceae, observando pelo método de MEV que não há impedimento físico que justificasse o baixo enraizamento das espécies de *Rollinia* avaliadas, portanto, o método foi eficiente para a observação anatômica de estruturas e modificações da rizogênese.

Nogueira Filho et al. (2010) estudaram, através da MEV, a enxertia hipocotiledonar do maracujazeiro-amarelo sobre dois portaenxertos, para verificar o tempo decorrido na cicatrização entre o enxerto e o portaenxerto. Constataram, pelo método que, aos seis dias após a enxertia, havia ocorrido a soldadura do portaenxerto *Passiflora alata* e aos nove dias para *P. edulis*. Concluíram que a aclimação das mudas poderia ser feita aos nove dias, quando já havia completa formação de calo na região de enxertia.

A MEV pode ser usada em diversos trabalhos para estudo histológico em plantas, desde detalhamento de parasitismo de nematoides em raízes (SANTOS, 1994; MAIA e SANTOS, 1997; MARTINELLI; SANTOS, 2010), até avaliação da

estrutura de tecido de frutas após danos mecânicos (SANCHES; DURIGAN; SANTOS, 2007).

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Propagação

O presente trabalho foi conduzido no Ripado de Fruticultura da FCAV-UNESP, Câmpus de Jaboticabal, durante os meses de Janeiro a Julho de 2015, dividido em dois experimentos de acordo com o estágio de vegetação (antes e depois poda de rejuvenescimento) da planta matriz de umezeiro (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.).

O primeiro experimento teve início em Janeiro de 2015, quando se realizou dois métodos propagativos: estaquia simples do umezeiro e enxertia de mesa do pessegueiro 'Aurora-1' sobre estacas não enraizadas de umezeiro, tendo simultaneamente o enraizamento e a união da enxertia. Coletou-se material vegetativo de dois clones de umezeiro ('Rigitano' e Clone 15) de 20 anos de idade, escolhendo ramos herbáceos, completamente verdes, com até 30 cm de comprimento, de onde foram cortadas estacas de 15cm de comprimento.

A partir disso, foi instalado um experimento de estaquia simples com 4 repetições de 15 estacas por parcela e os tratamentos foram a imersão rápida, por cinco segundos, nas concentrações de 0; 1.000; 3.000 e 5.000 mg/L de Ácido Indolbutírico (AIB).

A enxertia de mesa, simplificada, consistiu em utilizar dois métodos (enxertia e estaquia) concomitantemente, adotando as práticas já conhecidas destes métodos, para que ocorra simultaneamente o processo de cicatrização do enxerto e enraizamento do portaenxerto. No experimento de enxertia de mesa adotou-se como portaenxertos estacas não enraizadas, confeccionadas da mesma forma da estaquia simples citada anteriormente, com os mesmos tratamentos de AIB, utilizando o método de enxertia por garfagem em fenda cheia, garfos de pessegueiro 'Aurora-1', coletados de plantas produtivas de 15 anos de idade em pleno estágio vegetativo, de pomar comercial, localizado na Fazenda Santa Alzira, da empresa Val Alimentos em Vista Alegre do Alto-SP. Os garfos de pessegueiro foram cortados com 4 a 6

gemas, retiradas as folhas, enxertados sobre as estacas e cobertos com fita biodegradável.

Tanto o experimento de estaquia, como o de enxertia de mesa foram dispostos em caixa com vermiculita expandida, acondicionados sob nebulização intermitente e avaliados após 60 dias da instalação.

Logo após a instalação do primeiro experimento descrito, foi realizada uma poda de rejuvenescimento nas plantas de umezeiro (em fevereiro de 2015), na altura próxima a 1,60m, a fim de estimular novas brotações, que, após 60 dias (especificamente no mês de abril de 2015), quando os novos ramos estavam com aproximadamente 30 cm de comprimento, foram utilizados para o segundo experimento, com os mesmos tratamentos anteriores de estaquia simples e enxertia de mesa, ou seja, as plantas de 'Rigitano' e Clone 15, as concentrações de 0; 1.000; 3.000 e 5.000 mg/L de AIB e os garfos de 'Aurora-1' para realização da enxertia simultânea.

O delineamento experimental utilizado para cada experimento [planta sem poda (Experimento 1) e planta após a poda de rejuvenescimento (Experimento 2)] foi o inteiramente casualizado em esquema fatorial 2x2x4, com dois métodos de propagação (Estaquia e Enxertia de mesa), dois clones de umezeiro ('Rigitano' e Clone 15), quatro concentrações de AIB (0; 1.000; 3.000 e 5.000 mg/L), em quatro repetições de 15 estacas por parcela.

Avaliações periódicas foram realizadas em ambos os experimentos, a cada 15 dias, em 5 estacas por parcela, para observar durante o período de 60 dias a evolução das seguintes variáveis: porcentagem de sobrevivência das estacas, porcentagem de estacas com folhas, porcentagem de enraizamento, número médio de raízes por estaca, comprimento médio de raízes por estaca, porcentagem de enxertos vivos e porcentagem de enxertos vivos com estacas enraizadas.

Ao término dos 60 dias de instalação do experimento foram avaliados: porcentagem de sobrevivência das estacas, porcentagem de estacas com folhas, porcentagem de estacas enraizadas, porcentagem de estacas com calos, número médio de raízes, comprimento médio de raízes e porcentagem de enxertos vivos e porcentagem de enxertos vivos com estacas enraizadas. Todos os dados de porcentagem foram transformados pela equação de $\arcsen\sqrt{x/100}$. Os dados foram

submetidos à análise de variância pelo teste F e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

3.2. Estudos histológicos pela Microscopia Eletrônica de Varredura

Foram realizados estudos histológicos nas estacas em período avançado de enraizamento (60 dias após a instalação do experimento), para determinação do tecido da origem radicular, de possíveis impedimentos físicos para as raízes, da formação de calos na base da estaca e da cicatrização na região de enxertia. Para realização da histologia foram feitos cortes longitudinais e transversais nas estacas, em estágio final de enraizamento, e na região de soldadura da enxertia em estacas com enxertos brotados (ambos com 60 dias após a instalação), segundo protocolo de Santos (1994).

O material coletado foi colocado para fixação e armazenagem em solução resfriada de glutaraldeído a 3%, em tampão de fosfato de potássio a 0,05 M e pH 7,4. Seguidamente foi identificado e acondicionado em refrigerador à temperatura aproximada de 10°C. Em seguida, as amostras foram lavadas em água destilada, levadas à capela de exaustão para pós-fixação em tetróxido de ósmio a 2%, no mesmo tampão de fosfato de potássio a 0,05 M e pH 7,4, por 12 horas. Posteriormente, foram novamente lavadas em água destilada, desidratadas em uma série gradual de álcool etílico 50; 70; 80; 90 e 100% (por três vezes nesta última), imersas por 20 minutos cada e secas em secador de ponto crítico, utilizando-se de CO₂ líquido. Os cortes foram montados e fixados utilizando-se uma fita adesiva de dupla face, sobre portaespécimes metálicos (“stubers”) de aproximadamente 10 mm de diâmetro, por 10 mm de altura, com a face de interesse voltada para cima; em seguida foram metalizados com aproximadamente 35 nm de ouro-paládio por 140 segundos. As amostras foram observadas e eletromicrografadas em microscópio eletrônico de varredura JEOL JSM 5410, operado em 15 kV.

4.RESULTADOS E DISCUSSÃO

As avaliações quinzenais dos experimentos (Apêndice) mostraram resultados inferiores do primeiro experimento quando comparado ao segundo, para a maioria das variáveis analisadas.

A avaliação final foi realizada ao término de 60 dias após a instalação do experimento e mostrou os seguintes resultados:

Tabela 1. Resultados obtidos no Experimento 1 de Porcentagem de Sobrevivência das Estacas (%Sobr.), Porcentagem de Estacas Enraizadas (%Enr.), Porcentagem de Estacas com Calos (%Cal.), Porcentagem de Estacas com Folhas (%F), Número Médio de Raízes por Estaca (Nº raiz), Comprimento Médio de Raízes (C. Raiz), Porcentagem de Enxertos Vivos (%E.V.) e Porcentagem de Enxertos Vivos Enraizados (%E.R.), na propagação de umezeiro e de pessegueiro 'Aurora-1'. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

Métodos	%Sobr.	%Enr.	%Cal.	%F	Nº raiz	C. Raiz	%E.V.	%E.R.
Estaquia	8,13 a	12,92 a	6,25 a	0	3,34 a	1,21 a	-	-
Enxertia	3,54 a	1,67 b	1,67 b	0	1,41 b	0,34 b	-	-
F	2,7721 ^{NS}	36,120**	5,2691*	-	7,8111**	16,276**	-	-
Clones								
'Rigitano'	8,33 a	11,04 a	6,04 a	0	3,17 a	1,09 a	0	0
Clone 15	3,33 b	3,54 b	1,88 a	0	1,57 b	0,46 b	0	0
F	5,6746*	17,481**	3,7117 ^{NS}	-	5,3635*	8,6837**	-	-
AIB(mg/L)								
0	15,00 a	1,25 b	6,25 a	0	0,16 b	0,26 b	0	0
1000	5,00 b	5,83 ab	5,00 a	0	1,49 b	0,71 ab	0	0
3000	2,08 b	10,83 a	2,50 a	0	5,63 a	0,94 ab	0	0
5000	1,25 b	11,25 a	2,08 a	0	2,21 b	1,18 a	0	0
F	8,7018**	6,9336**	0,4864 ^{NS}	-	11,391**	3,3869*	-	-
Interações								
F MxC	6,0605*	7,2640**	0,0059 ^{NS}	-	0,0153 ^{NS}	3,1593 ^{NS}	-	-
F MxA	0,2256 ^{NS}	3,0915*	0,0620 ^{NS}	-	1,6502 ^{NS}	3,1305*	-	-
F CxA	0,7029 ^{NS}	1,5265 ^{NS}	2,0855 ^{NS}	-	0,7581 ^{NS}	1,9509 ^{NS}	-	-
F MxCxA	0,6726 ^{NS}	0,1851 ^{NS}	0,4512 ^{NS}	-	1,6827 ^{NS}	0,0775 ^{NS}	-	-
CV (%)	124,91	86,694	158,84	-	116,60	110,34	-	-

Médias seguidas por letras distintas, na mesma coluna, diferem entre si, pelo teste de Tukey. *significativo ao nível de 5% de probabilidade; **significativo ao nível de 1% de probabilidade; ^{NS} não significativo. "-" não há valores para esta variável.

M=Métodos de Propagação; C= Clones; A=Concentrações de AIB

Tabela 2. Resultados obtidos no Experimento 2 de Porcentagem de Sobrevivência das Estacas (%Sobr.), Porcentagem de Estacas Enraizadas (%Enr.), Porcentagem de Estacas com Calos (%Cal.), Porcentagem de Estacas com Folhas (%F), Número Médio de Raízes por Estaca (Nº raiz), Comprimento Médio de Raízes (C. Raiz), Porcentagem de Enxertos Vivos (%E.V.) e Porcentagem de Enxertos Vivos Enraizados (%E.R.), na propagação de umezeiro e de pessegueiro 'Aurora-1'. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

Métodos	%Sobr.	%Enr.	%Cal.	%F	Nº raiz	C. Raiz	%E.V.	%E.R.
Estaquia	61,88 a	44,58 a	53,96 a	80,00 a	7,60 a	2,43 a	-	-
Enxertia	30,94 b	18,44 b	26,56 b	35,00 b	4,56 b	2,29 a	-	-
F	59,168**	44,999**	42,496**	5,1680*	10,356**	0,0780 ^{NS}	-	-
Clones								
'Rígido'	53,13 a	33,54 a	48,02 a	81,04 a	5,92 a	2,88 a	11,88 b	5,63 a
Clone 15	39,69 b	29,48 a	32,50 b	63,96 b	6,24 a	1,84 b	27,50 a	7,50 a
F	12,501**	1,6170 ^{NS}	13,346**	11,615**	0,1176 ^{NS}	4,3103*	10,182**	0,2997 ^{NS}
AIB (mg/L)								
0	44,79 a	12,50 b	37,71 ab	78,96 a	1,53 c	1,63 a	7,50 b	1,25 a
1000	51,04 a	39,58 a	50,42 a	76,25 a	3,96 bc	2,54 a	15,00 ab	7,50 a
3000	47,50 a	38,13 a	45,42 a	74,79 a	7,04 b	2,91 a	22,50 ab	7,50 a
5000	42,29 a	35,83 a	27,50 b	60,00 a	11,79 a	2,36 a	33,75 a	10,00 a
F	1,0745 ^{NS}	13,564**	5,5150**	2,2881 ^{NS}	21,798**	1,1621 ^{NS}	5,6802**	1,1468 ^{NS}
Interações								
F MxC	0,5400 ^{NS}	6,4651*	2,6663 ^{NS}	1,7414 ^{NS}	0,2778 ^{NS}	0,8749 ^{NS}	-	-
F MxA	2,5602 ^{NS}	0,5069 ^{NS}	2,3824 ^{NS}	0,3014 ^{NS}	2,7407 ^{NS}	0,1721 ^{NS}	-	-
F CxA	0,2422 ^{NS}	0,8625 ^{NS}	1,2670 ^{NS}	0,2691 ^{NS}	0,7646 ^{NS}	0,7176 ^{NS}	1,7246 ^{NS}	2,7836 ^{NS}
F MxCxA	2,4475 ^{NS}	0,3689 ^{NS}	3,0572*	1,2957 ^{NS}	1,5396 ^{NS}	0,9565 ^{NS}	-	-
CV (%)	24,255	36,079	33,971	27,349	62,300	84,665	52,787	136,30

Médias seguidas por letras distintas, na mesma coluna, diferem entre si, pelo teste de Tukey. *significativo ao nível de 5% de probabilidade; **significativo ao nível de 1% de probabilidade; ^{NS} não significativo. "-" não há valores para esta variável.

M=Métodos de Propagação; C= Clones; A=Concentrações de AIB

O coeficiente de variação (CV%) do primeiro experimento apresentou valores altos, provavelmente devido às diferenças entre as estacas coletadas de plantas sem poda de rejuvenescimento, que, apesar de terem sido selecionadas estacas uniformes, de mesmo tamanho e em estágio herbáceo, existe diferença na posição em que os ramos se desenvolvem, na luminosidade que as folhas recebem, na idade da brotação, ou seja, os ramos apresentam diferenças fisiológicas, apesar de serem coletados de maneira uniforme e dos mesmos clones. No segundo experimento essa variação é reduzida pela uniformidade das brotações pós poda de

rejuvenescimento, que recebem a mesma luminosidade e se desenvolveram simultaneamente, sendo fisiologicamente mais semelhantes.

4.1. Porcentagem de Sobrevivência

A sobrevivência é primordial para que as outras variáveis tenham sucesso. A maioria dos tratamentos da estaquia (Apêndice 1) apresentou uma queda acentuada na sobrevivência aos 30 dias após a instalação do primeiro experimento. O 'Rigitano' mostrou suas médias acima do Clone 15 no decorrer das avaliações. A partir dos 45 dias, a Enxertia de Mesa teve a maior parte de seus tratamentos com sobrevivência próxima ou igual a zero, que também ocorreu para os tratamentos com Clone 15 na Estaquia.

No segundo experimento (Apêndice 2), a sobrevivência das estacas, em todos os tratamentos, manteve-se acima de 80% até os 30 dias. Pode-se observar que a maioria dos tratamentos da estaquia manteve-se com essa alta sobrevivência até os 45 dias, onde apresentaram uma queda amena, sendo que o Clone 15 se aproximou a 70%. O 'Rigitano' novamente mostrou suas médias acima do Clone 15 no decorrer das avaliações. A sobrevivência da Enxertia de Mesa apresentou médias inferiores à estaquia, com queda acentuada entre os 15 e 45 dias após a instalação, mantendo-se constante após os 45 dias. O 'Rigitano' teve a média seus tratamentos acima do Clone 15 na enxertia de mesa, mantendo-se próximo a 40% de sobrevivência no final das avaliações.

Muitos trabalhos comprovam a viabilidade da propagação vegetativa do umezeiro, sobretudo utilizando estacas herbáceas em câmara de nebulização intermitente. Os experimentos pioneiros selecionaram os clones potenciais, entre eles o Clone 15 e o 'Rigitano'. Os estudos, nas diferentes estações do ano, revelaram melhores resultados com a o 'Rigitano' na primavera. Entre os principais trabalhos conduzidos com enraizamento de umezeiro mostram que a sobrevivência manteve-se acima de 50% em sua maioria, que são os resultados mais próximos ao experimento 2 do presente trabalho (MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001; Mayer; PEREIRA; NACHTIGAL, 2002; Mayer; PEREIRA, 2003; Mayer; PEREIRA, 2004; PEREIRA; Mayer; CAMPO DALL'ORTO, 2007).

A porcentagem de sobrevivência das estacas, no Experimento 1, apresentou interação significativa (Tabela 1) nos tratamentos “Métodos de Propagação x Clones” (Figura 1), com superioridade da estaquia (16,31%) sobre a enxertia (4,07%) apenas para o clone ‘Rigitano’, sendo superior (16,31%) ao Clone 15 (5,89%) pelo método de estaquia. A sobrevivência do tratamento 0mg/L de AIB foi superior aos demais tratamentos com auxina, que apresentaram decréscimo linear com aumento da concentração de AIB (Tabela 1). Já no Experimento 2, a sobrevivência das estacas apresentou diferença significativa entre os métodos de propagação (Tabela 2), com médias superiores no método de estaquia (61,88%) e entre os clones, com destaque para o ‘Rigitano’ (53,13%).

Pode-se observar que os valores de sobrevivência do primeiro experimento foram muito baixos, justificando a poda de rejuvenescimento do segundo experimento, que mostrou ter ramos mais aptos à propagação vegetativa, pois, ao avaliar a estaquia herbácea, de portaenxertos de pessegueiro, Mayer et al. (2014) observaram que a sobrevivência das estacas foram superiores a 50%, com grande destaque ao ‘Okinawa’ que mostrou apenas 4% de mortalidade das estacas retiradas de plantas matrizes de 19 meses de idade, oriundos do último fluxo de crescimento. Silva, Mayer e Ueno (2014) obtiveram maior índice de sobrevivência de estacas da cultivar ‘Rigitano’ (98%) em experimento com quatro cultivares na enxertia simultânea com pessegueiro ‘Maciel’.

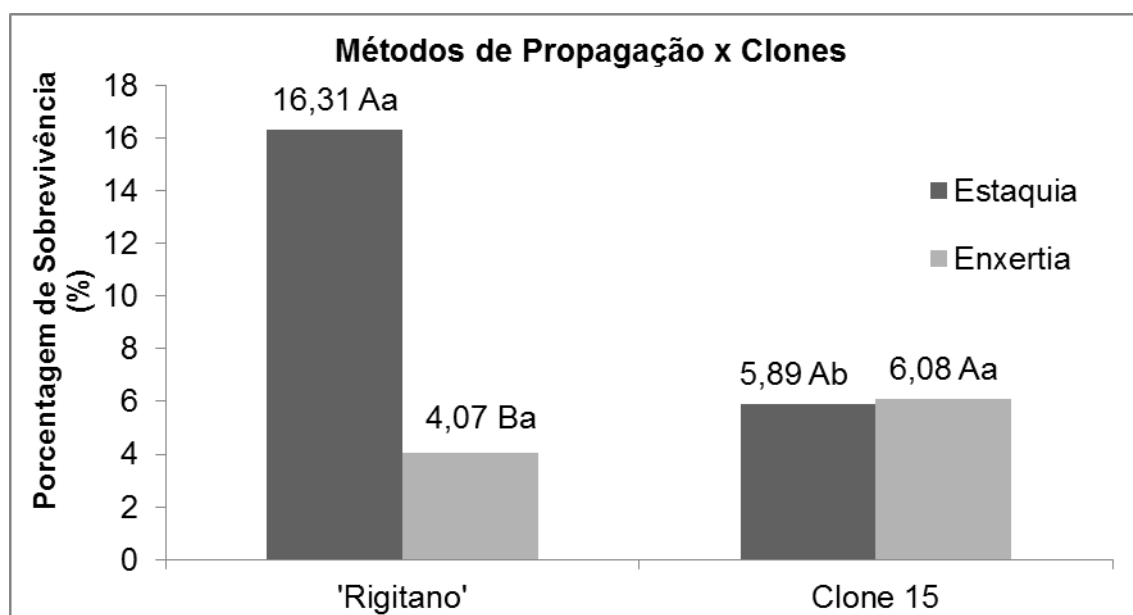


Figura 1. Resultados de Porcentagem de Sobrevivência das Estacas no Experimento 1. Interação dos tratamentos “Métodos de Propagação x Clones”. As letras minúsculas referem-se à comparação entre os clones, e as letras maiúsculas referem-se à comparação entre os métodos de propagação. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

4.2. Porcentagem de Estacas com Folhas

A presença de folhas nas estacas, durante o processo de enraizamento, fornece carboidratos através da fotossíntese, que é consumido pela alta demanda energética na divisão celular na rizogênese. Além disso, as folhas são fonte de auxinas, que induzem o enraizamento, mas no caso experimental foi suprida exogenamente com o AIB. Portanto, a manutenção de folhas está benéficamente envolvida com a formação e crescimento de raízes adventícias. A porcentagem de estacas com folhas no Experimento 1 caiu drasticamente em função do tempo. No processo de estaquia (Apêndice 3) as folhas caíram na sua totalidade a partir dos 45 dias após a instalação do experimento, todavia, no processo de enxertia, observa-se que as estacas, na sua maioria, perderam todas suas folhas a partir dos 30 dias.

A retenção de folhas nas estacas de umezeiro influencia a velocidade de enraizamento, pois Mayer e Pereira (2003) observaram que as folhas estavam presentes em 100% das estacas enraizadas; Mindêllo Neto e Balbinot Júnior (2004),

observaram que a manutenção das folhas nas estacas foi determinante na formação das raízes, com ou sem tratamento com AIB.

No experimento 2 (Apêndice 4), as folhas se mantiveram por mais tempo e em maior porcentagem nas estacas. Ao final das avaliações de estaquia, os tratamentos apresentavam médias acima de 60% de estacas com folhas. Na enxertia de mesa, os tratamentos com o Clone 15 tiveram uma queda mais acentuada a partir dos 30 dias, mas ainda mantendo a porcentagem de estacas com folhas acima de 30%.

A queda de folhas mais pronunciada na enxertia de mesa pode ter sido causada pela ferimento no processo de enxertia próxima ao pecíolo das folhas. O dano causado na planta aumenta a síntese de Etileno, que por sua vez estimula a síntese de Ácido Abscísico, que causa a senescência das folhas.

A porcentagem de estacas com folhas foi nula no Experimento 1 (Tabela 1). Entretanto, no Experimento 2 (Tabela 2) os valores foram significantes entre os métodos de propagação, com a estaquia (80%) superior à enxertia (35%) e também para o 'Rigitano' (81,04%) sobre o Clone 15 (63,96%).

A manutenção de folhas nas estacas tem grande importância na produção de fotoassimilados, importantes para o desenvolvimento das raízes, como pelo fornecimento de auxinas e outras substâncias importantes para a divisão e diferenciação celular no câmbio. Segundo Mayer e Pereira (2003), a retenção de folhas nas estacas de umezeiro influencia a velocidade de enraizamento, observando que 100% das estacas enraizadas apresentavam folhas, enquanto que a ausência de folhas resultou em estacas com calo ou mortas.

Mindêllo Neto e Balbinot Júnior (2004), em estudo de enraizamento de estacas herbáceas de pessegueiro 'Jubileu', observaram que a manutenção das folhas nas estacas é condição determinante para a formação das raízes, com ou sem tratamento com AIB. Mindêllo Neto (2006), em estaquia da cv. Charme, observou que o enraizamento foi nulo ou insignificante quando as estacas estavam desprovidas de folhas e a presença de folhas foi benéfica para o enraizamento, principalmente quando se utilizou AIB na concentração de 1000 mg/L.

4.3. Porcentagem de Enraizamento

A porcentagem de enraizamento, como mencionado anteriormente, é dependente da sobrevivência e da manutenção das folhas das estacas para se obter sucesso no procedimento. O enraizamento, de maneira geral, se iniciou aos 30 dias e evoluiu até aos 45 dias, e se estabilizou até o final das avaliações.

Comparativamente, apesar de baixo, o enraizamento do Experimento 1 (Apêndice 5) se mostrou maior no processo de estaquia do que no processo de enxertia, que se manteve muito próximo à zero no início e que teve resultados nulos no final, principalmente pela mortalidade das estacas.

No segundo experimento (Apêndice 6), observa-se uma alta taxa de enraizamento da estaquia a partir dos 30 dias, em alguns casos atingindo quase 80% de enraizamento aos 45 dias. A queda das médias, a partir desse ponto, pode ter sido causada pela mortalidade das estacas, tanto por stress abiótico como excesso de água na irrigação, como por agentes fitopatogênicos presentes, mas que não foram objetos de estudo do presente trabalho. No processo de enxertia de mesa, o enraizamento mostrou-se menos pronunciado, mas com seu pico máximo aos 45 dias, estabilizando-se a partir disso.

Considerando a otimização da manutenção das estacas em câmara de nebulização, adota-se que, no pico máximo de 45 dias as estacas poderiam ser retiradas do ambiente para enraizamento e transplantadas para sacos ou recipientes de acondicionamento até serem enxertadas, ou plantadas em campo. Em alguns casos, como no Eucalipto, as estacas podem ser transferidas para aclimatização a partir dos 20 dias, depois de dispostas ao enraizamento (FERREIRA et al., 2004). Na propagação de portaenxertos de pessegueiro e umezeiro, as avaliações de enraizamento da estaquia normalmente são realizadas após 60 dias da instalação (MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001; Mayer; PEREIRA; NACHTIGAL, 2002; Mayer; PEREIRA, 2003; Mayer et al., 2014). Rezende e Pereira (2001), avaliando experimento de enxertia de mesa em videira, observaram que as estacas não enxertadas apresentaram maior porcentagem de enraizamento (65,62%) em relação às estacas enxertadas.

A porcentagem de estacas enraizadas no Experimento 1 (Tabela 1) apresentou significância nas interações “Métodos de propagação x Clones” (Figura

2A) e “Métodos de propagação x Concentração de AIB” (Figura 2B); na primeira interação citada, a estaquia foi superior à enxertia e o ‘Rigitano’ (19,58%) foi superior ao Clone 15 (6,25%) apenas pelo método de estaquia. Na interação subsequente, a estaquia foi superior à enxertia quando se utilizou o AIB, com 3.000 mg/L (17,5%) e 5.000 mg/L (21,67%) diferindo de 0 mg/L (2,5%). No Experimento 2 (Tabela 2) houve interação significativa para “Métodos de Propagação x Clones” (Figura 3), com a estaquia superior à enxertia em ambos os clones, tendo o ‘Rigitano’ (25%) superioridade ao Clone 15 (11,88%) apenas na enxertia.

Na figura 2B, observa-se que a utilização do AIB influenciou no enraizamento das estacas, sendo o tratamento 0mg/L significativamente inferior aos demais. O enraizamento das estacas do primeiro experimento apresentou-se inferior ao do segundo experimento, reforçando que o estágio dos ramos propagados é de suma importância na produção de mudas de umezeiro. Entretanto, em ambos os experimentos, pode-se observar que o enraizamento das estacas, pelo método de estaquia, foi superior ao de enxertia de mesa, que provavelmente aconteceu pela demanda energética para promover divisão celular em dois locais: na base da estaca, para formação de raízes; e no ápice da estaca, para cicatrização e união com o enxerto.

O uso da auxina mostrou ser imprescindível para o enraizamento, incrementando as médias de ambos os experimentos. Mayer, Pereira e Nachtigal (2001), em experimento pioneiro com os clones estudados no presente trabalho, avaliaram a estaquia dos quatro clones presentes na coleção da FCAV/UNESP de Jaboticabal, e observaram que o ‘Rigitano’ teve 83,13% e o Clone 15 teve 93,75% de enraizamento e que o uso de 2.000 mg/L (91,88%) foi superior a 0 mg/L de AIB (78,13%).

O efeito do clone na propagação foi observado por Silva, Mayer e Ueno (2014) ao avaliarem quatro diferentes portaenxertos, em enxertia simultânea com pessegueiro ‘Maciel’, com enraizamento acima de 60%, porém a cultivar Rigitano (69%) não se diferenciou das demais cultivares testadas.

O uso do AIB, na propagação de umezeiro, incrementou o enraizamento das estacas sem enxertia e das estacas enxertadas em experimento realizado por Miranda et al. (2004), que obtiveram os melhores resultados com 4000 mg/L de AIB.

O uso de AIB também foi favorável na propagação por estaquia de portaenxertos de pessegueiro, avaliados por Mayer et al. (2014), que teve maior enraizamento com o aumento das concentrações de AIB, sendo superior em 6.000 mg/L (46%) mas que não diferiu de 3.000 mg/L (37,33%).

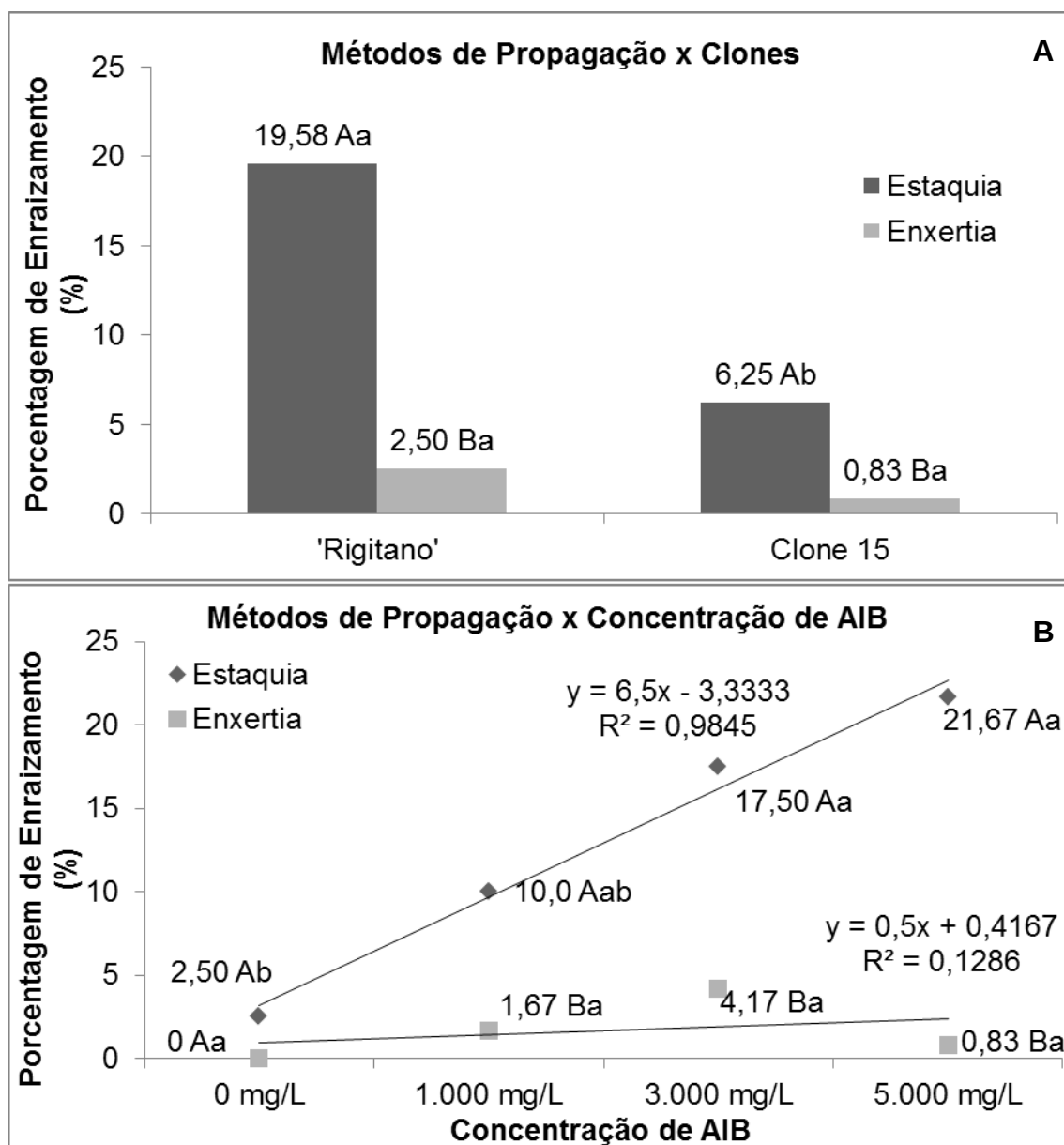


Figura 2. Resultados de Porcentagem de Enraizamento no Experimento 1. Interação dos tratamentos “Métodos de Propagação x Clones” (Figura 2A) e interação dos tratamentos “Métodos de Propagação x Concentração de AIB” (Figura 2B). Na Figura 2A as letras minúsculas referem-se à comparação entre os clones, e as letras maiúsculas referem-se a comparação entre os métodos de propagação. Na Figura 2B as letras maiúsculas referem-se à comparação entre as concentrações de AIB, e as letras minúsculas referem-se à comparação entre os métodos de propagação. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

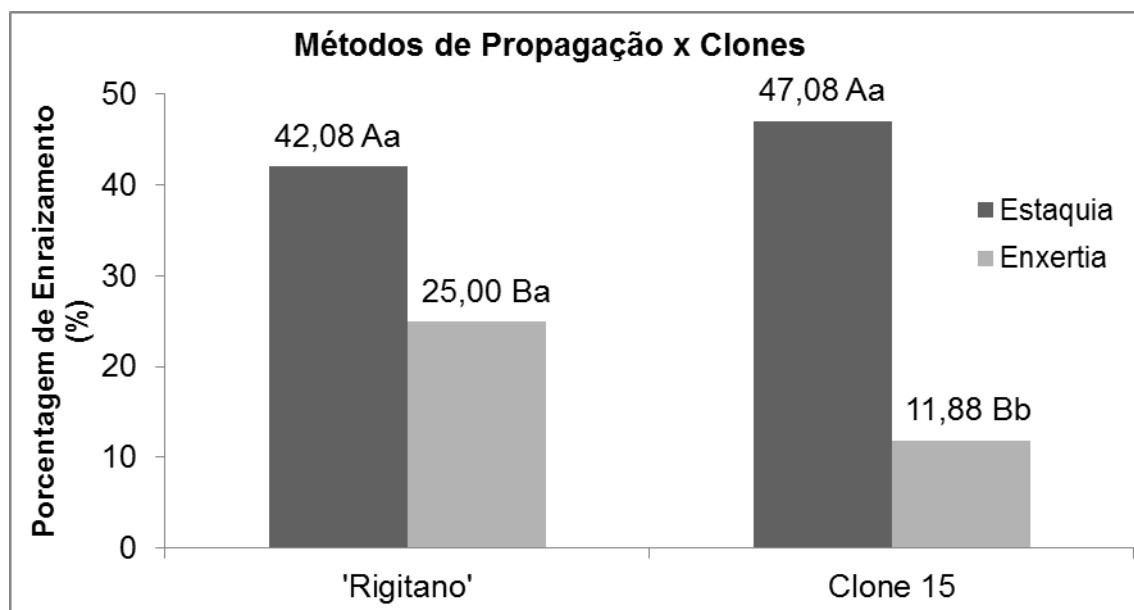


Figura 3. Resultados de Porcentagem de Enraizamento no Experimento 2. Interação dos tratamentos “Métodos de Propagação x Clones”. As letras maiúsculas referem-se à comparação entre os métodos de propagação, e as letras minúsculas referem-se à comparação entre os clones. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

4.4. Porcentagem de Calejamento

A porcentagem de estacas com calos no Experimento 1 (Tabela 1) foi significativa apenas entre os métodos de propagação utilizados, com médias superiores na estaquia (6,25%). No experimento 2 houve significância para os efeitos simples dos tratamentos (Tabela 2), a estaquia (53,96%) foi superior à enxertia (26,56%), o 'Rigitano' (48,02%) foi superior ao Clone 15 (32,5%), as concentrações 1.000 mg/L (50,42%) e 3.000 mg/L (45,42%) diferiram apenas do tratamento 5.000 mg/L (27,5%), que juntos não diferiram de 0 mg/L (37,71%).

A formação de calos tem influência intrínseca do material genético e pode ser afetada também por fatores externos, tendo exemplo o estudo de Mayer e Pereira (2003), em estaquia herbácea de quatro clones de umezeiro, que apresentaram respostas diferentes, sendo que o 'Rigitano' e o Clone 15 tiveram as médias mais baixas com 7,5% e 5%, respectivamente. Em trabalho semelhante, Mayer, Pereira e Nachtigal (2001) não observaram diferença estatística na porcentagem de estacas com calos entre os quatro clones avaliados, mas obteve significância no uso de AIB

que mostrou ter média inferior em 2.000 mg/L (0,63%) e superior em 0 mg/L (13,44%).

Na enxertia simultânea de pessegueiro 'Maciel' sobre 'Rigitano', Silva, Mayer e Ueno (2014) obtiveram maior porcentagem de calejamento (28,33%) em detrimento das outras 3 cultivares de umezeiro avaliadas, que tiveram resultados nulos.

4.5. Número de Raízes

O número de raízes deveria ter comportamento crescente em função do tempo, pois, depois da indução, a promoção e crescimento de raízes acontece progressivamente. Na estaquia do experimento 1 (Apêndice 7), o número de raízes teve diferentes resultados em função dos tratamentos, em alguns teve pico do número de raízes aos 30 dias (nas maiores concentrações de AIB), em outros isso aconteceu somente aos 60 dias (nas concentrações intermediárias de AIB do 'Rigitano'). O comportamento decrescente dos tratamentos tem sua causa na mortalidade das estacas. Na enxertia de mesa, o tratamento 'Rigitano' na concentração de 3.000mg/L teve destaque por apresentar maior média de raízes aos 30 dias, destacando-se dos outros tratamentos, mas com queda a zero aos 45 dias.

Na estaquia do segundo experimento (Apêndice 8), o máximo número de raízes por estaca aconteceu a partir dos 45 dias, estabilizando ou incrementando até os 60 dias. Tanto na estaquia como na enxertia, observa-se um comportamento crescente do número de raízes nos tratamentos, apesar das médias serem menores na enxertia. A demanda energética da estaca por divisões celulares em dois pontos (base e ápice), no processo de enxertia de mesa, pode ter sido a causa das médias serem inferiores.

O número de raízes por estaca atingiu médias satisfatórias aos 45 dias, pois na propagação de portaenxertos de pessegueiro, Mayer et al. (2014) obtiveram médias próximas a 2,0 raízes por estaca aos 60 dias depois da instalação. Mayer, Pereira e Nachtigal (2001) conseguiram melhores resultados aos 60 dias em estaquia de umezeiro utilizando AIB a 2.000 mg/L, com média de 11,3 raízes por

estaca. Pode-se observar que as maiores médias também foram atingidas com maiores concentrações de AIB.

O número médio de raízes, no Experimento 1 (Tabela 1), mostrou diferença significativa para os efeitos simples dos tratamentos, com destaque para a estaquia (3,34) sobre a enxertia (1,41), do 'Rigitano' (3,17) sobre o Clone 15 (1,57), e do tratamento 3.000 mg/L (5,63) sobre os demais tratamentos de AIB. O Experimento 2 (Tabela 2) apresentou significância para os métodos de propagação, com médias superiores para a estaquia (7,6) e para as concentrações de AIB com melhor média para o tratamento de 5.000 mg/L (11,79).

O número médio de raízes encontrado por Mayer, Pereira e Nachtigal (2001), para quatro clones avaliados, entre eles o 'Rigitano' (7,51) e o Clone 15 (7,15), não mostraram diferença significativa, mas foram superiores às médias encontradas no primeiro experimento do presente trabalho e semelhantes às médias encontradas no segundo experimento, que mostra o maior potencial de utilização das estacas herbáceas retiradas de ramos mais jovens. Entretanto, Mayer e Pereira (2003) em experimento semelhante ao citado anteriormente, mas conduzido no inverno, tiveram resultados de número médio de raízes semelhantes ao Experimento 1, mostrando que a propagação na estação mais fria resulta em médias inferiores à primavera (MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001) e no verão, como está sendo observado no presente estudo; as médias de raízes por estacas herbáceas, tratadas com 2.000 mg/L, encontradas pelos autores no inverno de Jaboticabal-SP, foram 6,75 para o 'Rigitano' e 5,93 para o Clone 15, que não mostraram diferença significativa entre si.

O uso do AIB incrementa o número de raízes, principalmente nas concentrações de 3.000 mg/L no primeiro experimento e de 5.000 mg/L no segundo, podendo ser comparados aos resultados encontrados por Miranda et al. (2003) que observaram aumento do número de raízes em estacas lenhosas de umezeiro com o uso do AIB.

A influência do método de propagação no número de raízes também pode ser definida pelo duplo gasto energético na enxertia de mesa, tanto no enraizamento quanto na cicatrização do portaenxerto com o enxerto, que competem pela energia

da estaca e que no caso da estaquia simples é gasta somente para a formação das raízes.

4.6. Comprimento de Raízes

O comprimento médio de raízes deveria ter comportamento semelhante ao número de raízes, ou seja, aumentar progressivamente em função do tempo. Na estaquia do experimento 1 (Apêndice 9), o comprimento teve incremento semelhante entre os tratamentos até os 30 dias, mas tiveram diferentes progressões a partir disso. O ‘Rigitano’ continuou ascendente, enquanto o Clone 15 variou entre queda, nas menores concentrações de AIB, e retomada crescente na concentração de 5.000mg/L de AIB.

Na estaquia do experimento 2 (Apêndice 10), o comprimento das raízes foi crescente do início ao final das avaliações. Na enxertia isso começou mais acentuadamente aos 30 dias, com médias finais próximas ao processo de estaquia.

Mayer et al. (2014) observaram que o comprimento de raízes de estacas de ‘Okinawa’, aos 60 dias, foi de 3,3 cm. O uso do AIB incrementou o comprimento de raízes de pessegueiro (MAYER et al., 2014) e de umezeiro (MAYER; PEREIRA; NACHTIGAL, 2001), que mostrou raízes superiores a 8,0 cm para o ‘Rigitano’ e Clone 15. Entretanto, o tamanho das raízes pode ser incrementado ao transplantar as mudas para recipientes maiores, com substrato fertilizado e ambiente climatizado.

O comprimento médio de raízes, no Experimento 1 (Tabela 1), foi significativo entre os Clones avaliados, com o ‘Rigitano’ (1,09 cm) desenvolvendo tamanhos maiores de raízes em comparação ao Clone 15 (0,46 cm). Houve interação significativa entre os tratamentos “Métodos de Propagação x Concentração de AIB” (Figura 4), com aumento do tamanho de raízes à medida que se aumenta a concentração de AIB na estaquia, que apresentou maior média em 5.000 mg/L (2,18 cm) mas não diferiu de 3.000 mg/L (1,14 cm); o método de estaquia foi superior ao de enxertia apenas na maior concentração de AIB. No Experimento 2 (Tabela 2) apenas a comparação simples entre os clones apresentou diferença significativa, tendo o ‘Rigitano’ (2,88cm) superioridade sobre o Clone 15 (1,84 cm).

A diferença varietal, no comprimento médio de raízes, foi estudada por Mayer e Pereira (2003), que observaram melhor resultado para o 'Rigitano' (3,81cm) em comparação a outros três clones, utilizando a concentração de 2.000 mg/L de AIB, no inverno. Entretanto em trabalho semelhante, mas conduzido na primavera, Mayer, Pereira e Nachtigal (2001) conseguiram médias superiores (acima de 7 cm) e não observaram diferença entre os quatro clones avaliados, somente quanto ao uso de AIB, tendo maior comprimento de raízes (8,27 cm) com 2.000 mg/L do regulador de crescimento.

O uso favorável do regulador, no tamanho de raízes, também foi observado por Miranda et al. (2003), com melhor resultado para 2.000 mg/L (12,4cm). Na propagação de portaenxertos de pessegueiro, Mayer et al. (2014) observaram que a concentração de 6.000 mg/L (7,2 cm) foi superior à 0 mg/L (3,8 cm), que comprova o aumento do tamanho da raízes com a utilização da auxina exógena.

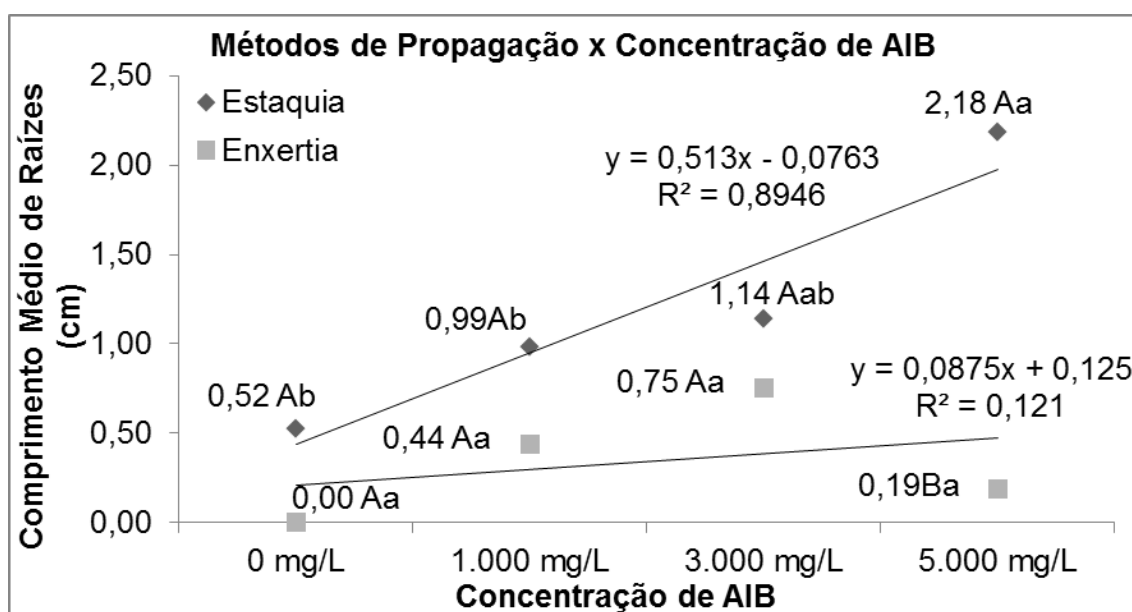


Figura 4. Resultados de Comprimento Médio de Raízes por Estaca no Experimento 1. Interação dos tratamentos Métodos de Propagação x Concentrações de AIB. As letras minúsculas referem-se à comparação entre as concentrações de AIB, e as letras maiúsculas referem-se à comparação entre os métodos de propagação. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

4.7. Sobrevivência de Enxertos com Enraizamento

A sobrevivência dos enxertos se mostra importante para o sucesso na enxertia de mesa, já que, só se faz viável o método, na condição de que os enxertos se mantenham vivos durante o processo de enraizamento do portaenxerto com posterior união entre os materiais. No experimento 1 (Apêndice 11) houve mortalidade a partir dos 30 dias, atingindo quase que sua totalidade aos 45 dias, chegando ao final de 60 dias sem nenhum enxerto vivo.

No experimento 2 (Apêndice 12), os enxertos se mantiveram vivos até os 30 dias, tendo uma queda brusca na sobrevivência aos 45 dias, chegando ao final de 60 dias abaixo de 30% de enxertos vivos. Entretanto, Rezende e Pereira (2001) observaram que a sobrevivência dos enxertos de mesa em videira diminui em avaliações aos 60, 90 e 150 dias, com redução acentuada e considerando baixo o pegamento ao final do experimento.

A sobrevivência dos enxertos, com suas respectivas estacas enraizadas, mostra diretamente o sucesso do processo da enxertia de mesa. No experimento 1 (Apêndice 13) apenas o 'Rigitano' nas concentrações 1.000 e 3.000 mg/L de AIB sobreviveram até os 30 dias, quando as estacas começaram a enraizar, mas em seguida tiveram os enxertos mortos, chegando ao final de 60 dias sem nenhum enxerto vivo.

No experimento 2 (Apêndice 14), a sobrevivência dos enxertos, com estacas enraizadas tiveram resultados variados entre os tratamentos. O pico de maiores médias foi alcançado aos 45 dias, quando 'Rigitano' (5.000 mg/L) e Clone 15 (1.000 mg/L) apresentaram 20% dos enxertos vivos, entretanto, ao final dos 60 dias, os resultados não ultrapassaram 15%.

O método de enxertia de mesa por garfagem em videira, avaliado por Rezende e Pereira (2001), apresentou maior pegamento de enxertos aos 30 (45,25%) e 60 dias (66,20%) após a enxertia.

No Experimento 1, as porcentagens de enxertos vivos e de estacas enraizadas com enxertos vivos foram nulas (Tabela 1). Entretanto, no segundo experimento (Tabela 2) houve resposta positiva na sobrevivência dos enxertos no Clone 15 (27,5 %) maior que no 'Rigitano' (11,88%) e observou-se aumento da sobrevivência com o aumento das concentrações de AIB, com destaque para 5000

mg/L (33,75%) que diferiu significativamente de 0 mg/L (7,5%). Não houve diferença significativa entre os tratamentos para a porcentagem de estacas enraizadas com enxertos vivos.

A sobrevivência dos enxertos se dá pela união entre os materiais propagados, que é favorecida pela compatibilidade entre ambos, do procedimento efetivo da enxertia, da proteção contra desidratação do enxerto e da cicatrização na região de contato, que demanda energia de ambos. No caso do portaenxerto, a demanda energética é duplicada, já que, neste caso, também está estimulado a produzir raízes adventícias. Portanto os fatores compatibilidade e o procedimento da enxertia (que inclui a proteção do enxerto) têm de ser favoráveis para obter sucesso na propagação por enxertia de mesa. Em trabalho de enxertia do pessegueiro 'Aurora 1' sobre os portaenxertos 'Okinawa' e os Clones 05, 15 e 'Rigitano' de umezeiro, Mayer, Pereira e Barbosa (2005) obtiveram diferença entre os portaenxertos avaliados, com médias superiores para o 'Okinawa' e Clone 05, os Clones 15 e 'Rigitano' mostraram 51% e 71% de pegamento, respectivamente. Entretanto, em trabalho semelhante, conduzido posteriormente, com a ressalva de ter utilizado apenas o Clone 15 e o 'Rigitano', com diâmetro para a enxertia de 10mm (diferente do trabalho citado anteriormente, que foi de 32mm), Pereira e Mayer (2005) observaram superioridade no pegamento, com médias de 84,5% para o 'Rigitano' e 86% para o Clone 15, que mostra grande potencial para a utilização da enxertia sobre os portaenxertos citados para a propagação do pessegueiro 'Aurora 1'.

Observa-se que o tempo de preparo da muda supera os 270 dias, dependendo da época de coleta das estacas para enraizamento do portaenxerto e da época da enxertia, por isso a enxertia de mesa torna-se uma alternativa para diminuir custos de manutenção das mudas de pessegueiro em viveiro. A enxertia de mesa, ou enxertia simultânea, foi testada por Silva, Mayer e Ueno (2014) ao avaliarem quatro portaenxertos de umezeiro na propagação do pessegueiro 'Maciel', obtendo resultados satisfatórios de enraizamento dos portaenxertos, mas com baixas porcentagens de pegamento, que não apresentaram diferença estatística entre os cultivares testados, com destaque para a cultivar Rigitano que mostrou 69% de enraizamento e 24% de pegamento com o pessegueiro 'Maciel'. Os autores

consideraram a oxidação dos tecidos internos dos materiais, pela má vedação das fitas utilizadas, como principal fator para a não cicatrização e união dos materiais.

4.8. Estudos histológicos pela Microscopia Eletrônica de Varredura

4.8.1. Estaquia

Assim como esperado, foi possível observar que as raízes tiveram sua formação a partir do tecido cambial (Figuras 5 e 6), atravessando a epiderme da estaca para emergir ao exterior, rompendo os tecidos que causavam impedimento. As barreiras físicas não impediram a emergência das raízes adventícias.

Em alguns casos ocorreu multiplicação celular com a formação de calos, com células não diferenciadas, de onde surgiram células diferenciadas e tecido radicular.

A auxina exógena, em concentrações indicadas, intensifica a atividade do câmbio, o crescimento do floema e a iniciação de raízes adventícias (TAIZ e ZEIGER, 2013).

Scaloppi (2003), em estudo com quatro espécies de Annonaceae, realizou cortes transversais e longitudinais na base das estacas e observou que não há impedimento físico que justificasse o baixo enraizamento das espécies e que os primórdios radiculares tiveram sua origem no câmbio.

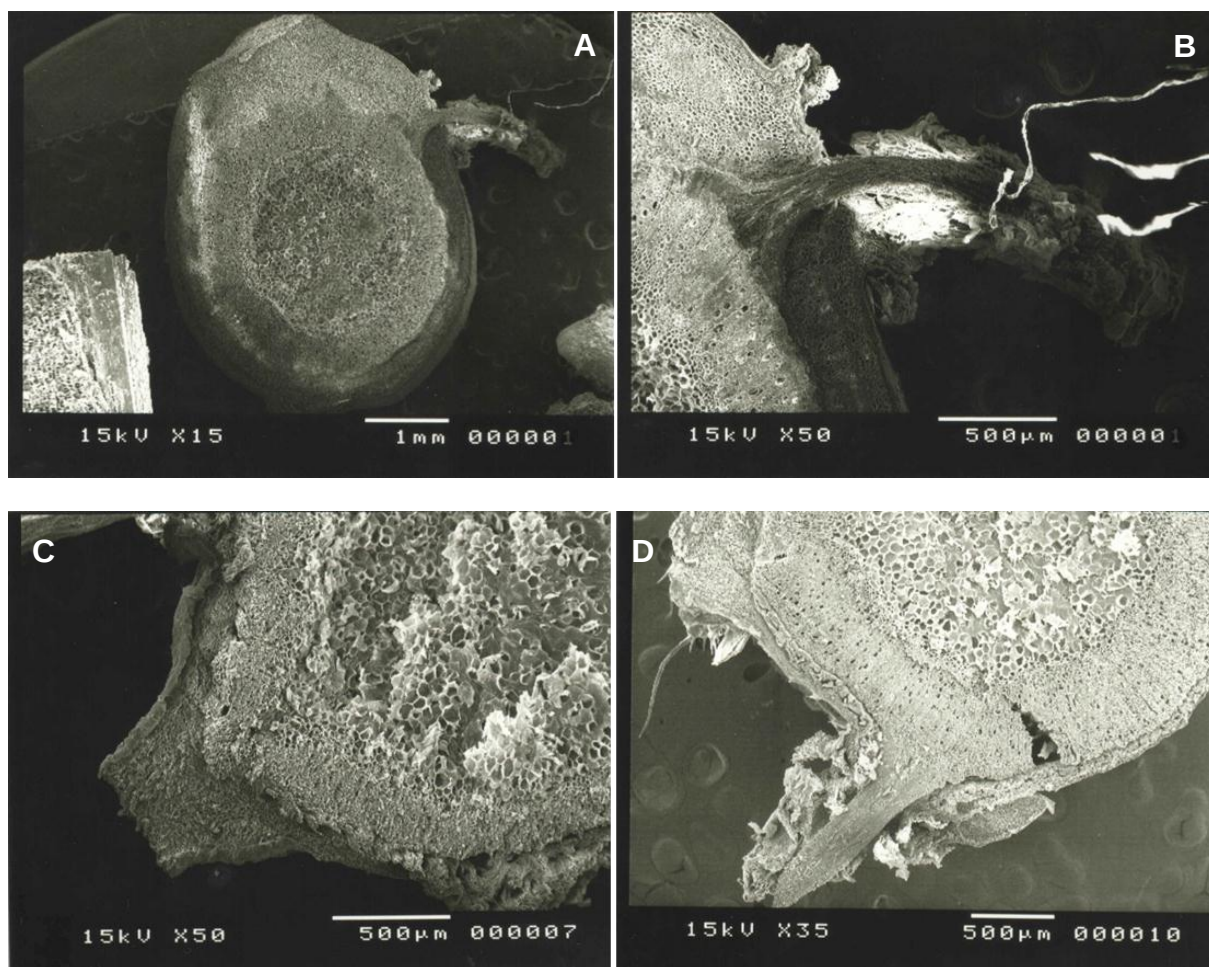


Figura 5. Eletromicrografias de varredura da região de rizogênese em estacas de umezeiro, após 60 dias da instalação. A, B, C, D: corte transversal, mostrando que as raízes se formaram a partir das células meristemáticas do câmbio vascular. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

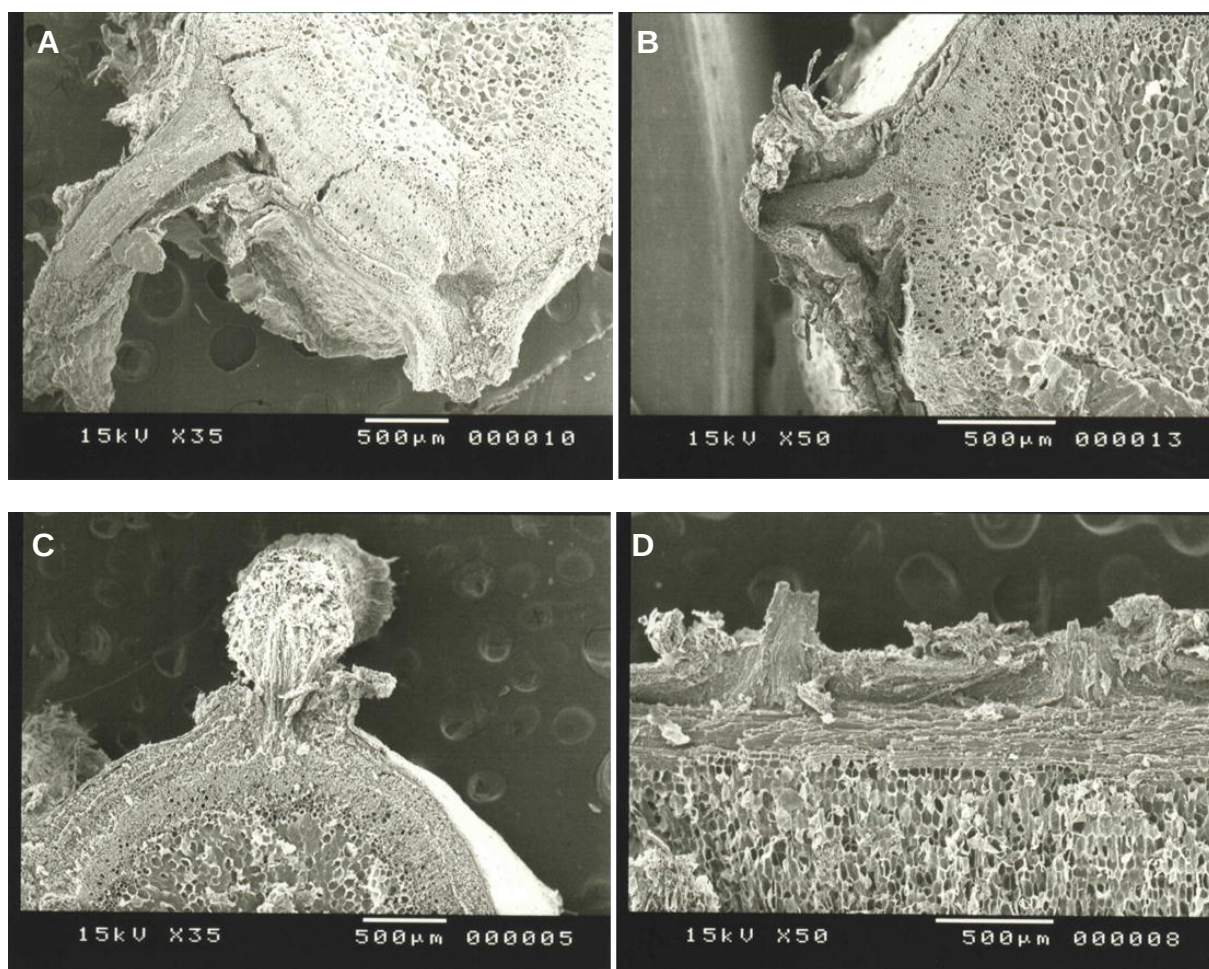


Figura 6. Eletromicrografias de varredura da região de rizogênese em estacas de umezeiro, após 60 dias da instalação. A, B, C: corte transversal, mostrando que as raízes se formaram a partir das células meristemáticas do cambio vascular. D: Corte longitudinal, mostrando a formação da raiz pelo tecido cambial. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

4.8.2. Enxertia

Na eletromicrografia dos tecidos de união do processo de enxertia (Figuras 7 e 8) é possível observar que as células do câmbio se multiplicaram e iniciaram a formação de calos, unindo o enxerto com o portaenxerto.

Rezende (2000) realizou cortes transversais e longitudinais na região de união de enxertos de uva 'Rubi' em estacas herbáceas do portaenxerto IAC 313 e concluiu que a utilização do método de MEV possibilitou avaliar o motivo do índice de pegamento dos enxertos ser tão baixo, pois aos 60 dias após a enxertia, não houve a formação de calo suficiente entre os tecidos do enxerto e do portaenxerto. Aos oito meses de idade, o calo formado não foi suficiente para promover a cicatrização. Entretanto, em estacas lenhosas, foi constatada uma soldadura perfeita dos tecidos, onde um novo tecido cambial cobriu toda a fenda aberta durante a realização da enxertia.

Nogueira Filho et al. (2010) estudaram a enxertia hipocotiledonar do maracujazeiro-amarelo sobre dois portaenxertos, e constataram, que, aos seis dias após a enxertia havia ocorrido a soldadura do portaenxerto *Passiflora alata* e aos nove dias para *P. edulis*, e que a aclimação das mudas poderia ser feita aos nove dias, quando já havia completa formação da ponte de calo nas regiões de enxertia.

Assim como foi constatado por Mayer, Pereira e Barbosa (2005) que a enxertia de Aurora-1 em umezeiro é viável, pode-se observar que há união entre os tecidos cambiais dos materiais de pessegueiro e umezeiro no processo de enxertia. Consequentemente haverá a formação dos vasos condutores e as duas partes se tornarão uma só planta.

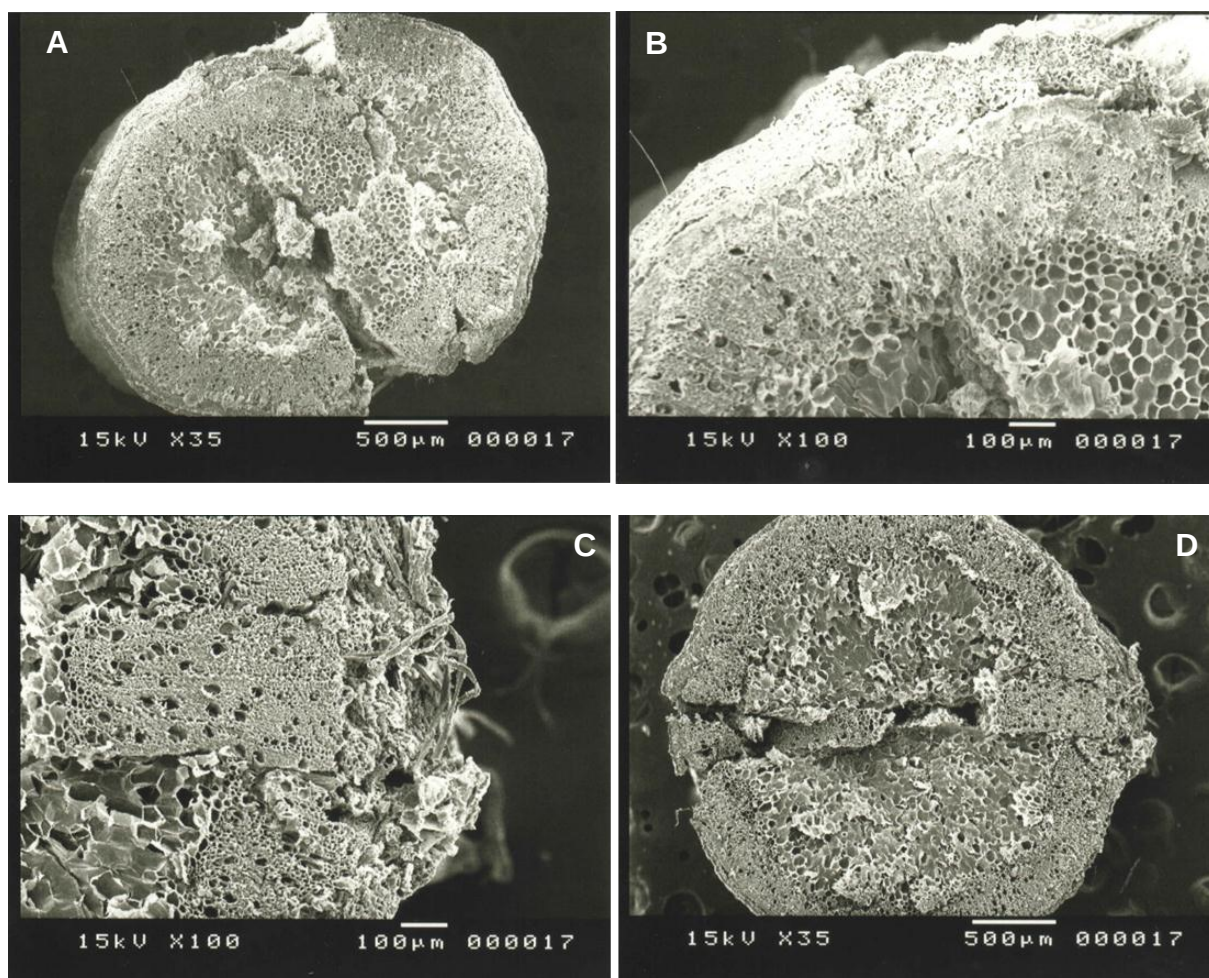


Figura 7. Eletromicrografias de varredura da região da enxertia em mudas de pessegueiro 'Aurora-I' pela enxertia de mesa por fenda cheia, sobre o portaenxerto umezeiro após 60 dias de efetuado. A, B, C e D: corte transversal, mostrando a cicatrização e união da fenda da enxertia. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

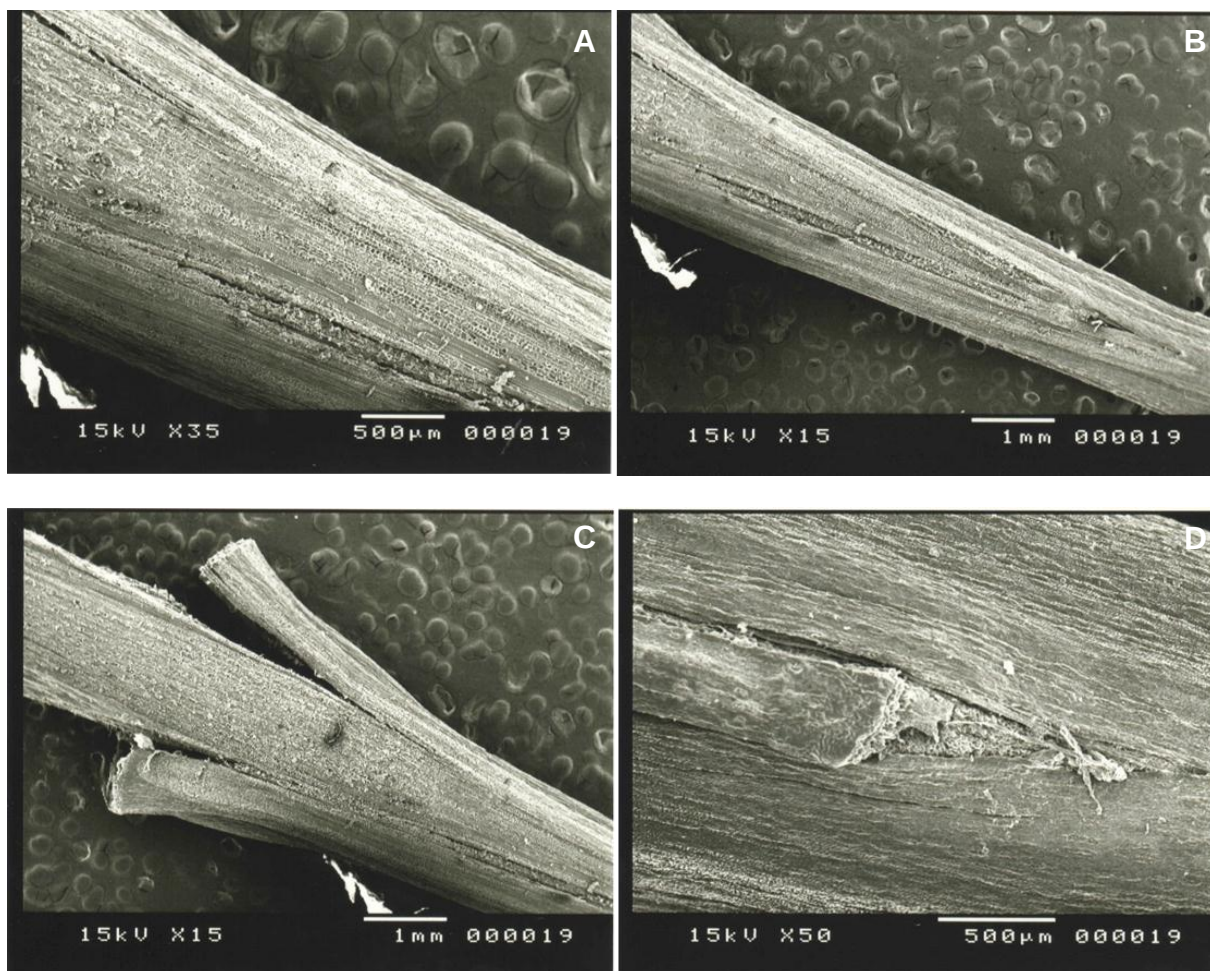


Figura 8. Eletromicrografias de varredura da região da enxertia em mudas de pessegueiro 'Aurora-I' pela enxertia de mesa por fenda cheia, sobre o portaenxerto umezeiro após 60 dias de efetuado. A, B, C e D: Corte longitudinal na região da enxertia, mostrando a soldadura dos tecidos, com detalhe da formação de calo cicatricial na figura D. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

4.8.3. Calos

A formação dos calos (Figura 9) na base das estacas teve sua origem semelhante à rizogênese, ou seja, a partir do tecido cambial.

Os tecidos da estaca que sofreram lesões pelo corte no preparo são regenerados pela formação de calo, desenvolvendo-se através da atividade do câmbio, constituindo-se de uma massa irregular de células parenquimáticas em diferentes estádios de lignificação. A formação do calo é independente da formação radicular, pois se as raízes se formarem precocemente, não haverá formação de calos, mas se os calos se formarem antes, poderá ter rizogênese a partir das células multiplicadas na calogênese (JANICK, 1966; APEZZATO-DA-GLÓRIA; CARMELLO-GUERREIRO, 2006; HARTMANN et al., 2011).

Almeida (2001) estudou a rizogênese em estacas de crisântemo através de cortes transversais e longitudinais na base das estacas, e visualizou, a partir do terceiro dia de enraizamento, a formação de calo na base da estaca e a partir do quarto dia, a emissão do primórdio radicular.

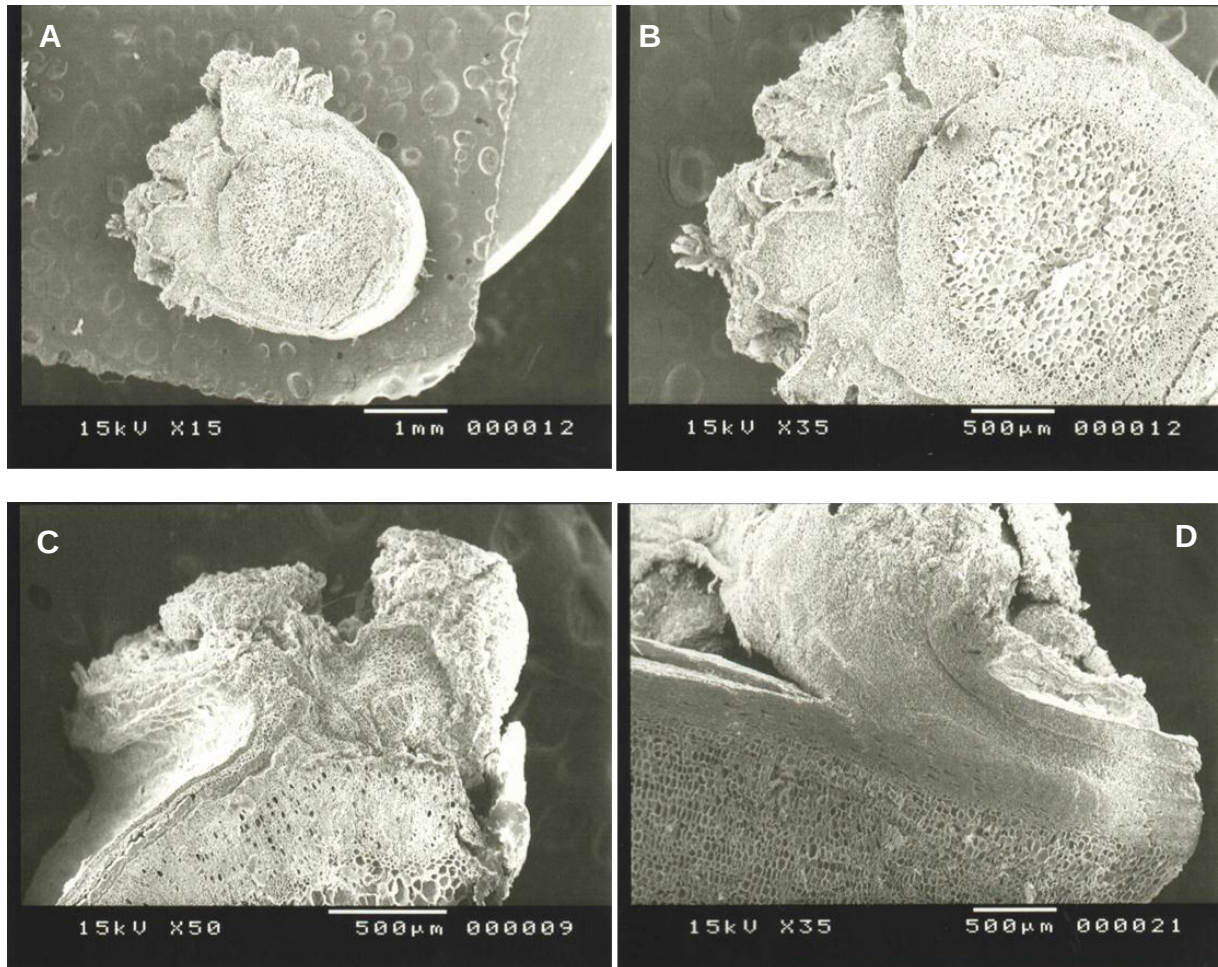


Figura 9. Eletromicrografias de varredura da região de calogênese em estacas de umezeiro, após 60 dias da instalação. A, B, C e D: corte transversal, mostrando que houve uma multiplicação celular a partir das células meristemáticas do câmbio vascular, onde se formou um tecido amorfo, conhecido como calo. D: Corte longitudinal na região de formação do calo, mostrando sua formação pelo tecido cambial. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.

5.CONCLUSÕES

Os materiais vegetativos propagados apresentam melhores resultados depois de uma poda de rejuvenescimento.

A estaquia simples apresentou melhor resultado de enraizamento, comparado à enxertia de mesa.

O clone 'Rigitano' apresenta melhores resultados, sendo superado pelo 'Clone 15' apenas na sobrevivência dos enxertos.

As estacas estão efetivamente enraizadas aos 45 dias.

O uso da auxina é necessário para o enraizamento do umezeiro.

A microscopia eletrônica de varredura se mostrou uma importante ferramenta para observação anatômica das modificações dos tecidos na rizogênese e na união do processo de enxertia.

Os cortes histológicos permitiram verificar a emissão de raízes na base da estaca, sem impedimento físico, e a cicatrização na região da enxertia.

A propagação vegetativa do umezeiro é viável, entretanto necessita de maiores estudos sobre a enxertia de mesa do 'Aurora-1', a fim de se aperfeiçoar a produção de mudas desse pessegueiro.

6.REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, J. B. S. A. **Enraizamento de estacas de cultivares de crisântemos de corte (*Dendranthema grandiflora* Tzvelev): efeito do armazenamento de estacas em diferentes épocas do ano e rizogênese**. 2001. 66p. Dissertação (Mestrado em Fisiologia Vegetal). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal-SP. 2001.
- ALONI, B.; COHEN, R.; KARNI, L.; AKTAS, H.; EDELSTEIN, M. Hormonal signaling in rootstock– scion interactions. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam,v.127, p.119-126, 2010.
- ANUÁRIO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA 2014. Santa Cruz do Sul: Editora Gazeta Santa Cruz, 2014. 104 p.
- APEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. **Anatomia vegetal**. 2.ed. rev. e atual. Viçosa: UFV, 2006. 438p.
- ARAÚJO, J. P. C.; RODRIGUES, A.; SCARPARE FILHO, J. A.; PIO, R. Influência da poda de renovação e controle da ferrugem nas reservas de carboidratos e produção de pessegueiro precoce. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v.30, p.331-335, 2008.
- BARBOSA, W.; CAMPO DALL'ORTO, F. A.; OJIMA, M.; NOVO, M. C. S. S.; CARELLI, M. L. C.; AZEVEDO FILHO, J. A. O pessegueiro em pomar compacto: X. comportamento de cultivares e seleções sob poda de encurtamento dos ramos pós-colheita. **Bragantia**, Campinas, v.59, n.2, p.197–203, 2000
- BARBOSA, W.; CAMPO DALL'ORTO, F. A.; OJIMA, M.; SANTOS, R. R.; KALIL, G. P. C.; FAHL, J. I.; CARELLI, M. L. C. O pessegueiro em pomar compacto: IX. Dez anos de produção de cultivares sob poda drástica bienal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, 34 (1): 69-76, 1999.
- .

BHUSAL, R. C.; MIZUTANI, F.; RUTTO, K. L. Effects of juvenility on the rooting of trifoliate orange (*Poncirus trifoliata* [L.] Raf.) stem cuttings. **Journal of Japanese Society for Horticultural Science**, Toquio, v.72, p. 43-45, 2003.

CAMPO DALL'ORTO, F. A.; BARBOSA, W.; OJIMA, M.; MARTINS, F. P.; FOBÉ, L. A. Beheaving of dwarf peach trees induced by budding on Japanese Apricot (Mume) compared with budding on 'Okinawa' peach rootstocks. In: INTERNATIONAL PEACH CONGRESS, 3., 1993, Beijing, China. **Abstracts...** Beijing: ISHS - CSHS (China Agricultural Sciencetech Press), 1993. p.39.

CAMPO DALL'ORTO, F. A.; BARBOSA, W.; OJIMA, M.; MARTINS, F. P.; FOBÉ, L. A. Comportamento de pessegueiros IAC enxertados no damasqueiro japonês e no pessegueiro 'Okinawa'. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 13., 1994, Salvador. **Anais...** Salvador: SBF, 1994. v.3, p.879-880.

CAMPO DALL'ORTO, F. A.; OJIMA, M.; BARBOSA, W.; MARTINS, F. P. Damasco-japonês (Umê) – *Prunus mume* Sieb. & Zucc. In: **INSTITUTO AGRONÔMICO. Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas**. 6.ed. Campinas: IAC, 1997. p.176-179. (Boletim, 200).

CAMPO DALL'ORTO, F. A.; OJIMA, M.; BARBOSA, W.; MARTINS, F. P. **Damasco-japonês (umê) em São Paulo: opção para o século 21**. O Agrônomo, Campinas, v. 47/50, p. 18-20, 1998. (Boletim técnico informativo).

CORDEAU, J. **Création d'un vignoble. Greffage de La vigne ET porte-greffes. Elimination de maladies à virus**. Bordeaux: Féret, 1998. 182 p.

DEJONG, T. M.; TSUJI, W.; DOYLE, J. F.; GROSSMAN, Y. L. Do high density systems really pay? Evaluation of high density systems for cling peaches. **Acta Horticulturae**, n.451, p.599-604, 1997.

FACHINELLO, J. C.; NACHTIGAL, J.C.; KERSTEN, E. **Fruticultura: fundamentos e práticas**. Pelotas: UFPEL, 1996. 311p.

FAOSTAT. Food and Agriculture Organization of the United Nations Statistics. Disponível em: <http://faostat.fao.org>. Acesso em: Ago. 2015.

FERREIRA, E. M.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.; LEITE, H. G.; SARTORIO, R. C.; PENCHEL FILHO, R. M. Determination of the optimum time for rooting of mini-cuttings of *Eucalyptus* spp. clones. **Revista Árvore**, 28(2), p.183–187, 2004.

FERRI, C. P. Enraizamento de estacas de citros. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v. 19, n. 1, p. 113-121, 1997.

GILL, J. K.; SINGH, H.; THAKUR, A.; JAWANDHA, S. K. Studies on simultaneous grafting and rooting of peach on Flordaguard rootstock. **HortFlora Research Spectrum**, 3(3): 259-262, 2014.

HARADA, H.; MURAI, Y. Micropropagation of *Prunus mume*. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Shizuoka, v.46, n.3, p.265-267. 1996.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JR, F. T.; GENEVE, R. L. **Hartmann and Kester's Plant propagation: principles and practices**. 8th ed. New Jersey: Prentice Hall, 2011. 915p.

HOFFMANN, A.; CHALFUN, N. N. J.; ANTUNES, L. E. C.; RAMOS, J. D.; PASQUAL, M.; SILVA, C. R. R. **Fruticultura comercial: propagação de plantas frutíferas**. Lavras: UFLA/FAEPE, 319 p., 1996.

HUGLIN, P.; SCHNEIDER, C. **Biologie et écologie de La vigne**. Paris: Tec & Doc, 1998. 370 p.

IBGE. SIDRA. Disponível em: <http://www.sidra.ibge.gov.br>. Acesso em: Ago. 2015.

JANICK, J. **A ciência da horticultura**. Rio de Janeiro: USAID, 1966. 485p.

KELEN, M.; OZKAN, G. relationships between rooting ability and changes of endogenous IAA and ABA during the rooting of hardwood cuttings of some grapevine rootstocks. **European Journal of Horticultural Science**, Stuttgart, v.68, p.8-13, 2003.

KERSTEN, E.; IBAÑEZ, U. A. Efeito do ácido indolbutírico (IBA) no enraizamento de estacas de ramos de goiabeira (*Psidium guajava* L.) em condição de nebulização e teor de aminoácidos totais. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.15, n.1, p.87-89, 1993.

KESTER, D. E. The relationship of juvenility to plant propagation. **Proceedings International Plant Propagators Society**. v.26, p.71-84, 1976.

KIBBLER, H.; JOHNSTON, M. E.; WILIANS, R. R. Adventitious root formation in cuttings of *Backousia citirotora* F. Muell: Plant genotype, juvenility and characteristics of cuttings. **Scientia Horticulturae**, Amsterdam, v.102, p. 133-143, 2004.

KÖSE, C.; GÜLERYÜZ, M. Effects of auxins and cytokinins on graft union of grapevine (*Vitis vinifera*). **Journal of Crop and Horticultural Science**, Wellington New Zealand, v.34, p.145-150, 2006.

LIU, W.; LIU, N.; YU, X.; ZHANG, Y.; SUN M.; XU, M. Resources and breeding of ornamental apricot in china. **Acta Horticulturae**. 862, p. 51-54, 2010.

LORETI, F.; MASSAI, R. State of the art on peach rootstocks and orchard systems. **Acta Horticulturae**, n.713, p.253-268, 2006.

MAIA, A. S., SANTOS, J. M. A SEM technique for preparing biological control agents of nematodes in action. **Acta Microscopica**, Caracas, v. 7, Suppl. B, p. 550, 1997.

MARTINELLI, P. R. P.; SANTOS, J. M. Microscopia eletrônica de varredura de fungos nematófagos associados a *Tylenchulus semipenetrans* e *Pratylenchus jaehni*. **Bioscience Journal**. (UFU Impresso), v. 26, p. 809-816, 2010.

MATHIAS, C.; MAYER, N. A.; MATTIUZ, B.; PEREIRA, F. M. Efeito de porta-enxertos e espaçamentos entre plantas na qualidade de pêssegos 'Aurora-1'. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.30, p.165-170, 2008.

MAYER, N. A. **Propagação assexuada do porta-enxerto umezeiro (*Prunus mume* Sieb & Zucc.) por estacas herbáceas**. 2001. 109f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, 2001.

MAYER, N. A.; ANTUNES, L. E. C. **Diagnóstico do sistema de produção de mudas de Prunóideas no Sul e Sudeste do Brasil**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2010. 52p. (Documentos, 293).

MAYER, N. A.; ANTUNES, L. E. C.; PEREIRA, F. M. **Propagação vegetativa de clones de umezeiro**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2009. 21 p. (Boletim de pesquisa e desenvolvimento, 82).

MAYER, N. A.; BIANCHI, V. J.; CASTRO, L. A. S. Porta-enxertos. In: RASEIRA, M. C. B.; PEREIRA, J. F. M.; CARVALHO, F. L. C. **Pessegueiro**. Brasília, DF: Embrapa, 2014. p. 173-223.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M. Desenvolvimento inicial no campo de pessegueiros 'Aurora-1' enxertados em clones de umezeiro e 'Okinawa' propagados por estacas herbáceas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.28, n.2, p.231-235, 2006

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M. Effect of wounds applied to the bases of herbaceous cuttings on the rooting of four Japanese apricot clones (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) in an intermittent mist system. **Acta Horticulturae**, Leuven, v.658, p.655-659, 2004.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M. Enraizamento de estacas herbáceas de quatro clones de umezeiro (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) durante o inverno ameno, em Jaboticabal-SP. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 25, n. 3, p. 505-507, 2003.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M. Métodos de propagação do porta-enxerto 'Okinawa' e espaçamentos: efeitos no diâmetro do tronco, fenologia e produção de gemas em pessegueiros 'Aurora-1'. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.30, p.560-565, 2008.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M. Produtividade de pessegueiros 'Aurora-1' em diferentes espaçamentos e métodos de propagação do porta-enxerto 'Okinawa'. **Bragantia**, Campinas, v. 71, n. 3, p.372-376, 2011.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M.; BARBOSA, J. C. Pegamento e crescimento inicial de enxertos do pessegueiro 'Aurora-1' em clones de umezeiro (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) e 'Okinawa' [*Prunus persica* (L.) Batsch] propagados por estacas herbáceas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 27, n. 1, p. 102-106, 2005

MAYER, N.A.; PEREIRA, F.M.; NACHTIGAL, J.C. Efeito do comprimento de estacas herbáceas de dois clones de umezeiro (*Prunus mume* Sieb & Zucc.) no enraizamento adventício. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.24, n.2, p.500-504, 2002.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M.; NACHTIGAL, J. C. Propagação do umezeiro (*Prunus mume* Sieb & Zucc.) por estaquia herbácea. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 23, n. 3, p. 673-676, 2001.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M.; REIGHARD, G. L. *Prunus mume* clones as rootstocks for 'Aurora-1' peach in São Paulo State, Brazil and planting density. **Acta Horticulturae**, 1058, p.619-626, 2014.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F.M.; SANTOS, J.M. Reação de clones de umezeiro (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) e cultivares de pessegueiro a *Meloidogyne javanica* (Treub, 1885) Chitwood, 1949. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.25, n.1, p.181-183, 2003.

MAYER, N. A.; PEREIRA, F. M.; SANTOS, J. M. Resistência de clones de umezeiro e cultivares de pessegueiro a *Meloidogyne incognita* (Nemata: Heteroderidae). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.27, n.2, p.335-337, 2005

MAYER, N. A.; PICOLOTTO, L; BASTOS, P. V.; UENO, B.; ANTUNES, L. E. C. Estaquia herbácea de porta-enxertos de pessegueiro no final do verão. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 35, n. 4, p. 1761-1772, 2014.

MAYER, N. A.; UENO, B.; FISCHER, C.; MAGLIORINI, L. C. **Porta-enxertos clonais na produção de mudas de frutíferas de caroço**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2015. 39 p. (Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento, 216).

MEDEIROS, A. R. M. **Cultivo do pessegueiro**. Pelotas: Embrapa Clima Temperado, 2004. (Sistemas de produção, 4). Disponível em: <http://www.cpact.embrapa.br>. Acesso em: 16 Out. 2015.

MEDEIROS, C. A. B.; RASEIRA, M. C. M. **A cultura do Pessegueiro**. Pelotas: Embrapa-CPACT, 1998. 350p.

MINDÊLLO NETO, U. R. Estaquia herbácea de pessegueiro cv. Charme, em função de diferentes concentrações de ácido indolbutírico e número de folhas. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v. 12, n. 1, p. 27-29, 2006.

MINDÊLLO NETO, U. R.; BALBINOT JÚNIOR, A. A. Enraizamento de estacas herbáceas de pessegueiro, cultivar Jubileu, com imersão rápida em AIB. **Agropecuária Catarinense**, Florianópolis, v.17, n.3, p.88-90, 2004.

MIRANDA, C. S.; CHALFUN, N. N. J.; DUTRA, L. F.; HOFFMANN, A.; COELHO, G. V. A. Enraizamento de estacas lenhosas de porta-enxertos para pessegueiro. I. umezeiro. **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 9, n. 3, p. 229-232, 2003.

MIRANDA, C. S.; CHALFUN, N. N. J.; HOFFMANN, A.; DUTRA, L. F.; COELHO, G. V. A. Enxertia recíproca e AIB como fatores indutores do enraizamento de estacas lenhosas dos porta-enxertos de pessegueiro 'Okinawa' e umezeiro. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v. 28, n. 4, p. 778-784, 2004.

MOURA, M. F.; SOBIERAJSKI, G. R.; TECCHIO, M. A.. **Pêssego (*Prunus persica* Batsch). Instruções agrícolas para as principais culturas econômicas** (Boletim IAC, n.º 200). 7ed. 2014. v. 1, p. 342-347.

MURAYAMA, S. **Fruticultura**. 2.ed. Campinas: Instituto Campineiro de Ensino Agrícola, 1973. 428p.

NACHTIGAL, J. C.; PEREIRA, F. M.; CAMPO DALL'ORTO, F. A.; OJIMA, M.; MARTINS, F. P. Propagação vegetativa do umezeiro (*Prunus mume*) por meio de estacas herbáceas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.21, n.2, p. 226-228, 1999.

NOGUEIRA FILHO, G. C.; RONCATTO, G.; RUGGIERO, C.; OLIVEIRA, J. C.; MALHEIROS, E. B. Estudo da enxertia hipocotiledonar do maracujazeiro-amarelo

sobre dois porta-enxertos, através de microscopia eletrônica de varredura. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 32, n. 2, p. 647-652, 2010.

NORBERTO, P. M.; CHALFUN, N. N. J.; PASQUAL, M.; VEIGA, R. D.; PEREIRA, G. L.; MOTA, J. H. Efeito da época de estaquia e do AIB no enraizamento de estacas de figueira (*Ficus carica* L.). **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.25, p.533-541, 2001.

OJIMA, M.; CAMPO DALL'ORTO, F. A.; BARBOSA, W.; MARTINS, F. P.; SANTOS, R. R. **Propagação do pessegueiro: pesquisas no Instituto Agrônomo**. Campinas: Instituto Agrônomo, 1999. 42p. (Documentos IAC, 64).

OJIMA, M.; CAMPO DALL'ORTO, F. A.; BARBOSA, W.; MARTINS, F. P.; SANTOS, R. R.; RIGITANO, O. "Aurora-1" e "Aurora-2": novas cultivares de pêssago doce de polpa amarela. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 10, **Anais...** Fortaleza, p. 422-426, 1992

ONO, E. O.; RODRIGUES, J.D. **Aspectos da fisiologia do enraizamento de estacas caulinares**. Jaboticabal: FUNEP, 1996. 83p.

PÁDUA, T. Propagação de árvores frutíferas. **Informe agropecuário**, Belo Horizonte, v.9, n.101, p.11-9, 1983.

PASQUAL, M.; CHALFUN, N. N. J.; RAMOS, J. D.; VALE, M. R.; SILVA, C. R. R. **Fruticultura comercial: propagação de plantas frutíferas**. Lavras: UFLA/FAEPE, 2001. 137p.

PEREIRA, F. M. Produção de pêssago em regiões de clima tropical e subtropical. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.25, n.2, p.00-00, 2003.

PEREIRA, F. M.; MAYER, N. A. Formação de mudas de pessegueiro cv. Aurora-1 enxertadas em dois clones de umezeiro (*Prunus mume* Sieb. et Zucc.) propagados por estacas herbáceas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 27, n. 2, p. 341-343, 2005.

PEREIRA, F. M.; MAYER, N. A.; CAMPO DALL'ORTO, F. A. 'RIGITANO': nova cultivar de umezeiro para porta-enxerto de pessegueiro. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v. 29, n. 1, p. 172-175, 2007.

PEREIRA, F. M.; NACHTIGAL, J. C.; ROBERTO, S. R. **Tecnologia para a cultura do pessegueiro em regiões tropicais e subtropicais**. Jaboticabal: FUNEP, 2002, 62p.

REGINA, M. A. Produção e certificação de mudas de videira na França. 2. Técnica de produção de mudas pela enxertia de mesa. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal-SP, v.24, n.2, p. 590-596, 2002

REGINA, M. A.; SOUZA, C. R.; DIAS, F. A. N. Propagação de *Vitis spp.* pela enxertia de mesa utilizando diferentes porta-enxertos e auxinas. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 34, n. 3, p. 897-904, 2012.

REGINA, M. A.; SOUZA, C. R.; SILVA, T. G.; PEREIRA, A. F. **A propagação da videira. Informe Agropecuário**, Belo Horizonte, v. 19, n. 194, p. 20-27, 1998.

REIGHARD, G. L.; CAIN, D. W.; NEWALL JR., W. C. Rooting and survival potential of hardwood cuttings of 406 species, cultivars, and hybrids of *Prunus*. **HortScience**, Alexandria, v.25, n.5, p.517-518, 1990.

REZENDE, L. P. **Produção de mudas de videira (*Vitis spp*) por enxertia de mesa em estacas herbáceas dos porta-enxertos IAC 313 'Tropical' e IAC 766 'Campinas'**, 2000. 104 f. Tese (Doutorado em Produção Vegetal) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2000.

REZENDE, L. P.; PEREIRA, F. M. Produção de mudas de videira 'rubi' pelo método de enxertia de mesa em estacas herbáceas dos porta-enxertos IAC 313 'TROPICAL' e IAC 766 'CAMPINAS'. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal - SP, v. 23, n. 3, p. 662-667, 2001,

RUGGIERO, C.; OLIVEIRA, J. C. Enxertia do maracujazeiro. In: RUGGIERO, C. (Ed.). **Maracujá do plantio à colheita**. Jaboticabal: FCAV, 1998. p.70-92

SABIÃO, R. R. **Propagação do sapotizeiro (*Manilkara zapota* L. Von Royen)**. 2009. 49 f Monografia (Trabalho de Graduação em Agronomia) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista Jaboticabal , 2009.

SANCHES, J.; DURIGAN, J. F.; SANTOS, J. M. Utilização da microscopia eletrônica de varredura como ferramenta de avaliação da estrutura do tecido de abacate 'quintal' após danos mecânicos. **Revista Brasileira de Fruticultura**. Jaboticabal-SP. vol. 29, n. 1, p. 57-60, 2007.

SANTOS, J. M. A new technique for preparing whole cysts of cyst nematodes for scanning electron microscopy. **Fitopatologia Brasileira** , Brasília, v. 19, p. 579-580, 1994.

SCALOPPI JUNIOR, E. J. **Clonagem de quatro espécies de Annonaceae (*Annona glabra* L., *Annona montana* Macfad, *Rollinia emarginata* e *Rollinia mucosa* Baill.) potenciais como porta-enxertos**. 81f. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal). Jaboticabal, UNESP/FCAV, 2003.

SILVA, S. R.; RODRIGUES, K. F. D.; SCARPARE FILHO, J. A. **Propagação de árvores frutíferas**. Piracicaba: USP, ESALQ, Casa do Produtor Rural, 2011. v.1. 63p.

SILVA, V. A. L. da; MAYER, N. A.; UENO, B. Enxertia simultânea com estaquia herbácea na propagação do pessegueiro. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FRUTICULTURA, 23., 2014, Cuiabá. **Anais...** Cuiabá: SBF, 2014.

SOUZA, C. R., **Alguns aspectos da enxertia de mesa com forçagem e respostas fisiológicas à deficiência hídrica na produção de mudas de videira**. 1999. 75 f. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia) - Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1999.

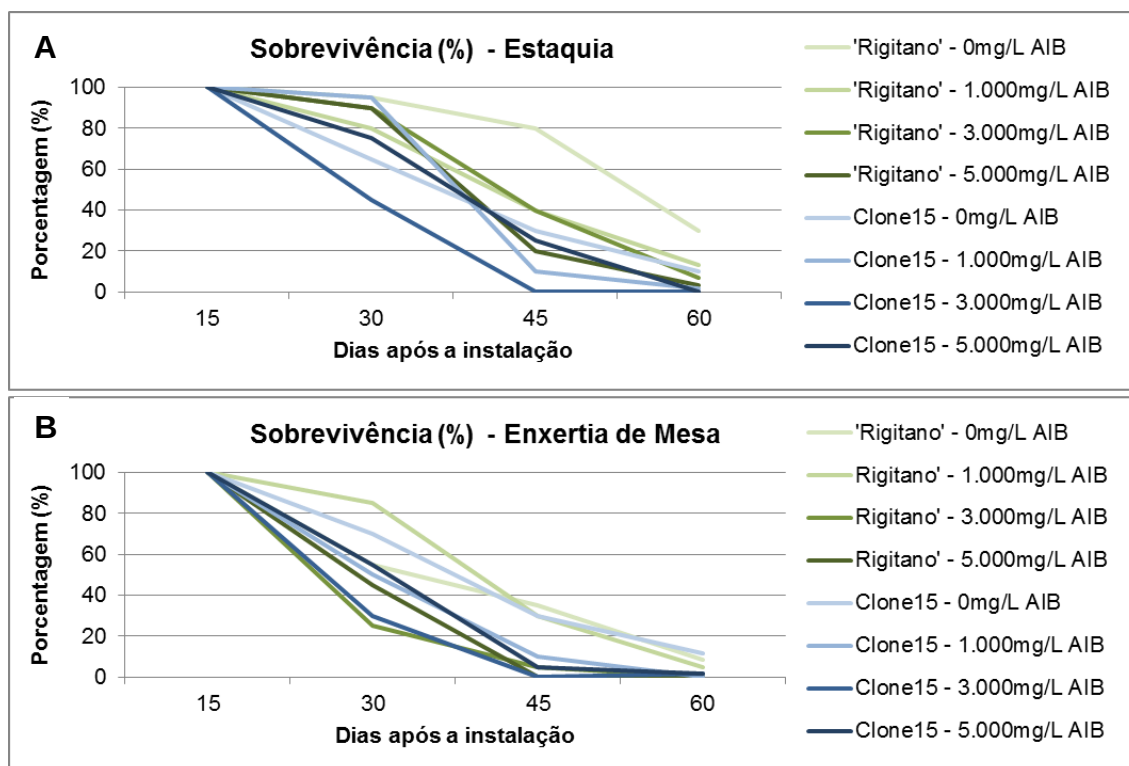
SURIYAPANANONT, V. Stem cuttings of japanese apricot as related to growth regulators, rooting media and seasonal changes. **Acta Horticulturae**, Wageningen, n.279, p.475-480, 1990.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia vegetal**. 5. ed. Porto Alegre: Artmed, 2013. 954 p.

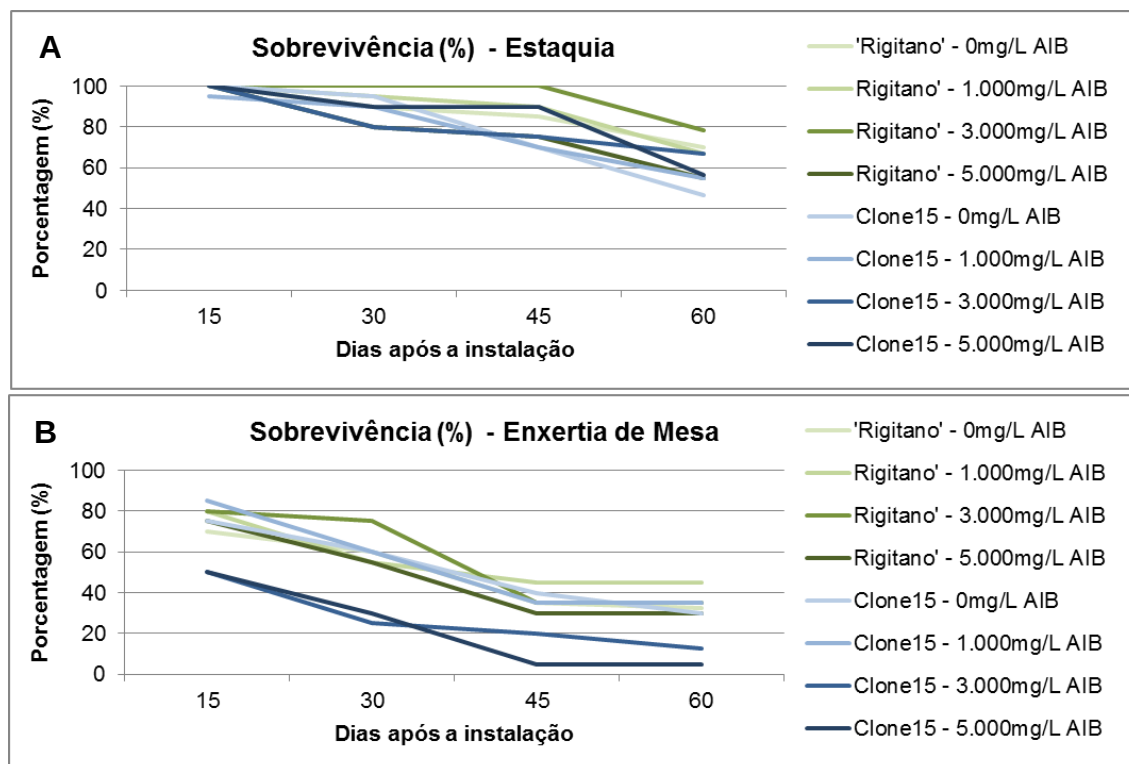
YOSHIDA, M. Mume, plum and cherry. In: **Horticulture in Japan**. Tokyo: Chuo Printing, 1994. p. 37-38.

ZHANG, Q.; CHEN, W.; SUN, L.; ZHAO, F.; HUANG, B.; YANG, W.; TAO, Y.; WANG, J.; YUAN, Z.; FAN, G.; XING, Z.; HAN, C.; PAN, H.; ZHONG, X.; SHI, W.; LIANG, X.; DU, D.; SUN, F.; XU, Z.; HAO, R.; LV, T.; LV, Y.; ZHENG, Z.; SUN, M.; LUO, L.; CAI, M.; GAO, Y.; WANG, J.; YIN, Y.; XU, X.; CHENG, T.; WANG, J. The genome of *Prunus mume*. **Nature Communication**, 3:1318. Online, vol.3, p.1-8, 2012.

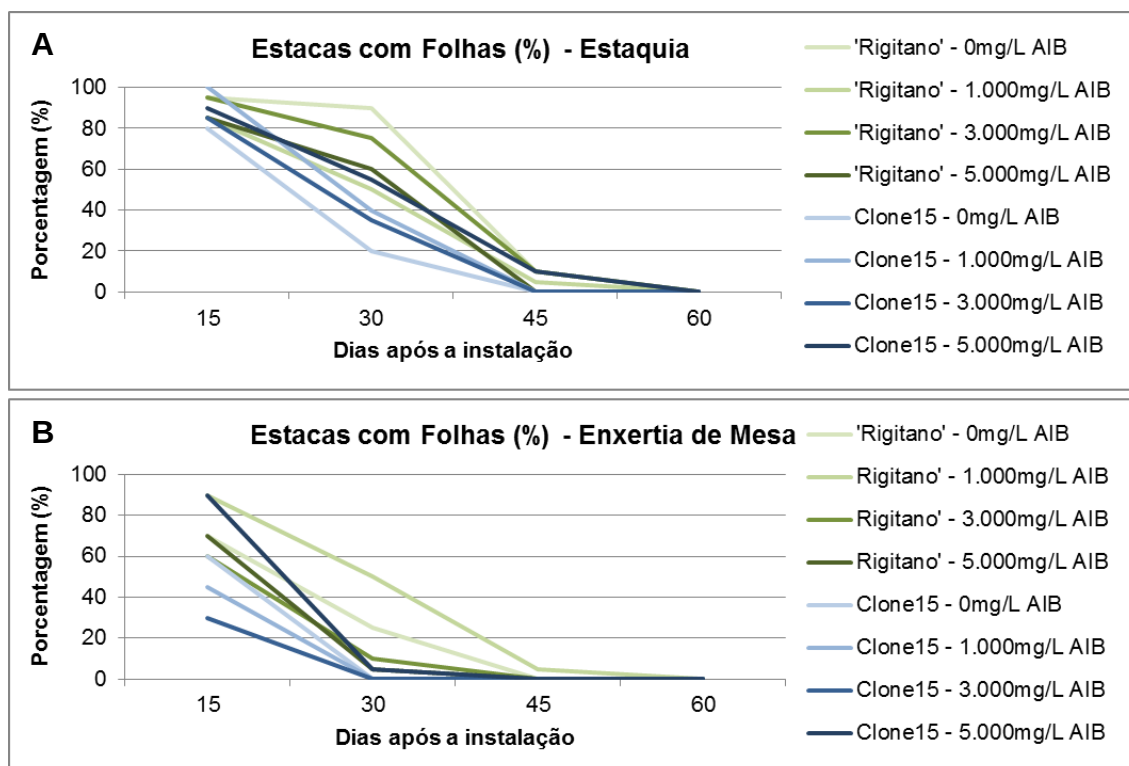
APÊNDICES



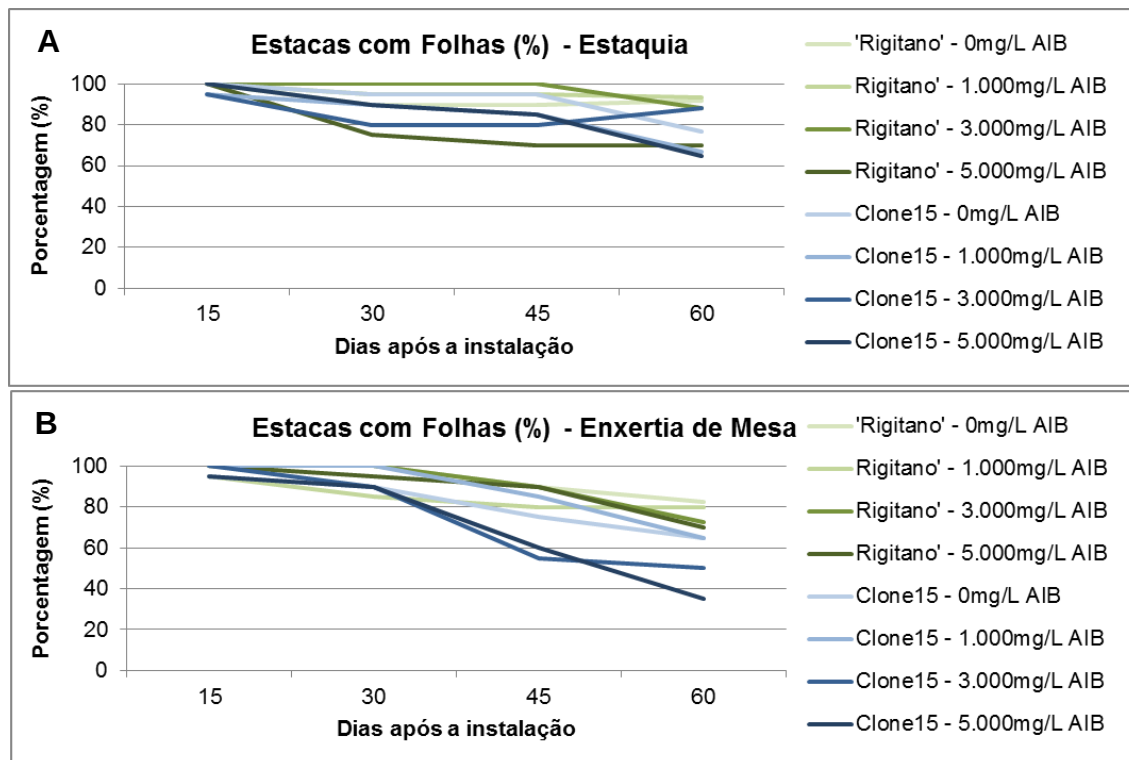
1. Porcentagem de Sobrevivência das Estacas no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



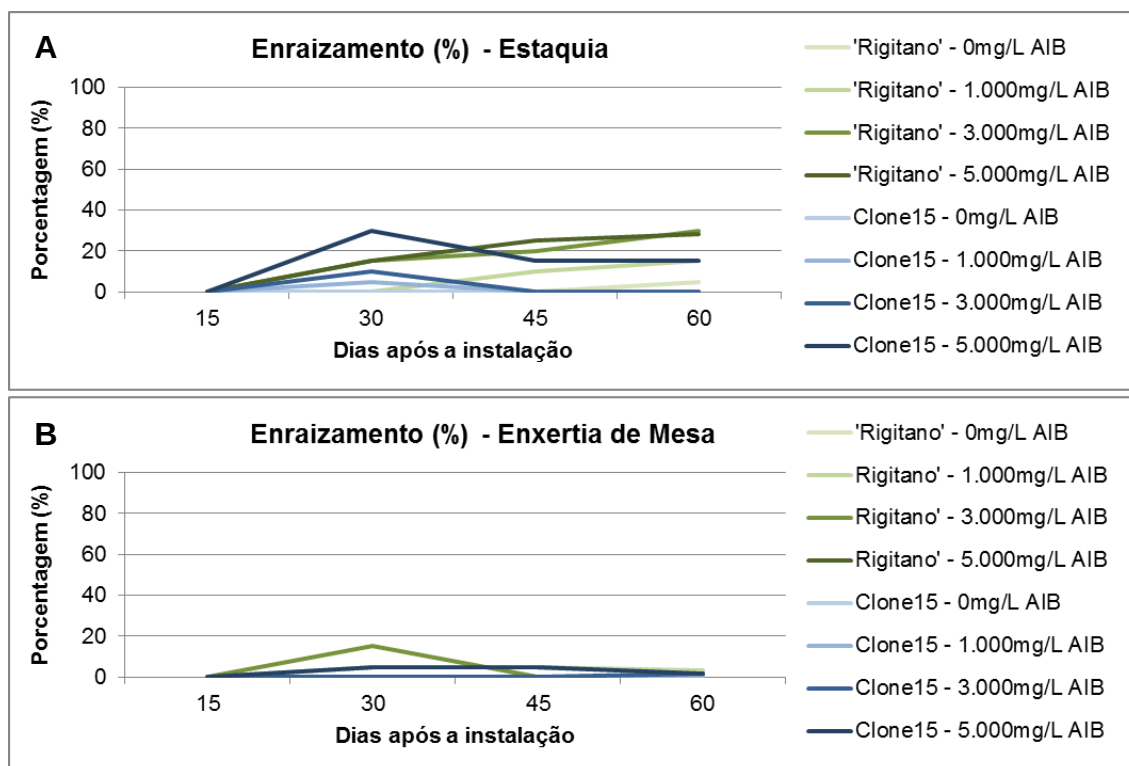
2. Porcentagem de Sobrevivência das Estacas no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



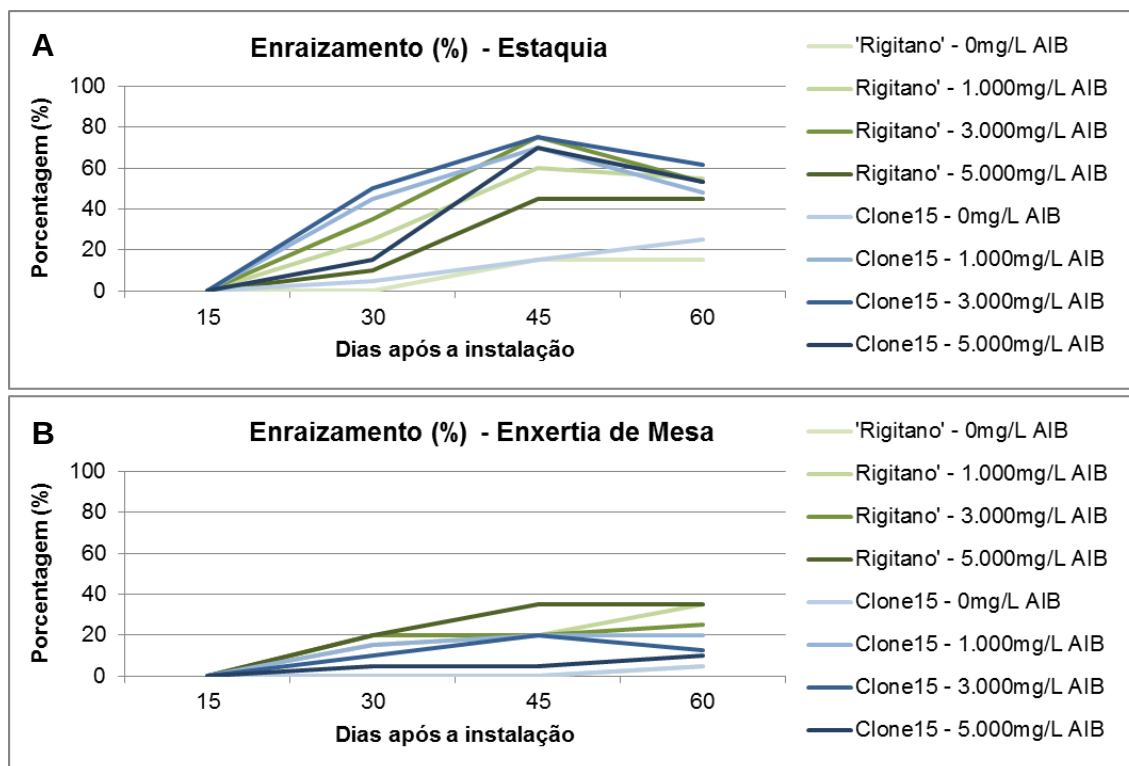
3. Porcentagem de Estacas com Folhas no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



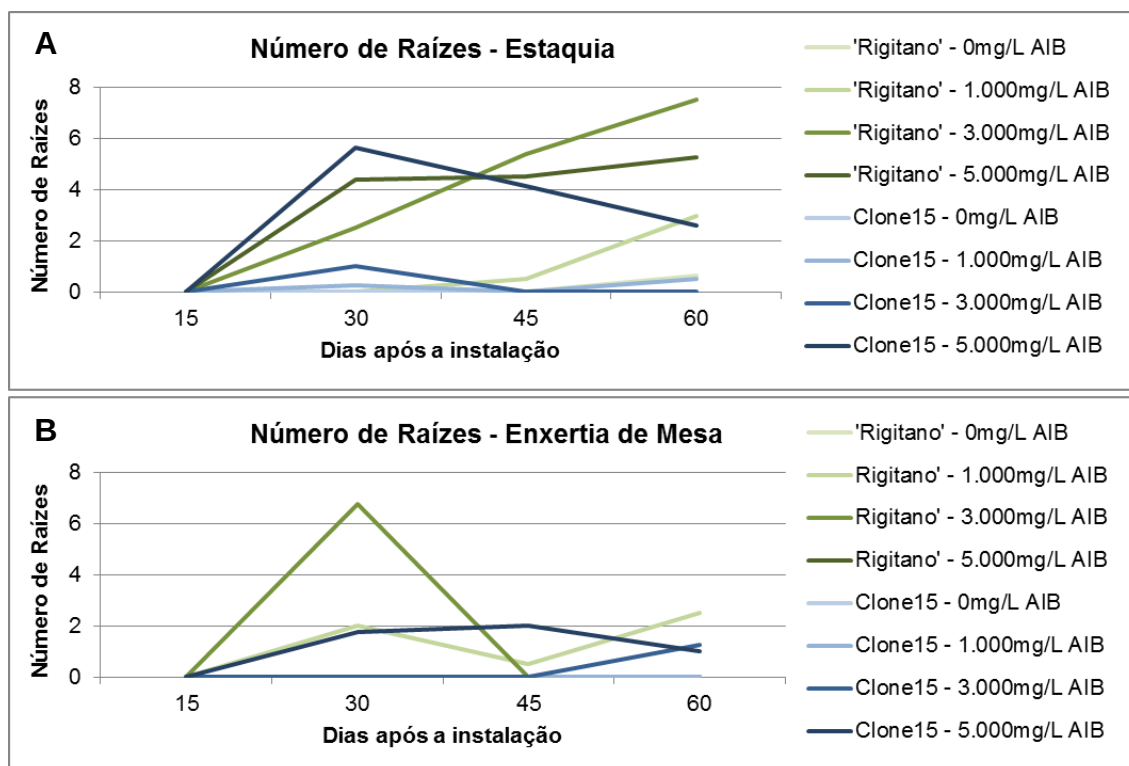
4. Porcentagem de Estacas com Folhas no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



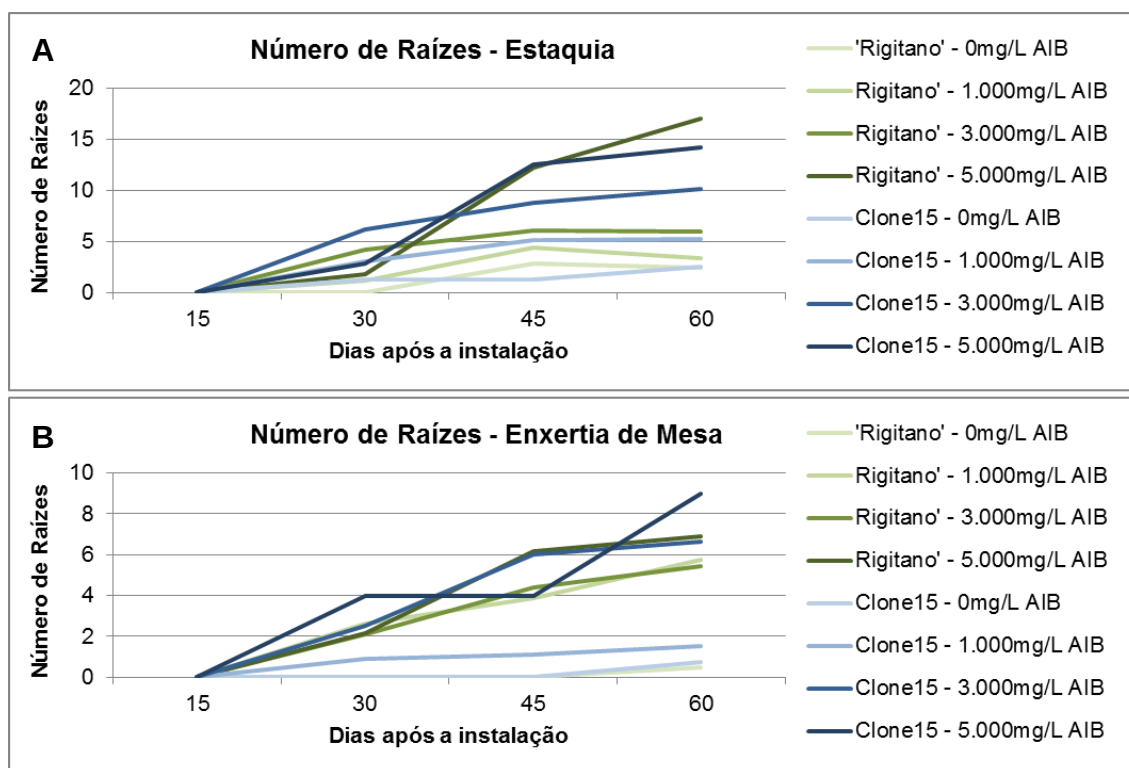
5. Porcentagem de Enraizamento no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



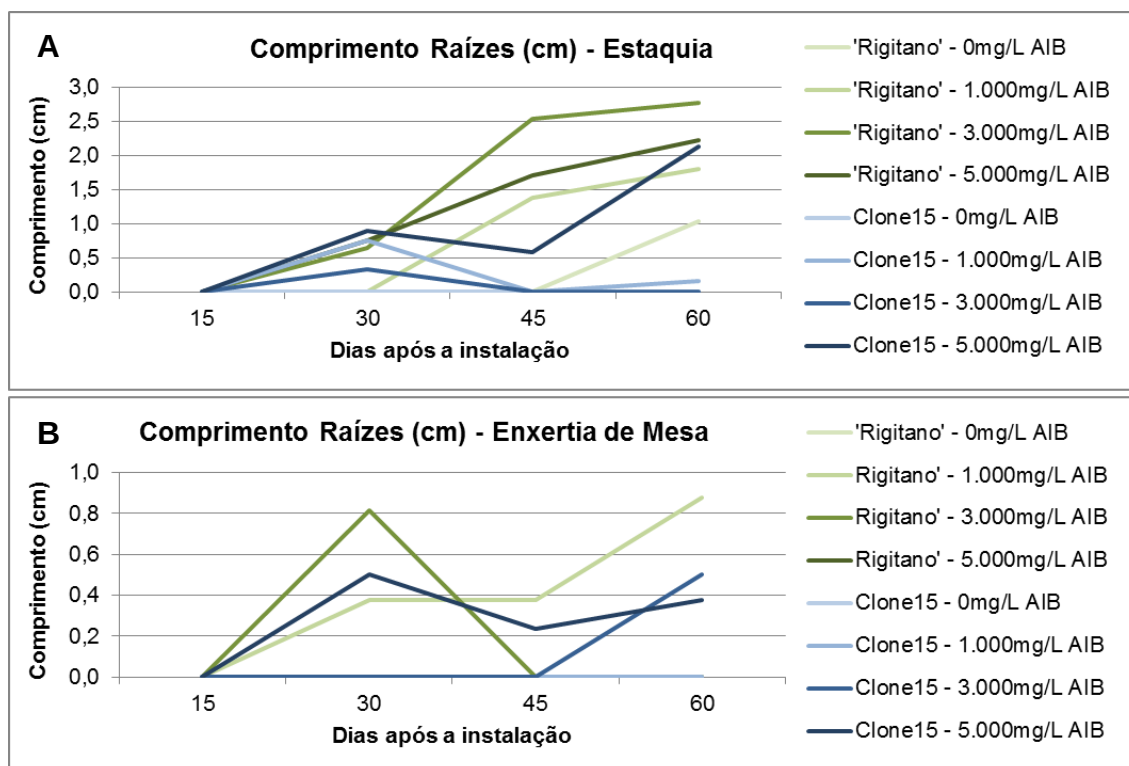
6. Porcentagem de Enraizamento no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



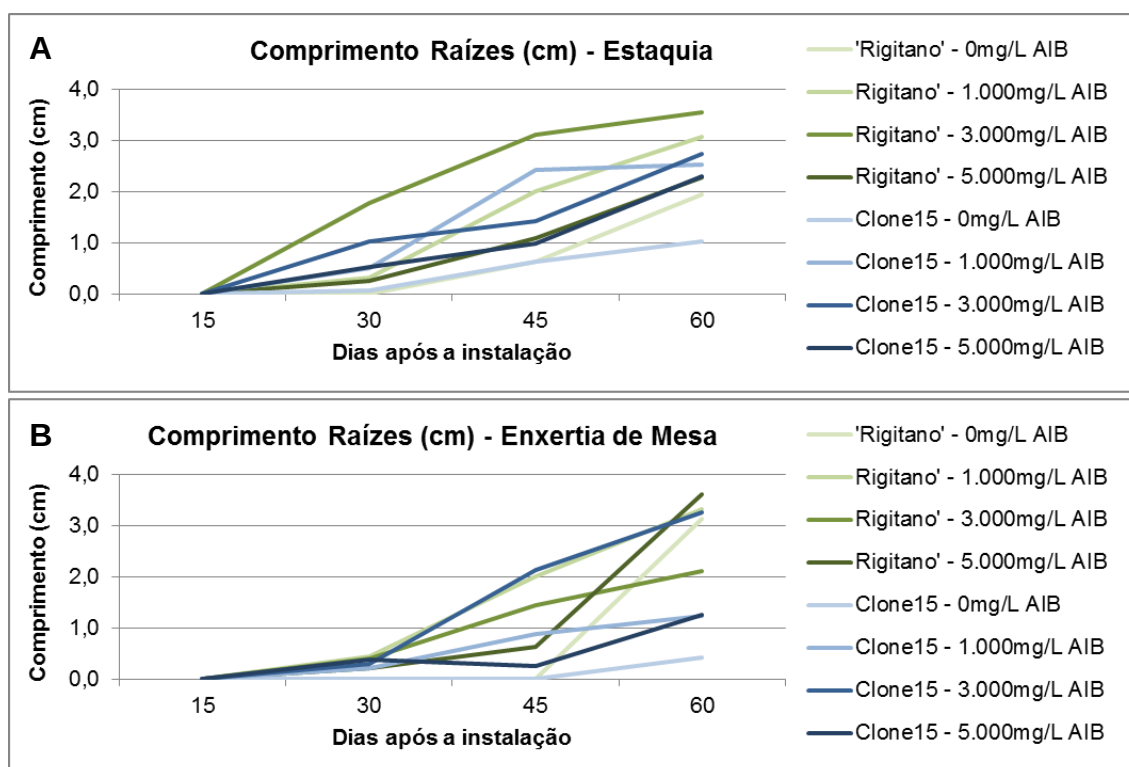
7. Número Médio de Raízes por Estaca no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



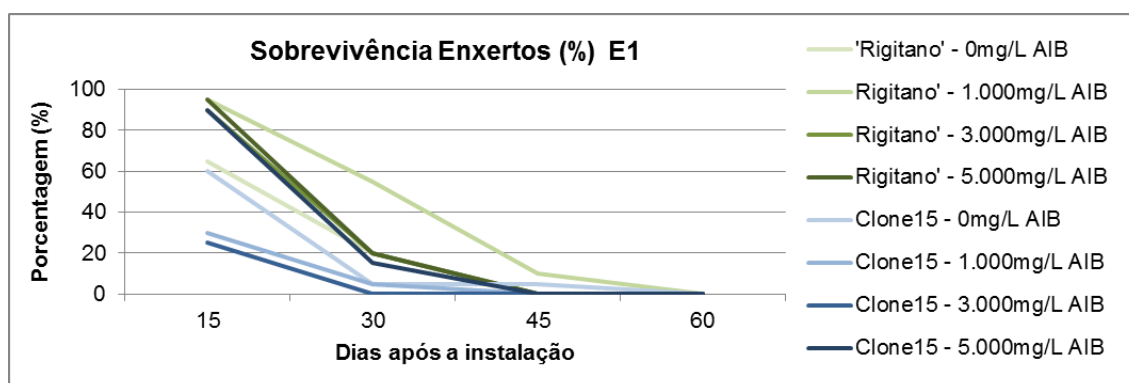
8. Número Médio de Raízes por Estaca no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



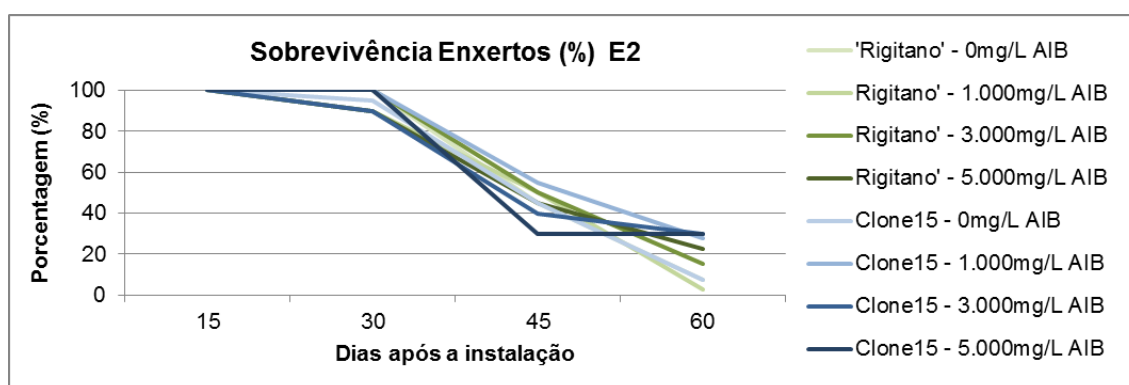
9. Comprimento Médio de Raízes por Estaca no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



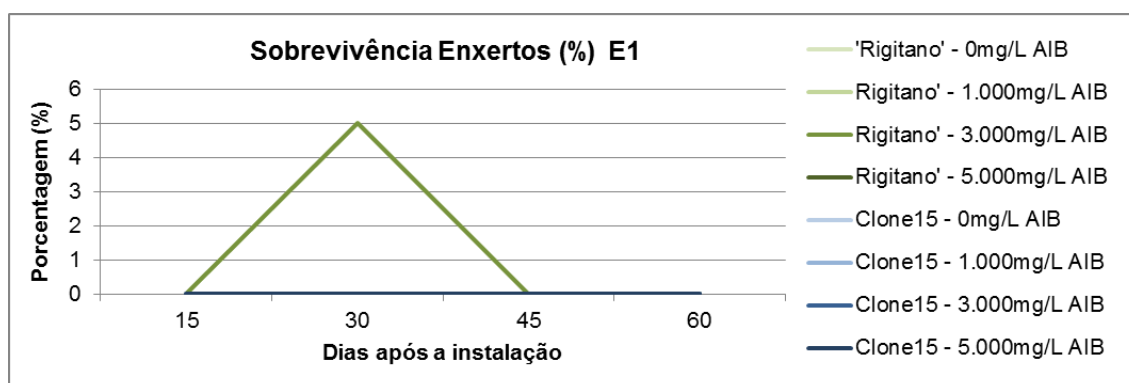
10. Comprimento Médio de Raízes por Estaca no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



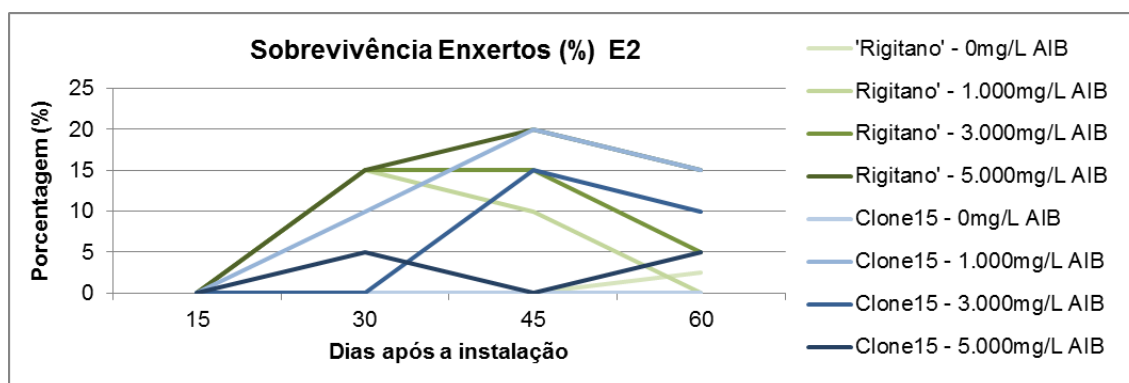
- 11.** Porcentagem de Sobrevivência dos Enxertos no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



- 12.** Porcentagem de Sobrevivência dos Enxertos no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



13. Porcentagem de Sobrevivência dos Enxertos com Estacas Enraizadas no Experimento 1, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.



14. Porcentagem de Sobrevivência dos Enxertos com Estacas Enraizadas no Experimento 2, durante os 60 dias de condução do trabalho. FCAV/UNESP, Jaboticabal-SP, 2016.