

LEVI DE SOUZA JUNIOR

**TIPO DE MINIJARDIM CLONAL E EFEITO DO ÁCIDO
INDOLBUTÍRICO NA MINIESTAQUIA DE *Grevillea robusta* A. Cunn.
(PROTEACEAE)**

Dissertação apresentada como requisito parcial
à obtenção do grau de Mestre, pelo Curso de
Pós-graduação em Botânica do Setor de
Ciências Biológicas da Universidade Federal
do Paraná.

Orientadora: Dra.Marguerite Quoirin

Co-orientador: Dr.Ivar Wendling

Curitiba
2007

Universidade Federal do Paraná

Souza Junior, Levi de

Tipo de minijardim clonal e efeito do ácido indolbutírico na miniestaquia de *Grevillea robusta* A. Cunn. (Proteaceae). / Levi de Souza Junior . – Curitiba, 2007.

viii; 66f. : il. ; 30cm.

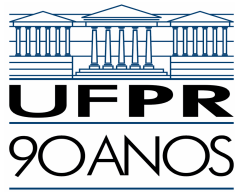
Orientadora: Marguerite Quoirin

Co-orientador: Ivar Wendling

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Botânica.

1. Grevillea 2. Plantas – Propagação vegetativa 3. Mudanças - Produção I. Título II. Quoirin, Marguerite Germaine Ghislaine, 1948- III. Wendling, Ivar IV. Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Botânica.

CDD(20.ed.) 581



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
Setor de Ciências Biológicas – Departamento de Botânica
Programa de Pós-Graduação em Botânica
Centro Politécnico - Jardim das Américas – Caixa Postal 19031
Tel. (41) 361-1625 - Fax. (41) 266-2042
Curitiba – PR

“TIPO DE MINIJARDIM CLONAL E EFEITO DO ÁCIDO INDOLBUTÍRICO NA MINESTAQUIA DE *Grevillea robusta* A. CUNN. (PROTEACEAE)”.

por

Levi de Souza Júnior

**Dissertação aprovada como requisito parcial
para obtenção do grau de Mestre no Programa de
Pós-Graduação em Botânica, pela Comissão
formada pelos Professores**

Dra. Marguerite Germaine Ghislaine Quoirin (Orientadora-UFPR)

Dr. Leonardo Ferreira Dutra (Embrapa Florestas)

Dr. Fernando Grossi (UFPR)

Curitiba, 26 de fevereiro de 2007.

Dedico:

A minha mãe Maria Neuza de Souza

AGRADECIMENTOS

A Deus por estar sempre presente na minha vida.

À Professora Marguerite Quoirin, pela orientação, críticas, sugestões e paciência.

Ao pesquisador Ivar Wendling pela amizade, orientação, ensinamentos e críticas, que foram fundamentais para meu aprendizado desde minha graduação.

Ao pesquisador Antonio Kalil que abriu as portas para a minha vida na pesquisa.

Ao pesquisador Emerson Gonçalves Martins pelo fornecimento do material de estudo.

Ao programa de Pós-graduação em Botânica pela oportunidade.

Ao secretário da Pós-graduação em Botânica, José Carlos, que sempre me atendeu com muita atenção, simpatia e amizade.

À Embrapa Florestas, pelo espaço cedido para a realização dos experimentos.

Ao CNPq pelo financiamento da pesquisa.

Aos funcionários da Embrapa Florestas Nide, Joel, Vero e Harry pela ajuda prestada sempre que necessário.

A toda equipe do Laboratório de Cultura de Tecidos pela convivência, amizade e ajuda.

Aos estagiários do Laboratório de Propagação de Plantas da Embrapa Florestas Lucas, Gilvano, Micheli, Adriana e Michele, pela amizade, troca de idéias e ajuda para a realização deste trabalho.

A todos os membros do Colégio Estadual Jardim Bom Vista, pela compreensão na troca do horário.

Aos meus irmãos Maico, Everton e amigo Reginaldo por sempre estarem comigo.

A Venise Liedke, que esteve presente em grande parte da minha vida e foi fundamental para meu crescimento pessoal e profissional.

“...Possa a força do destino conceder-me
O supremo êxtase da alegria terrena,
A meta máxima do êxtase terreno,
Que é o de ver, quando da tumba me erguer,
Minha arte florescendo em paz,
Entre os que vierem depois de mim.”

Gregor Mendel

SUMÁRIO

RESUMO	vii
ABSTRACT	viii
1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DE LITERATURA	4
2.1 A grevilea	4
2.2 A propagação vegetativa ou clonal de plantas.....	6
2.3 Minijardim clonal	7
2.4 Fatores que afetam a propagação vegetativa	9
2.4.1 Juvenilidade dos propágulos.....	9
2.4.2 Nutrição mineral	11
2.4.3 Reguladores vegetais	12
2.4.4 Umidade do ar	14
2.4.5 Temperatura.....	15
2.4.6 Luz	16
2.4.7 Substrato	17
2.5 Propagação vegetativa por miniestaquia	19
3 MATERIAL E MÉTODOS.....	23
3.1 Experimento com os minijardins clonais	23
3.1.1 Formação dos minijardins clonais	23
3.1.2 Leito e substratos	24
3.1.3 Controle fitossanitário	24
3.1.4 Nutrição mineral	25
3.1.5 Delineamento, avaliações e análise estatística	25
3.1.6 Coleta das miniestacas.....	26
3.2 Efeito do ácido indolbutírico (AIB) no enraizamento	26
3.2.1 Material experimental e local de realização	26
3.2.2 Coleta, confecção e transporte das miniestacas.....	26
3.2.3 Tratamento com AIB	27
3.2.4 Enraizamento das miniestacas	27
3.2.5 Delineamento, avaliações e análise estatística	28
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	29
4.1 Tipos de minijardins clonais.....	29

4.1.1 Sobrevivência das minicepas.....	29
4.1.2 Análise de variância da produtividade das minicepas para os dois sistemas de minijardins.....	30
4.1.3 Intervalo entre as coletas nos sistemas de tubete e canaletão.....	31
4.1.4 Produtividade das minicepas no sistema de tubete e canaletão.....	33
4.1.5 Comparação da produtividade das minicepas nos sistemas de tubete e canaletão.....	40
4.2 Efeito do AIB no enraizamento.....	43
4.2.1 Análise de variância.....	43
4.2.2 Enraizamento das miniestacas.....	45
4.2.3 Número de raízes.....	46
4.2.4 Comprimento da maior raiz.....	48
4.2.5 Comprimento total das raízes.....	49
5 CONCLUSÕES GERAIS.....	51
6 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	52
REFERÊNCIAS.....	53
ANEXOS.....	63

RESUMO

O presente estudo foi conduzido no Laboratório de Propagação de Plantas da *Embrapa Florestas*, em Colombo, PR, com o propósito de avaliar dois sistemas de minijardins clonais: a) em tubete cônico de 110 cm³; e b) canaletão em areia, quanto à sobrevivência e produtividade das minicepas de *Grevillea robusta* e a técnica de miniestaquia como método de propagação vegetativa a partir de material juvenil tratado com ácido indolbutírico (AIB) (0; 1000; 2000; 4000 mg L⁻¹) no enraizamento das miniestacas em duas coletas sucessivas. A sobrevivência das minicepas após 15 coletas foi de 100 e 99,2% com intervalo médio entre coletas de 25 e 20 dias nos sistemas de tubete e canaletão, respectivamente. A produção média de miniestacas por minicepa foi 1,7 e 3,0 e a produção total de miniestacas foi de 3104 e 5458 nos sistemas de tubete e canaletão, respectivamente. A produção por metro quadrado foi de 4.029 miniestacas no sistema em tubete e 3.890 no canaletão. Os melhores resultados de enraizamento das miniestacas foram obtidos sem aplicação exógena de AIB, com média de 77,3%. Para o número de raízes, o tratamento com 2000 mg L⁻¹ de AIB se mostrou mais eficiente em relação aos outros tratamentos. Em relação ao comprimento da maior raiz, tanto as miniestacas da coleta 1 quanto da coleta 2 apresentaram melhores resultados sem aplicação exógena de AIB. Para a variável comprimento das raízes, os melhores resultados foram obtidos com a concentração de 2000 mg L⁻¹ de AIB. De modo geral, os dois sistemas de minijardins se mostraram viáveis durante as 15 coletas sucessivas na sobrevivência das minicepas e produção de miniestacas, sendo os resultados obtidos no canaletão mais promissores quanto à produtividade. A miniestaquia a partir de propágulos juvenis como método de propagação vegetativa apresentou resultados satisfatórios para todas as variáveis analisadas, sem a necessidade da aplicação de AIB. A miniestaquia pode ser uma alternativa para produção de mudas de *Grevillea robusta* durante o ano inteiro, além de ser uma importante ferramenta para adaptação dos protocolos de propagação vegetativa em materiais adultos selecionados.

Palavras-chave: grevílea, produção de mudas, miniestacas, minicepas, propagação vegetativa.

ABSTRACT

This study was conducted in the Plant Propagation Laboratory of Embrapa Florestas, in Colombo, PR, in order at evaluating two clonal minigarden systems: a) in conical tube of 110 cm³; and b) hydroponic with sand, in relation to the survival and productivity of *Grevillea robusta* A. Cunn. ministumps and the minicutting technique like method of vegetativa propagation from young material, in relation to the different effect concentrations of indolbutyric acid (IBA) (0; 1000; 2000 and 4000 mg L⁻¹) in rooting of the minicuttings on two sucessive collections. Survival of the ministumps after 15 collections was 100 and 99.2% with average interval between collections of 25 and 20 days in tube and hydroponic systems, respectively. The average production of minicuttings per ministump was 1.7 and 3.0 and the total production was 3104 and 5458 in the tube and hydroponic systems, respectively. Yield meter production was 4029 minicuttings in tube system and 3890 in hydroponic system. The best result of rooting of minicuttings was obtained without IBA, with an average of 77.3%. In respect to the number of roots per minicutting, the treatment with 2000 mg L⁻¹ of IBA has shown to be more efficient in relation to the other treatments. The big length root of the minicuttings in both collections showed better results without exogen application of IBA. In relation to the total length roots, the better results were obtained with 2000 mg L⁻¹ of IBA. Overall, the two minigarden systems showed good results during 15 sucessive collections on survival of the ministumps and production of the minicuttings being hydroponic system with more promissing results in relation to the productivity. The minicutting technique of young propagules like vegetative propagation method showed good results in all the variant analysed without necessity to use IBA, can to be an alternative to product *Grevillea robusta* seedlings during whole year, beyond to be an important tool to better protocols in selected old materials.

Key-words: grevilea, seedling production, minicuttings, ministumps, vegetative propagation.

1 INTRODUÇÃO

A demanda por produtos de origem florestal tem se intensificado nas últimas décadas, implicando em uma necessidade crescente de tecnologia nos plantios florestais de rápido crescimento, desde a seleção de matrizes de alta produtividade até métodos eficientes de produção de mudas (ROSA, 2006). A procura por árvores com crescimento rápido e com madeira de boa qualidade vem aumentando gradativamente em todo o Brasil.

Grevillea robusta possui facilidade de adaptação e rápido crescimento em diversos tipos de solo e clima (MARTINS; NEVES, 2003). Sua madeira é empregada como matéria-prima para painéis, compensados e móveis (FERREIRA; MARTINS, 1998). Na região Sul, inclusive em áreas mais frias, o interesse no plantio desta espécie para a obtenção de lenha e madeira para serraria é cada vez maior. As sementes disponíveis no mercado possuem um controle genético escasso, formando árvores com características indesejáveis (MARTINS, 2000). Entretanto, após o ano de 2005, sementes melhoradas geneticamente tem sido disponibilizadas.

Em virtude desta demanda crescente de mudas de espécies florestais e da busca constante de melhor produtividade dos povoamentos selecionados, a qualidade das mudas tem sido abordada em vários trabalhos de pesquisas no Brasil, a maioria procurando definir os melhores recipientes, substratos e adubação (GOMES et al., 1996). A qualidade da muda usada nos plantios comerciais tem influência no sucesso de qualquer programa de desenvolvimento florestal, e segundo SIMÕES (1994), a qualidade das mudas reflete no crescimento futuro das árvores, podendo, desta maneira, interferir na produtividade das florestas. Para algumas espécies, já existem conhecimentos científicos e experiências suficientes para produção de mudas com sucesso (XAVIER et al., 2003a).

A propagação vegetativa consiste em multiplicar assexuadamente partes das plantas (células, órgãos, tecidos, folhas ou propágulos), originando uma planta filha com a mesma constituição genética da planta mãe (HARTMANN et

al., 1997). As principais vantagens da propagação vegetativa para espécies florestais são a formação de plantios clonais de alta uniformidade e produtividade, a produção de madeira de qualidade, a multiplicação de árvores resistentes a pragas e doenças e a transferência de geração para geração das características genéticas desejáveis (WENDLING et al., 1999). As principais desvantagens da propagação vegetativa são o risco do estreitamento da base genética (GOMES et al., 1996) e a dificuldade de enraizamento para algumas espécies (GOMES, 1987).

As auxinas são uma classe de reguladores vegetais muito importantes para o sucesso da propagação vegetativa, principalmente em espécies de difícil enraizamento. Dentre as auxinas, a mais utilizada e a que tem apresentado melhores resultados para a maioria das espécies florestais no que tange ao enraizamento adventício de estacas e/ou miniestacas, é o ácido indolbutírico (AIB) (KRISANTINI et al., 2003).

A miniestaquia é uma técnica de clonagem inicialmente estabelecida para o gênero *Eucalyptus*, que surgiu das barreiras impostas por outros métodos de propagação vegetativa (baixo percentual de enraizamento de algumas espécies, métodos onerosos como a micropropagação, entre outros). É uma técnica muito apreciada pelas grandes empresas florestais, devido ao melhor desempenho em relação à estaquia convencional como maior velocidade no enraizamento, menor área para a formação do jardim clonal, menor custo de manutenção (SANTOS et al., 2005). Entretanto, esta técnica ainda não foi aplicada para *Grevillea robusta*, o que torna necessário e justificável a realização de pesquisas para determinar um protocolo eficiente de propagação vegetativa por miniestaquia.

O melhoramento genético e a aplicação da propagação vegetativa são economicamente interessantes para a produção de mudas de grevílea, sendo possível desta maneira selecionar apenas as árvores adultas superiores ou usar sementes de matrizes superiores, oriundas do cruzamento controlado para a produção de mudas, e com as mesmas formar as minicepas que irão constituir o minijardim clonal para acelerar e uniformizar a produção de mudas desta espécie.

Procurando aprimorar quantitativamente e qualitativamente a produção de mudas de *Grevillea robusta* em um curto espaço de tempo, o presente estudo teve como fito: 1) avaliar dois tipos de minijardim clonal, tubete e canaletão, quanto à sobrevivência das minicepas e a produção de miniestacas por minicepa em 15 sucessivas coletas e 2) avaliar a técnica de miniestaquia como método de propagação vegetativa, quanto ao efeito da aplicação de diferentes concentrações de ácido indolbutírico (0; 1000; 2000 e 4000 mg L⁻¹) no enraizamento das miniestacas.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 A grevília

A espécie *Grevillea robusta* pertence à família Proteaceae, que possui aproximadamente 55 gêneros e 1200 espécies, representados por árvores e arbustos, distribuídos no hemisfério sul do planeta. Estas espécies ocorrem principalmente na Austrália, África e Madagascar, e em menor número na América Latina; no Brasil, a família está representada por três gêneros: *Euplassa*, *Panopsis* e *Roupala* (DUARTE, 1959).

Na região sul do Brasil, há registros apenas de dois gêneros, *Euplassa* e *Roupala*; além destes, são cultivadas espécies do gênero *Grevillea*, *Macadamia* e *Stenocarpus*. O valor econômico das Proteaceae cultivadas no Brasil se restringe a poucas espécies que proporcionam madeira de boa qualidade, destacando-se *Roupala brasiliensis*, *Euplassa catareirae* e *Grevillea robusta* (LAWRENCE, 1951; RODRIGUEZ, 1992).

A grevília foi descrita pela primeira vez em 1827 pelo botânico Alan Cunningham, que encaminhou as primeiras sementes para a Inglaterra, tornando-a conhecida na Europa primeiramente como uma planta ornamental (MARTINS et al., 2004). *Grevillea robusta* é uma espécie nativa da Austrália, adequada para a arborização de parques, avenidas e para reflorestamentos; possui tronco ereto, folhas grandes, 15-25 cm de comprimento, flores amarelo-alaranjadas; a madeira tem coloração castanho-rosado, de boa qualidade; as flores são muito apreciadas por abelhas e pássaros por possuírem néctar abundante (HARWOOD, 1989; LORENZI et al., 2000). O termo *robusta* foi dado por ser a mais alta entre as 260 espécies de *Grevillea*, algumas delas são espécies arbustivas, sendo usadas na ornamentação dentro e fora da Austrália (HARWOOD et al., 1997).

Em vários países tropicais, a grevília foi introduzida para sombrear diversas culturas como o café, cacau e chá (MARTINS et al., 2004). No Brasil, foi introduzida inicialmente apenas com a finalidade de sombrear e reduzir a ação

dos ventos sobre a cultura de café. É uma árvore com crescimento rápido e tolerante ao frio (FERREIRA; MARTINS, 1998; KALIL FILHO et al., 2004). Segundo MARTINS (2000), a grevilea é utilizada em plantios com a finalidade de produção madeireira, e algumas empresas moveleiras no Noroeste do Estado do Paraná e de São Paulo, a utilizam para produzir alguns tipos de móveis como camas, mesas e cadeiras. Como madeira serrada é considerada de alto potencial para exportação a diversos países (SCHALLENBERGER, 1995).

A grevilea possui raízes proteóides que aumentam a capacidade de captação de água e nutrientes em solos pobres; responde bem a poda dos ramos; sua copa relativamente aberta e suas raízes profundas a tornam menos competitiva com culturas adjacentes (KALIL FILHO et al., 2004). Outra característica interessante desta espécie é em relação à não capacidade de invasão no povoamento de espécies nativas, evitando, desta maneira, a contaminação biológica, que vem sendo um grande problema com algumas espécies exóticas como por exemplo as do gênero *Pinus* (ZILLER, 2000). O mesmo autor evidencia que a grevilea tem sido tradicionalmente empregada como quebra-vento na região sul, não havendo até o presente sinal de dispersão natural.

A exemplo de outras espécies florestais, mesmo dos gêneros *Pinus* e *Eucalyptus*, nas primeiras introduções de grevilea no Brasil, não foi dada importância à base genética das sementes e as mesmas disponíveis no mercado, embora satisfatórias, não tem qualquer controle genético (PEREIRA et al., 1997; FERREIRA; MARTINS, 1998). Uma vez que a grevilea apresenta potencial de crescimento interessante nas condições brasileiras, é necessário desenvolver programas de melhoramento desta espécie (LINS et al., 2001). Na região Sul, inclusive em áreas mais frias, há interesse crescente no plantio de *Grevillea robusta* para a obtenção de lenha e madeira para serraria (ZANON; CARPANEZZI, 1993; KALIL FILHO et al., 2004). Devido à necessidade do estabelecimento de plantios clonais com esta espécie, sua propagação vegetativa e estudos visando o enraizamento de estacas (MARTINS et al., 2004) e miniestacas (BRONDANI; WENDLING, 2006) é imprescindível.

A coleta de sementes de boa qualidade é extremamente difícil, pois as mesmas são expelidas assim que amadurecem e a maturação é irregular. Os viveiristas do Paraná apontam como dificuldades na produção de mudas, o baixo poder germinativo das sementes e certa desuniformidade na germinação (ZANON; CARPANEZZI, 1993; FISCHER, 1998). Neste caso, estudos relacionados à propagação vegetativa podem ser uma alternativa viável para produção de mudas de *Grevillea robusta*. É muito importante a formação de um jardim clonal ou minijardim clonal com indivíduos selecionados ou com sementes selecionadas a partir de cruzamento controlado de *Grevillea robusta* para que seja uma alternativa na produção de mudas de qualidade desta espécie durante todo o ano via propagação vegetativa.

2.2 A propagação vegetativa ou clonal de plantas

A silvicultura clonal tem como ponto de partida a seleção de genótipos superiores para, posteriormente, proceder-se a sua propagação clonal massal. Geralmente, o processo de seleção desses genótipos é realizado na fase adulta, em que o enraizamento de propágulos vegetativos e a formação de mudas é um grande desafio em razão da idade ontogenética do material (WENDLING; XAVIER, 2003).

A propagação vegetativa, clonal ou assexuada, consiste na produção de novos indivíduos a partir de uma única planta doadora. Esta técnica é de grande importância quando se deseja multiplicar um genótipo com alguma característica superior, que é segregada quando propagado por sementes.

Cada planta, individualmente produzida por propagação vegetativa, é geneticamente idêntica à planta matriz, com isso, efetivando a captura de ganhos genéticos obtidos nos programas de melhoramento genético. Este é o motivo principal que justifica sua adoção para produção de mudas (PAIVA et al., 1996). De maneira geral, a propagação vegetativa também é adotada para assegurar maior uniformidade e crescimento das mudas (WENDLING et al., 1999),

podendo também ser útil quando o potencial de germinação das sementes é baixo ou quando o tempo de germinação é muito demorado e não uniforme (HIGA, 1982), para acelerar a produção da madeira e de seus produtos (BERTOLUCCI; PENCHEL, 1991), quando a semente é insumo limitante (XAVIER et al., 2003a), para fixação permanente de um genótipo superior (HARTMANN et al., 1997).

Dentre os tipos de propagação vegetativa desenvolvidos e aplicada a espécies florestais, a estaquia é a técnica mais simples e de maior viabilidade econômica para o estabelecimento de plantios clonais, pois permite, a um menor custo, a multiplicação de genótipos selecionados, em um curto período de tempo (DEL PONTE et al., 2001; ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001b). Entretanto, a estaquia não é viável técnica e economicamente para todas as espécies, pois algumas não têm taxa de enraizamento satisfatória. Por este motivo, outras técnicas como a microestaquia e a miniestaquia foram desenvolvidas, visando otimização do enraizamento (ASSIS, 1996; XAVIER; COMÉRIO, 1996).

2.3 Minijardim clonal

O sistema de minijardim clonal foi implementado no Brasil a partir de 1997, sendo a redução da área e o aumento na produtividade de propágulos vegetativos a grande evolução desse sistema (HIGASHI et al., 2000a). As miniestacas são oriundas de minicepas que ficam alojadas em um determinado tipo de minijardim clonal.

O termo “minijardim clonal”, usado na maioria dos viveiros do país, deve ser preferencialmente adotado em relação a “jardim miniclinal,” para que se forneça uma idéia de extensão menor da área ocupada em relação aos jardins clonais de campo (ALFENAS et al., 2004). Enquanto na estaquia tradicional os jardins clonais ficam instalados a campo e ocupam áreas de dezenas de hectares,

na miniestaquia os minijardins são estabelecidos em espaços menores (ALFENAS et al., 2004).

O estabelecimento do minijardim clonal permite melhor controle nutricional e fitossanitário, erradicação de plantas indesejáveis, que são altamente agressivas e competem por água, nutrientes e luz (ALFENAS et al., 2004). Além disso, reduz custos com transporte de pessoal e material a ser propagado, já que geralmente o minijardim clonal é instalado próximo ao leito de enraizamento (HIGASHI et al., 2000b). Outra vantagem dos minijardins é em relação à prevenção de alguns roedores como lebres, e formigas cortadeiras, que em condições de jardins clonais a campo podem prejudicar a produtividade de brotos.

A montagem do minijardim clonal dependerá dos materiais disponíveis (HIGASHI et al., 2002). Há vários tipos de minijardins clonais, que podem ser formados em tubetes e vasos de diferentes tamanhos, caixas de fibras de vidro de várias formas e dimensões e canaletões de fibro-cimento (HIGASHI, et al., 2002; ALFENAS et al., 2004). Atualmente, este último tem sido o mais adotado por grandes empresas florestais e a areia tem sido o principal substrato utilizado em canaletões, por apresentar a possibilidade de reutilização e ser praticamente inerte (HIGASHI et al., 2002; ALFENAS et al., 2004).

O intervalo entre uma coleta e outra de miniestacas é muito variável. A coleta é sempre realizada de forma seletiva, podendo ser a cada 4-10 dias para *Eucalyptus* spp. O intervalo depende da temperatura, da intensidade luminosa, do fotoperíodo e do tipo de minijardim clonal (ALFENAS et al., 2004). Pode variar, ainda, em função de regiões e da espécie em estudo. HIGASHI et al. (2000a) sugerem que o intervalo entre uma coleta e outra seja entre 15-30 dias, dependendo da estação do ano. Intervalos longos entre uma coleta e outra de miniestacas podem ser interessantes, dependendo da espécie em estudo, pois se reduz o número de intervenções sobre as minicepas, diminuindo o estresse e aumentando a produção de miniestacas (CUNHA et al., 2005).

2.4 Fatores que afetam a propagação vegetativa

Fatores endógenos (juvenilidade, nutrição mineral e hormônios vegetais) e exógenos (umidade, temperatura, luminosidade e substrato) podem afetar diretamente o sucesso da propagação vegetativa de plantas (BONGA, 1982; WENDLING, 1999). Alguns desses fatores já são bem conhecidos e relatados. Porém, outros ainda necessitam de maiores estudos de sua interação na propagação e da fisiologia do processo (TITON, 2001).

A formação de raízes em estacas é um processo anatômico e fisiológico complexo, associado a desdiferenciação e ao redirecionamento do desenvolvimento de células vegetais totipotentes para a formação de meristemas que darão origem a raízes adventícias (HARTMANN et al., 1997). O enraizamento de estacas pode ser influenciado pelo balanço hormonal interno da planta, pela constituição genética da planta matriz e pelas condições nutricionais e hídricas da planta doadora de propágulos vegetativos. Apesar da evolução das técnicas para maximizar o enraizamento das espécies lenhosas, os fundamentos biológicos e fisiológicos da formação de raízes adventícias são pouco conhecidos (ALFENAS et al., 2004).

2.4.1 Juvenilidade dos propágulos

O estado de maturação e a reversão a juvenilidade do material a ser propagado são a chave do sucesso para qualquer programa de propagação vegetativa (HIGASHI et al., 2000b). A maturação do material vegetal em plantas lenhosas, decorrente da transição da fase juvenil para a adulta, tem recebido atenção especial devido às alterações que ocorrem na planta durante seu crescimento (WENDLING; XAVIER, 2003).

As principais diferenças entre a fase juvenil e a adulta durante o desenvolvimento de plantas lenhosas são: o hábito e o vigor de crescimento, a filotaxia, a forma e estrutura da folha, a presença de espinhos, a forma e

desenvolvimento da copa e a capacidade de formação de raízes adventícias, entre outras (GONÇALVES, 1982; HACKETT, 1987).

Um grande impedimento à propagação vegetativa se encontra na maturação dos propágulos vegetativos, o que interfere decisivamente no potencial de enraizamento dos mesmos (BONGA, 1982; WENDLING; XAVIER, 2005a). A palavra maturação se refere às diferentes etapas de crescimento que a planta sofre durante seu desenvolvimento, ou seja, sua idade ontogenética. Para a maioria das plantas, a fase juvenil tende a induzir maior potencial de enraizamento do que a fase adulta, e, ainda, há um gradiente maior de juvenilidade em direção à base das árvores; sendo assim, propágulos vegetativos coletados próximos à base possuem maior capacidade de enraizamento do que os coletados nas regiões intermediárias e estes possuem maior capacidade de enraizamento do que os coletados próximo ao ápice das árvores (BONGA, 1982; ZOBEL; TAUBERT, 1984; HARTMANN et al., 1997; HIGASHI et al., 2000b).

Segundo HARTMANN et al. (1997) a maior juvenilidade da região basal das plantas se deve ao fato de que os propágulos mais próximos da base se formaram em épocas mais próximas à germinação do que o das regiões intermediárias ou apicais. Algumas características, que estão associadas com a juvenilidade, são mantidas nas porções basais de plantas maduras de muitas espécies. Os propágulos mais distantes da região basal apresentam menor juvenilidade do que aqueles mais próximos da mesma (HUANG et al., 1990; WENDLING; XAVIER, 2001). A reversão da fase adulta à fase juvenil é denominada rejuvenescimento e é importante para o sucesso da propagação vegetativa (HIGASHI et al., 2000b).

Outra teoria que tenta explicar o maior grau de juvenilidade na base das árvores está ligada às citocininas. As mesmas são produzidas na raiz e transportadas para a parte aérea das plantas (TAIZ; ZEIGER, 2004) e possuem a capacidade de retardar a senescência foliar (KERBAUY, 2004; TAIZ; ZEIGER, 2004). Sendo assim, a base das plantas está mais próxima à raiz do que a parte aérea podendo ocorrer maior circulação ou acúmulo de citocininas na região da

base das plantas, o que possivelmente explica o maior grau de juvenilidade da base em relação à parte aérea (KERBAUY, 2004; TAIZ; ZEIGER, 2004).

2.4.2 Nutrição mineral

É imprescindível que a planta matriz receba uma nutrição mineral adequada, pois o estado nutricional dos propágulos está diretamente ligado ao enraizamento, sendo um fator determinante para o sucesso da propagação vegetativa (ROSA, 2006). No caso de um minijardim clonal, é importante também para a manutenção e sobrevivência das minicepas durante as sucessivas coletas. Os níveis adequados de nutrientes na planta podem variar de acordo com a espécie ou clone e a idade; assim, muitas vezes, ajustes na solução nutritiva são necessários (MALAVOLTA et al., 1974; ALFENAS et al., 2004).

Para o início da formação dos primórdios radiciais, a estaca necessita de muita energia. Uma das principais fontes de energia que estimulam e dão maior velocidade ao enraizamento são os carboidratos (GOMES, 1987; MALAVASI, 1994). Algumas espécies de difícil enraizamento não enraízam apenas com o auxílio de auxinas aplicadas isoladamente, mas enraízam bem quando fontes de carboidratos como ribose, glicose e sacarose são adicionadas ao substrato (HARTMANN et al., 1997).

Segundo FACHINELLO (1986), propágulos provenientes de plantas com índices baixos de nitrogênio podem enraizar melhor do que aqueles com maiores índices deste nutriente. O enraizamento pode estar ligado diretamente a menores taxas de nitrogênio nas plantas matrizes (HARTMANN et al., 1997). Moderadas deficiências de nitrogênio são mais eficientes no que tange ao enraizamento de estacas do que o excesso. Entretanto, a carência de nitrogênio pode ser prejudicial ao enraizamento, sendo necessário para a formação de ácidos nucléicos e síntese de proteínas (HAISSIG, 1986; HARTMANN et al., 1997). Desta forma, quando se reduz a disponibilidade de nitrogênio, aliado a concentrações adequadas de outros nutrientes minerais nas plantas doadoras de

propágulos vegetativos, estes tendem a enraizar melhor (ASSIS; TEIXEIRA, 1998).

Além do nitrogênio, diversos outros elementos têm sido testados no enraizamento de estacas. O cálcio é essencial nos processos de divisão celular e é importante na promoção de raízes, de modo que sua carência pode interferir negativamente na rizogênese (BLASICH, 1987; ALFENAS et al., 2004). O fósforo tem papel importante em reações que envolvem energia (TAIZ; ZEIGER, 2004). A carência de boro estimula a atividade da AIA oxidase que degrada as auxinas endógenas, com isso diminuindo o nível endógeno de auxinas (KERBAUY, 2004) e conseqüentemente prejudicando o processo de formação de raízes em estacas. O zinco participa na formação do aminoácido triptofano que é o precursor do ácido indol acético (MALAVASI, 1994). O excesso de manganês na solução nutritiva ativa a AIA oxidase, que degrada as auxinas endógenas (BLAZICH, 1987).

De maneira geral, ainda há carência de informações sobre a influência de determinados elementos no enraizamento de estacas. Para se manter o bom estado nutricional da planta matriz ou da minicepa no minijardim clonal e garantir a produção de propágulos vegetativos de qualidade, é importante que a nutrição adotada seja balanceada com macro e micronutrientes e ajustada em função da espécie em estudo.

2.4.3 Reguladores vegetais

Os hormônios vegetais são substâncias produzidas pelas plantas em pequenas quantidades, mas que produzem efeitos significativos nos locais de produção ou em outros locais específicos de ação, sendo responsáveis por muitos, senão todos, os aspectos do crescimento e desenvolvimento vegetal (TAIZ; ZEIGER, 2004). Denomina-se regulador vegetal uma substância sintética que compartilha com os hormônios a maioria de seus efeitos (HINOJOSA, 2000).

Para a formação de raízes adventícias em estacas, é necessária a presença de certos níveis de hormônios naturais na planta, sendo que alguns podem ser mais favoráveis do que outros (BLAZICH, 1987; PAIVA et al., 1996). Há vários grupos dessas substâncias, dentre eles, as auxinas, citocininas, giberelinas, etileno, que podem influenciar diretamente a iniciação de raízes (TAIZ; ZEIGER, 2004). Entretanto, as auxinas possuem maior efeito na rizogênese de estacas, pois são essenciais para a iniciação de raízes adventícias, bem como desempenham um importante papel no estímulo à divisão celular (HARTMANN et al., 1997).

Os reguladores vegetais mais comumente utilizados na propagação vegetativa para indução de raízes adventícias são o ácido indolbutírico (AIB), ácido indolacético (AIA) e o ácido naftalenoacético (ANA) (SARZI; PIVETTA, 2005). Entretanto, na propagação vegetativa, o regulador vegetal mais utilizado, principalmente em espécies de difícil enraizamento, e que proporciona melhores resultados no que tange ao enraizamento de estacas, é o AIB (KRISANTINI et al., 2003), pois não apresenta toxicidade em uma larga faixa de concentração, além de apresentar baixa mobilidade e maior estabilidade química no corpo das estacas (IRITANI; SOARES, 1981; SARZI; PIVETTA, 2005). Além disso, é uma auxina mais estável e menos solúvel que o AIA (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001a). Segundo ALVARENGA e CARVALHO (1983), citado por ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES (2001a), o principal objetivo do uso dos reguladores vegetais em estacas é proporcionar maior porcentagem de enraizamento, maior uniformidade do material, produtividade em curto espaço de tempo e menor permanência da estaca na casa-de-vegetação. Este último ponto é de extrema relevância no aspecto econômico.

No entanto, para que o regulador tenha ação positiva, é necessário que a concentração seja determinada em função da espécie, pois uma concentração baixa, para uma determinada espécie pode surtir resultados insatisfatórios e, quando aplicado em concentração elevada, pode causar efeito tóxico para os tecidos, levando conseqüentemente o propágulo vegetativo à morte (PAIVA; GOMES, 1995). É sempre importante ressaltar que as plantas já possuem uma taxa endógena de hormônios, com isso, é aconselhável que as concentrações dos

reguladores vegetais sejam sempre as mais baixas possível, evitando que os propágulos sejam intoxicados e conseqüentemente venham a morrer.

2.4.4 Umidade do ar

A umidade do ar é um fator de grande importância para o sucesso da implantação de um programa de propagação vegetativa (PAIVA et al., 1996), sendo mais crítica em estacas com folhas (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001a). O efeito da presença e número de folhas em estacas é de grande importância no enraizamento destas, em virtude da produção de auxinas e de outras substâncias que atuam no enraizamento, principalmente, na velocidade do processo e no número de raízes formadas (IRITANI; SOARES, 1982). No entanto, a perda de água pela transpiração pode levar as estacas a morrer antes que se formem as raízes adventícias (SIMÃO, 1971; PAIVA et al., 1996; ASSIS; TEIXEIRA, 1998; ALFENAS et al., 2004).

A falta de raízes impede a absorção de água suficiente, enquanto as folhas intactas e a nova brotação em crescimento continuam a perder água por transpiração (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001a). Desta forma, é necessário que haja controle da umidade no interior da casa-de-vegetação para fornecer umidade suficiente em volta da estaca e na superfície da folha, evitando a desidratação e, conseqüentemente, a morte dela. Entretanto, XAVIER (2002) ressalta que o excesso também é prejudicial, por dificultar as trocas gasosas, propiciar o desenvolvimento de doenças, impedir o enraizamento e provocar a morte dos tecidos.

A umidade relativa no interior da casa-de-vegetação deve ser mantida entre 80 e 90%, para evitar problemas com transpiração, proporcionando assim condições adequadas para o enraizamento das estacas (PAIVA et al., 1996). Essa umidade pode ser obtida pelo sistema de nebulização ou névoa, que é a prática recomendável para espécies vegetais com dificuldades no enraizamento,

permitindo que as estacas enraízem sem que ocorra desidratação (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001a; CALVETE, 2004).

Como vantagens do sistema de nebulização, citam-se a redução na variação da umidade, redução da transpiração, nível adequado de oxigenação no sistema radicial, diminuição de doenças por fungos, diminuição da temperatura do ambiente (CALVETE, 2004). No entanto, em espécies de fácil enraizamento, não é viável a utilização deste sistema, devido ao alto custo de instalação e manutenção.

A qualidade da água que irá irrigar as estacas e seu pH, em torno de neutro, são de extrema importância para o sucesso do enraizamento; o uso de água poluída pode acarretar danos, principalmente pelo ataque de fungos (PAIVA et al., 1996), e pelo desenvolvimento de algas na região do coleto das estacas (WENDLING, 1999).

2.4.5 Temperatura

A temperatura tem função reguladora do metabolismo das estacas e é muito importante na propagação vegetativa, pois induz e controla a formação de raízes adventícias (GOMES et al., 1996). É de extrema relevância que a temperatura no leito de enraizamento seja adequada para fornecer condições de formação, desenvolvimento e crescimento das raízes, como também condições para a sobrevivência das folhas, gemas e estacas, e a variação de temperatura quando possível deve ser evitada, pois é prejudicial para a sobrevivência e enraizamento das estacas (BERTOLOTTI; GONÇALVES, 1980).

No interior da casa-de-vegetação, a temperatura para a sobrevivência e o enraizamento de estacas deve ser mantida acima de 21°C e abaixo de 30°C durante o dia, e durante a noite acima de 15°C. Temperaturas do ar elevadas devem ser evitadas, pois o aumento do metabolismo, além de estimular o desenvolvimento de raízes, pode favorecer a perda de água pelas folhas, levando as estacas ao dessecamento, tendo em vista que perda de água é sempre mais

rápida do que a sua absorção, já que estacas ainda não apresentam sistema radicial (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001a). Sendo assim, é necessário primeiramente que haja a formação de raízes através de um meio artificial, onde se mantenha a temperatura do substrato mais alta que a temperatura ambiente (VALLE; CALDEIRA, 1978), fornecendo uma maior atividade neste local (WENDLING, 1999), gerando desta forma, ambiente ideal para o aparecimento de raízes e, posteriormente, brotações apical e lateral (HARTMANN et al., 1997).

É necessário evitar temperaturas muito baixas do ambiente, pois aumentam o tempo de formação de raízes (WENDLING, 1999). Talvez esse seja um dos maiores problemas enfrentados na propagação vegetativa pois, ao trabalhar com as estacas em recipientes, torna-se extremamente difícil manter uma temperatura maior no substrato em comparação com a do ambiente (GOMES et al., 1996).

Existem sistemas de aquecimento de substrato que podem ajudar a minimizar este problema. Porém, segundo GOMES et al. (1996), praticamente todos estes sistemas apresentam problemas, mesmo que tenham resultados satisfatórios, e não são capazes de aquecer o substrato sem aquecer o ambiente. Também se deve considerar a região em que o experimento é instalado, pois a variação de temperatura é diferente de uma região para outra, dentro de um mesmo país. Por este motivo, é aconselhável que a casa-de-vegetação seja adaptada à realidade climática de cada região.

2.4.6 Luz

Em todas as fases do desenvolvimento vegetal, a luz é muito importante e é o fator ambiental que exerce maior influência sobre todos os estágios de desenvolvimento da planta, sendo imprescindível para que as plantas atinjam sua maturidade fisiológica (FARIAS, 1994; HARTMANN et al., 1997; MORAES NETO; GONÇALVES, 2001). A intensidade luminosa ideal para a sobrevivência

das estacas e rizogênese são variáveis de acordo com a espécie e pode ser determinada apenas com a instalação de um experimento (IRITANI; SOARES, 1982; MOE; ANDERSON, 1988).

A luz fornecida às estacas durante o período de enraizamento é de fundamental importância para que ocorra a rizogênese, cujas necessidades devem ser adequadas para a sobrevivência das estacas e a formação de raízes (XAVIER, 2002). É aconselhável que, nas condições climáticas brasileiras, a luz recebida no interior da casa-de-vegetação no verão seja reduzida com uso de uma tela termorefletora, colocada externamente na parte superior e nas laterais. É possível também usar um sombrite, para evitar a insolação excessiva das estacas (GOMES et al., 1996). A literatura não evidencia com clareza os efeitos de diferentes intensidades luminosas sobre o enraizamento, em razão, principalmente, das condições ambientais específicas de cada experimento (WENDLING, 1999).

2.4.7 Substrato

Para se obter sucesso no enraizamento de propágulos, o substrato adotado é de muita relevância e deve propiciar à estaca condições para a iniciação, desenvolvimento e crescimento da raiz. Substrato é o meio em que as raízes proliferam para fornecer suporte estrutural à parte aérea da planta e também as necessárias quantidades de água, nutrientes e oxigênio (CARNEIRO, 1995). Todos os elementos essenciais absorvidos pelas raízes são derivados dos componentes minerais e orgânicos do substrato (GOMES; SILVA, 2004).

Segundo MARTINEZ; BARBOSA (1999), os substratos, muitas vezes, apresentam características físicas e químicas inadequadas, necessitando ser corrigidos. Características físicas adequadas geralmente são conseguidas através de misturas de diversos materiais, e as químicas, pela adição de corretivos e fertilizantes. Os substratos para a produção de mudas podem ser formados por um único material ou pela combinação de diferentes tipos de materiais, como terra de subsolo, composto orgânico, moinha de carvão, casca de arroz

carbonizada, vermiculita, areia, cama de aviário, esterco de curral curtido, lodo de esgoto, húmus de minhoca, entre outros (WENDLING et al., 2002b).

Nos sistemas de produção de mudas em pequenos recipientes como tubetes, a partir de sementes ou estacas, as características físicas do substrato são fundamentais para um equilíbrio adequado entre os seus constituintes (LOPES, 2004). Os substratos usados na propagação vegetativa devem ter boa porosidade para possibilitar a aeração na estaca, pois o oxigênio é indispensável para atender a respiração durante os processos de indução de calo e emissão de raízes, e ao mesmo tempo armazenar uma certa quantidade de água, suficiente para a emissão e desenvolvimento da raiz (GOMES et al., 1996; SANTOS et al., 2000a; WENDLING et al., 2002a).

Segundo GOMES et al. (1996), os substratos mais usados na propagação vegetativa são vermiculita, casca de arroz carbonizada e composto orgânico. Não há consenso quanto ao melhor, e tal fato deve-se à espécie e às condições de enraizamento em que se trabalha, e esses materiais podem ser usados puros nos leitos de enraizamento, onde, após o sistema radicial ter sido iniciado, as mudas podem ser transplantadas para substratos com maior fertilidade e melhor poder de agregação (WENDLING et al., 2002b).

A vermiculita é um mineral de argila com boa disponibilidade de Mg (GONÇALVES; POGGIANI 1996) e Fe, é praticamente inerte, de estrutura variável, muito leve, e com boa capacidade de retenção de água (VIEIRA, 1975 citado por GOMES; SILVA, 2004).

A casca de arroz carbonizada é um produto obtido de um processo simples de carbonização da casca de arroz, que é extremamente leve, de alta porosidade e baixa capacidade de retenção de água. Na propagação vegetativa, a casca de arroz carbonizada pode ser utilizada pura na fase inicial de enraizamento. Após o enraizamento, as mudas devem ser transplantadas para um substrato com melhores características físicas e nutricionais (WENDLING, 2002b; PIMENTA, 2003). No entanto, é aconselhável a utilização deste substrato sempre misturado com outro elemento, pois o transplante da muda enraizada para outro substrato

pode acarretar danos ao sistema radicial, o que conseqüentemente pode influenciar no desenvolvimento da muda.

O composto orgânico é uma das principais fontes de matéria orgânica para ser usado na formulação de um substrato adequado. Ele proporciona vários benefícios: estimula a proliferação de microorganismos úteis, aumenta a capacidade de retenção de água e nutrientes, melhora o desenvolvimento radicial, entre outros. Os materiais utilizados para o preparo do composto orgânico podem ser os mais variados, como diferentes tipos de esterco, restos de comida, casca de árvores, folhagens em geral, bem como, qualquer outro resto de cultura disponível (WENDLING, 2002b).

Em nível experimental, quando possível, é recomendada a utilização de composto orgânico com composição definida para maior controle e segurança dos resultados, fornecendo ao experimento maior confiabilidade. Os substratos comerciais são recomendados para instalação de experimentos, pois possuem a característica citada acima e os mesmos vêm sendo comumente utilizados como substrato no enraizamento de plantas (MACHADO et al., 2000; PIMENTA, 2003).

2.5 Propagação vegetativa por miniestaquia

Com base no rejuvenescimento de clones por meio da micropropagação, foi desenvolvida a técnica de microestaquia, buscando aproveitar ao máximo a juvenilidade dos propágulos vegetativos e visando maximizar o enraizamento das microestacas no processo de propagação clonal (XAVIER; COMÉRIO, 1996). Nesse processo, o laboratório de micropropagação funciona como local de rejuvenescimento de clones selecionados. A instalação e manutenção de um laboratório de micropropagação são caros e a técnica de miniestaquia surgiu da limitação da microestaquia, no que tange aos aspectos técnicos e econômicos (COMÉRIO et al., 1996; XAVIER et al., 2001).

Basicamente, a diferença entre microestaquia e miniestaquia consiste na origem do material que compõe o jardim clonal, ou seja, a microestaquia é uma técnica em que os brotos vêm da micropropagação, são enraizados *in vitro* (em laboratório) ou *ex vitro* (em casa-de-vegetação) e, posteriormente, formam o microjardim clonal. Cada planta deste microjardim é chamada de microcepa e é fornecedora dos propágulos vegetativos que são chamados de microestacas. Na miniestaquia o material pode ser oriundo da estaquia convencional ou a partir de sementes. Cada planta que compõe o minijardim clonal é chamada de minicepa e os propágulos que esta fornece de miniestacas.

A técnica de miniestaquia foi desenvolvida no Brasil para o gênero *Eucalyptus*, devido a limitações apresentadas por outras técnicas de propagação vegetativa para este gênero (DEL PONTE et al., 2001). Consiste na utilização de brotações de plantas propagadas pelo método da estaquia convencional ou a partir de sementes como fontes de propágulos vegetativos, formando o minijardim clonal que pode se localizar em tubetes sobre bandejas metálicas (WENDLING, 1999; SANTOS et al., 2000b), vasos, canaletões e outros.

Segundo WENDLING (2003) a clonagem comercial de material obtido a partir de sementes, é uma ferramenta potencial para obtenção de melhorias da qualidade do produto final obtido pois, mesmo que não se tenha certeza do genótipo a ser multiplicado, têm-se estimativas de superioridade dos progenitores, bem como uma maior uniformidade dos plantios obtidos. Além disso, é importante para o estabelecimento da técnica de miniestaquia visando à clonagem de material adulto.

A propagação vegetativa por miniestaquia de *Eucalyptus* realiza-se nas seguintes etapas: a origem do material que fornece os propágulos vegetativos chamados de miniestacas pode ser pela estaquia convencional ou a partir de sementes, em seguida faz-se a poda do ápice da muda, deixando pelo menos dois pares de folhas e, em intervalos de 10 a 25 dias (que pode sofrer variação em função da época do ano, do clone/espécie, das condições nutricionais, entre outras), a minicepa emite novas brotações, que são coletadas. Recomenda-se que a coleta das miniestacas seja realizada de forma seletiva, colhendo-se todas

aquelas que se enquadram nos padrões de miniestacas, ou seja, de 3 a 5 cm de comprimento. Para a confecção, é recomendável deixar de um a dois pares de folhas reduzidas à metade, e, finalmente, as miniestacas são postas para enraizar em casa de vegetação (WENDLING et al., 1999; XAVIER et al., 2001).

Para o enraizamento e a formação das mudas, as miniestacas são colocadas em casa-de-vegetação (permanência de 15 – 30 dias), seguindo posteriormente para casa-de-sombra (permanência de 10 – 15 dias), para aclimação e, finalmente, para pleno sol, onde serão rustificadas para posterior plantio comercial. Os períodos de permanência das miniestacas em casa-de-vegetação, conforme descrito anteriormente, podem depender da época do ano, do clone/espécie envolvido e do estado nutricional das miniestacas (WENDLING, 1999). Depois da realização deste ciclo, as miniestacas serão mudas prontas, podendo ter duas finalidades: reiniciar o processo de miniestaquia a partir desta miniestaca enraizada (muda pronta) ou a muda pode ir para plantio a campo.

Em comparação com a técnica de estaquia convencional, a miniestaquia apresenta uma série de vantagens: eliminação do jardim clonal de campo; maior facilidade no controle de patógenos, bem como, das condições nutricionais e hídricas no minijardim clonal; maior produtividade, uma vez que as operações de manejo do minijardim clonal, coleta e confecção de miniestacas são mais fáceis e rápidas de serem executadas; maior produção de propágulos (miniestacas) por unidade de área e em menor unidade de tempo; a necessidade de menores concentrações de reguladores de crescimento vegetal e, em alguns casos, até a sua exclusão completa; a coleta de miniestacas pode ser realizada em qualquer horário do dia; possibilidade na redução do tempo de formação da muda no viveiro, devido ao menor tempo de permanência para enraizamento (XAVIER; WENDLING, 1998; WENDLING; SOUZA JUNIOR, 2003).

Em termos de desvantagens da miniestaquia em relação à estaquia convencional, pode-se citar: a maior sensibilidade das miniestacas às condições ambientais; a necessidade de maior rapidez entre a coleta dos propágulos no

minijardim clonal e a sua estaquia em casa de vegetação (XAVIER; WENDLING; 1998; WENDLING; SOUZA JUNIOR, 2003).

3 MATERIAL E MÉTODOS

Para a realização dos experimentos, as seguintes definições foram adotadas e adaptadas de XAVIER; WENDLING (1998).

- Minicepa: muda oriunda de semente, que recebeu a poda do ápice em torno de 5 cm acima do coleto e que, no intervalo de 20 a 30 dias, emite brotações que são coletadas para o enraizamento.
- Miniestaca: brotação da minicepa coletada e preparada com tamanho entre 3 e 5 cm, contendo um par de folhas reduzidas à metade, para enraizamento em casa-de-vegetação.
- Minijardim clonal: conjunto de minicepas, acondicionadas em tubetes e em canaletão de fibro-cimento, em condições de estufa de polietileno, nas quais são coletadas as miniestacas para o processo de miniestaquia.

3.1 Experimento com os minijardins clonais

3.1.1 Formação dos minijardins clonais

Dois tipos de minijardins clonais foram comparados: em sistema de tubete de 110 cm³ (Anexo 1A) e canaletão de fibro-cimento (Anexo 1B). As mudas utilizadas para a formação dos minijardins foram produzidas a partir de sementes de *Grevillea robusta*, as quais estavam rustificadas, prontas para o plantio a campo, com quatro meses de idade e aproximadamente 12 cm de altura. Para ambos os sistemas de minijardins as mudas tiveram a parte aérea podada com o fito de formar as minicepas e, posteriormente, os minijardins clonais.

A poda foi realizada a 5 cm da base da muda, sendo deixado um par de folhas remanescentes por minicepa, para diminuir o estresse causado pela poda e

facilitar a iniciação de brotações. O experimento foi conduzido no Laboratório de Propagação de Plantas da Embrapa Florestas. O sistema de tubetes teve início em 27/12/05 e término em 28/12/06, contemplando as quatro estações do ano. O sistema de canaletão em areia teve início em 27/03/06 e término em 11/12/06, ficando ausente à estação do verão.

3.1.2 Leito e substratos

Os minijardins clonais foram instalados em estufa, coberta por polietileno fixo na parte superior (no teto) e retrátil nas laterais. Em dias quentes as laterais eram abertas, para evitar temperaturas muito altas no interior da estrutura.

As minicepas do sistema de tubete ficaram em bandejas numa área total de 0,77 m². No canaletão as minicepas foram plantadas diretamente no sistema, ocupando uma área total de 1,39 m².

No sistema de tubetes o substrato utilizado foi formado pela mistura de substrato comercial (Plantmax[®]) (70%) e vermiculita de granulometria média (30%). No sistema de canaletão de fibro-cimento o substrato utilizado foi areia média.

3.1.3 Controle fitossanitário

Durante a condução do experimento se optou em fazer aplicação de fungicidas apenas de forma curativa. Sendo assim, foi feita a aplicação intercalada uma única vez do fungicida Rovral[®] (1ml L⁻¹) e Cercobin[®] (1g L⁻¹) no sistema de canaletão, devido a ocorrência do fungo *Botrytis cinerea*, durante a 8ª coleta. No sistema de tubetes não houve aplicação de fungicidas devido a não ocorrência de fungos.

3.1.4 Nutrição mineral

A nutrição mineral das minicepas foi feita com a seguinte formulação: monoamônio fosfato 65 mg L⁻¹, sulfato de magnésio 400 mg L⁻¹, nitrato de potássio 440 mg L⁻¹, sulfato de amônio 200 mg L⁻¹, cloreto de cálcio 395,5 mg L⁻¹, sulfato de potássio 70 mg L⁻¹, ácido bórico 2,88 mg L⁻¹, sulfato de manganês 3,7 mg L⁻¹, molibdato de sódio 0,18 mg L⁻¹, sulfato de zinco 0,74 mg L⁻¹ e hidroferro 81,8 mg L⁻¹. No sistema de tubete a aplicação da solução foi feita uma vez por semana, em que cada minicepa recebeu 6 ml e para o sistema de canaletão foi aplicado 5 L m² por dia da mesma solução.

3.1.5 Delineamento, avaliações e análise estatística

Tanto para o sistema de tubetes como para o de canaletão, o experimento foi constituído por 120 minicepas, dispostas em delineamento inteiramente casualizado, com seis repetições e 20 minicepas por repetição.

As avaliações foram compostas pela sobrevivência das minicepas, produção de miniestacas por minicepa e por metro quadrado, em 15 coletas sucessivas. Os dados de sobrevivência das minicepas para ambos os sistemas de minijardins clonais não foram submetidos à análise de variância, devido à homogeneidade dos dados para esta variável.

Os dados de produção de miniestacas foram submetidos à análise de variância e as médias posteriormente comparadas pelo teste Tukey, a 5% de probabilidade.

3.1.6 Coleta das miniestacas

A coleta de miniestacas foi realizada de forma seletiva e visual, ou seja, quando a maioria das minicepas apresentava miniestacas entre 3-5 cm era feita a coleta. Sendo assim, os intervalos entre coletas não foram sempre os mesmos.

3.2 Efeito do ácido indolbutírico (AIB) no enraizamento

3.2.1 Material experimental e local de realização

Para a realização deste experimento, utilizou-se mudas produzidas a partir de sementes de *Grevillea robusta* que germinaram e cresceram em tubetes plásticos de 110 cm³ contendo como substrato a mistura do substrato comercial Plantmax[®] (70%) e vermiculita de granulometria média (30%), produzido pelo viveiro florestal da *Embrapa Florestas*. O experimento foi conduzido no setor de Propagação de Plantas da *Embrapa Florestas*, tendo início em 04/01/06 e término em 20/02/06.

3.2.2 Coleta, confecção e transporte das miniestacas

A primeira coleta de miniestacas (C1) foi efetuada em 04/01/06. Foram coletadas todas as brotações que apresentavam tamanho suficiente para serem utilizadas como miniestacas, ou seja, maior que 3 cm. A segunda coleta (C2) foi realizada em 25/01/06, sendo ambas as coletas utilizadas no experimento de enraizamento com o ácido indolbutírico (AIB).

Imediatamente após serem coletadas e preparadas, as miniestacas foram acondicionadas em caixas de isopor contendo água fria. O período entre a

confeção das miniestacas e o estaqueamento destas no substrato, dentro da casa-de-vegetação, foi sempre o mais reduzido possível, com o objetivo de evitar a perda de turgor e a oxidação da base das miniestacas.

No momento do preparo, as miniestacas foram padronizadas para estaqueamento e confeccionadas com tamanho de 4 cm, contendo um par de folhas, sendo estas reduzidas à metade de seu tamanho original. No Anexo 2 é apresentado o processo utilizado para miniestaquia de *Grevillea robusta*.

3.2.3 Tratamento com AIB

Com o objetivo de avaliar o efeito da aplicação exógena do ácido indolbutírico (AIB) no enraizamento das miniestacas, foram utilizadas quatro concentrações (0; 1000; 2000 e 4000 mg L⁻¹). O AIB foi dissolvido em solução alcoólica (álcool comercial) a 50% e completado com água destilada. Antes de serem colocadas no substrato, as miniestacas tiveram a base mergulhada no regulador vegetal por um período de 10 segundos.

3.2.4 Enraizamento das miniestacas

Esta etapa do experimento foi feita no verão, sendo repetida duas vezes na mesma estação com duas coletas (C1: 04/01/06 e C2: 25/01/06). O substrato utilizado foi composto pela mistura de casca de arroz carbonizada, vermiculita de granulometria média e substrato comercial Plantmax[®] na proporção 1:1:1, colocado em tubetes de 55 cm³.

A umidade relativa do ar no interior da casa-de-vegetação foi mantida acima de 80%, por meio de um sistema de nebulização controlado por timer e umidostato. A temperatura foi mantida entre 22 e 28°C, por meio de um sistema

automático de resfriamento com dois ventiladores, instalados na parte traseira da casa-de-vegetação e uma cascata corrente de água, instalada na entrada da mesma, que eram acionados sempre que a temperatura chegava a 29°C.

A irrigação das miniestacas foi realizada por um sistema de nebulização que era acionado sempre que a umidade no interior da casa-de-vegetação ficava a menos de 84%. A luminosidade no interior da casa-de-vegetação foi reduzida em 50% por meio de uma tela termorefletora aluminet, colocada externamente na parte superior e nas paredes laterais da estufa.

Durante o período de permanência das miniestacas na casa de vegetação, não houve necessidade de controle fitossanitário. As miniestacas permaneceram em casa-de-vegetação por 25 dias.

3.2.5 Delineamento, avaliações e análise estatística

As avaliações do efeito da aplicação do AIB consistiram de:

- porcentagem de enraizamento na saída da casa-de-vegetação;
- comprimento da maior raiz;
- número de raízes por miniestaca;
- comprimento total das raízes.

O comprimento total das raízes foi medido pelo aparelho Win Rhizo no laboratório de Fitotecnia no Setor de Ciências Agrárias da Universidade Federal do Paraná. O delineamento experimental utilizado foi inteiramente casualizado, com quatro concentrações do AIB, cinco repetições, sendo cada parcela constituída por 10 miniestacas. Para análise estatística, os dados que não apresentaram distribuição normal pelo teste de Lilliefors foram transformados por $\text{Log}(x)$ e $\sqrt{x+10}$, e posteriormente submetidos à análise de variância. Em seguida, foi realizada análise de regressão polinomial para as todas as variáveis estudadas em função dos tratamentos com AIB.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Tipos de minijardins clonais

4.1.1 Sobrevivência das minicepas

A sobrevivência das minicepas foi satisfatória para os dois sistemas de minijardins clonais. Para o sistema de tubetes, a sobrevivência foi de 100% durante toda a condução do experimento, já para o sistema de canaletão houve a morte de apenas uma minicepa na coleta 11. Este resultado, para ambos os sistemas de minijardins, indica que o manejo e nutrição mineral foram eficientes durante as 15 coletas sucessivas. HARTMANN et al. (1997) afirmam que a nutrição é muito importante para a manutenção e vigor da planta fornecedora de propágulos vegetativos, sendo um dos principais fatores que afetam a propagação vegetativa.

A sobrevivência elevada (acima de 90%) de minicepas é comum nos minijardins clonais para a maioria das espécies, quando se realiza um manejo adequado das minicepas aliado a uma nutrição mineral eficiente. Os dados do presente estudo concordam com a literatura.

WENDLING et al. (2000) trabalharam com diversos clones de *Eucalyptus*, em que a sobrevivência média das minicepas foi de 98% após cinco coletas em sistema de tubete. XAVIER et al. (2003b), com *Cedrella fissilis*, após quatro coletas em sistema de tubete e WENDLING; SOUZA JUNIOR (2003), com *Ilex paraguariensis*, após seis coletas em sistema de saco plástico, observaram 100% de sobrevivência das minicepas. CUNHA et al. (2005) ao trabalharem com *Eucalyptus benthamii*, após cinco coletas, obtiveram 88 e 100% de sobrevivência nos sistemas de canaletão e tubete, respectivamente. FERRIANI (2006), após cinco coletas em sistema de vaso, obteve 97,7% de

sobrevivência das minicepas com *Piptocarpha angustifolia.*). No caso de *Eucalyptus dunnii*, ROSA (2006) observou 100% de sobrevivência das minicepas após 15 coletas em sistema de tubete.

4.1.2 Análise de variância da produtividade das minicepas para os dois sistemas de minijardins

Os resultados da análise de variância para a produção de miniestacas no sistema de tubetes e canaletão se encontram na Tabela 1. As fontes de variação tiveram efeito significativo em relação à produtividade das minicepas em ambos os sistemas de minijardins. Em relação à interação entre as coletas e os sistemas de minijardins tubete e canaletão, a mesma foi significativa, indicando a dependência entre os sistemas de minijardins clonais testados e as coletas de miniestacas.

TABELA 1 - Resultados da análise de variância da produção de miniestacas por minicepa (PRODMC) de *Grevillea robusta* para os sistemas de tubete e canaletão.

FV	GL	Quadrado Médio
		PRODMC
Sistema	1	31.205,00*
Coletas (Col)	14	598,64*
Sistema x Col	14	1.071,14*
Resíduo	150	23,51
Média geral	-	47,66
CV _{exp.} (%)	-	10,17

*Significativo a 1% de probabilidade.

4.1.3 Intervalo entre as coletas nos sistemas de tubete e canaletão

A média de intervalo entre as 15 coletas sucessivas para o sistema de tubete foi de 25 dias (Tabela 2). Esta média está um pouco acima da encontrada para o gênero *Eucalyptus*. WENDLING (1999), ao trabalhar com *Eucalyptus* spp obteve intervalos de 20 dias entre as coletas. TITON et al. (2003b) realizaram coletas em intervalos de 11 dias com *Eucalyptus grandis*. ROSA (2006) para minicepas de *Eucalyptus dunnii* obteve média de 23 dias entre as coletas.

A média de intervalo entre as 15 sucessivas coletas em minicepas de *Grevillea robusta* para o sistema de canaletão foi de 20 dias (Tabela 2). Foram necessários 35 dias para a realização da 1ª coleta, já na 6ª coleta 12 dias. A variação no intervalo entre coletas é comumente observada em sistemas de minijardins clonais e pode variar em função do tipo de minijardim clonal, temperatura, intensidade luminosa, espécie em estudo e nutrição mineral específica (HIGASHI et al., 2002). O intervalo médio de 20 dias entre as coletas foi superior aos valores encontrados por CUNHA et al. (2003) que relataram intervalos de 15 dias entre as coletas com minicepas de *Erythrina falcata* e WENDLING; XAVIER (2005 a e b) que encontraram 8 dias de intervalo para *Eucalyptus grandis*. Esta diferença possivelmente foi em função da espécie em estudo e nutrição mineral específica. Este intervalo de 20 dias foi menor que o relatado por CUNHA et al. (2005) que, no mesmo sistema de minijardim clonal obteve intervalos de 25 a 30 dias para *Eucalyptus benthamii*.

O intervalo de 25 dias no sistema de tubete está dentro das médias descritas na literatura para outras espécies. XAVIER et al. (2003b) utilizaram minicepas de *Cedrella fissilis* com intervalo de 30 dias entre uma coleta e outra. WENDLING; SOUZA JUNIOR (2003), ao trabalharem com minicepas de *Ilex paraguariensis* obtiveram intervalos de 35 dias entre as coletas. FERRIANI (2006) também obteve intervalos de 35 dias entre as coletas em minicepas de *Piptocarpha angustifolia*.

TABELA 2 - Média da produção de miniestacas por minicepa de *Grevillea robusta* por coleta (PRODMC) nos sistemas de tubete (PRODT) e canaletão (PRODC) e por metro quadrado (PRODM²) nos sistemas de tubete (PRODTM²) e canaletão (PRODCM²) nas 15 coletas.

PRODMC												
Coleta												
(intervalo entre as coletas)												
	1 ^a	2 ^a	3 ^a	4 ^a	5 ^a	6 ^a	7 ^a	8 ^a	9 ^a	10 ^a	11 ^a	12
PRODT	1,7aAB (29)	1,8aAB (22)	2,0aA (21)	2,0bA (22)	1,9bAB (22)	1,7bAB (18)	1,8bAB (20)	1,9aAB (26)	1,7bAB (35)	1,5bAB (37)	1,5bAB (33)	1,4l (3)
PRODC	2,0aF (35)	1,9aF (26)	2,1aEF (21)	2,5aDE (25)	2,8aCD (20)	2,8aCD (12)	2,9aCD (15)	2,0aF (15)	3,2aBC (28)	3,6aAB (28)	4,1aA (19)	3,9; (14)
PRODM ²												
PRODTM ²	259,6	273,9	310,2	311,5	298,5	263,5	276,5	293,4	271,3	236,2	225,9	219
PRODCM ²	174,5	164,4	183,9	219,9	241,5	240,1	251,6	172,3	277,6	317,3	350,4	334

Médias seguidas da mesma letra minúscula na coluna entre os tratamentos e maiúsculas na linha entre as coletas não diferem entre si pelo teste de Tukey, a 5% de probabilidade.

De maneira geral, o intervalo entre coletas no minijardim clonal em sistema de tubetes é muito variável. Mesmo dentro do gênero *Eucalyptus* o intervalo pode variar entre 11 e 23 dias. A maneira ideal de determinar o tempo ótimo entre uma coleta e outra para este sistema de minijardim clonal é de forma visual, ou seja, sempre que as miniestacas estiverem com tamanho acima de 3 cm, este será o momento ideal de se fazer à coleta, que deve ser feita de forma seletiva.

CUNHA et al. (2005) sugerem que intervalos de 25 a 30 dias em sistemas de tubete e canaletão podem vir a ser interessantes uma vez que o número de intervenções com as minicepas é reduzido, com isso diminui o estresse e o consumo de mão-de-obra na produção de mudas é menor. Vale salientar que para algumas espécies não é possível diminuir este intervalo, pois as mesmas precisam de grandes intervalos para formar novas brotações aptas a serem usadas na miniestaquia, como observado para as minicepas de *Grevillea robusta*.

É importante ressaltar que é necessário realizar novas pesquisas de maneira a reduzir a média de intervalo de 20 dias no sistema de tubete e 25 dias no sistema de canaletão entre as coletas de miniestacas de *Grevillea robusta*. Pode-se estudar o efeito da temperatura e da luz no ambiente das minicepas, outros tipos de minijardim clonal, o tipo de substrato e a nutrição mineral específica para as minicepas da espécie em estudo, visando à produção de propágulos vegetativos para serem utilizados na miniestaquia.

4.1.4 Produtividade das minicepas no sistema de tubete e canaletão

Em relação à produção de miniestacas por minicepa no sistema de tubete, a Tabela 2 permite visualizar que não houve diferença significativa exceto na 12^a coleta. A menor produção de miniestacas foi de 1,4 que foi observada na 12^a coleta, e esta mesma foi à única que se apresentou inferior estatisticamente em relação às demais coletas.

A Tabela 2 denota a homogeneidade ocorrida na produção de miniestacas no sistema de tubete, com valores que variaram de 1,4 a 2,0. Da 1ª a 3ª coleta (C) ocorreu uma tendência no aumento da produção, mas a partir da 4ª até a 6ª C a produção sofre um pequeno decréscimo, voltando a aumentar na 7ª e 8ª C. Da 9ª até a 12ª C ocorre novamente um decréscimo na produção. A partir da 13ª até a 15ª C ocorre uma tendência positiva no incremento da produção de miniestacas.

No sistema em canaletão (Tabela 2), é possível observar a grande heterogeneidade entre as médias de produção de miniestacas por minicepa de *Grevillea robusta*, que variaram de 1,9 a 4,1. Nota-se também, uma produção de brotações estatisticamente crescente a partir da 2ª coleta até a 10ª na produção de brotações, exceto na 8ª coleta, em que houve um pequeno decréscimo. A diferença entre uma coleta e outra, em relação à produção, pode ocorrer em sistemas de minijardins, e é chamada de tendência cíclica na produtividade das minicepas (WENDLING, 1999). Este efeito cíclico também foi observado por TITON (2001); XAVIER et al. (2003b); FERRIANI (2006) e ROSA (2006), com *Eucalyptus grandis*, *Cedrella fissilis*, *Piptocarpha angustifolia* e *Eucalyptus dunnii*, respectivamente.

No sistema de canaletão (Tabela 2) a partir da 10ª coleta até o final do experimento não houve diferença significativa entre as médias de produção de brotações, denotando que se o experimento continuasse, a produção provavelmente se manteria no mesmo patamar. A não-exaustão das minicepas indica que o manejo e a nutrição mineral, aliados ao tipo de minijardim clonal, foram eficientes na produção de novas brotações. Esse resultado é diferente dos relatados por TITON (2001) e WENDLING (2002), que constataram decréscimo na produção de miniestacas a partir da 7ª coleta com espécies do gênero *Eucalyptus*, atribuindo o fato à condição nutricional e ao princípio de exaustão das minicepas.

Durante a 8ª coleta foi observada a presença de fungos no sistema de canaletão da espécie *Botrytis cinerea*, o que, conseqüentemente, afetou a produção de brotações nessa coleta. No sistema de minijardim clonal em canaletão, as vezes ocorre o aparecimento de patógenos, devido ao adensamento

entre as minicepas (ALFENAS et al. 2004). Já no sistema de tubete não houve o aparecimento de fungos.

A média geral da produção de miniestacas por minicepa igual a 1,7 no sistema de tubete, se encontra abaixo dos resultados observados por TITON et al. (2003b) para *Eucalyptus grandis*; por CUNHA et al. (2005) para *Eucalyptus benthamii* e por ROSA (2006) para *Eucalyptus dunnii*, que obtiveram a produção de 7,5; 4,1 e 2,8 miniestacas por minicepa, respectivamente, neste sistema de minijardim. Analisando a produção deste gênero, nota-se que ocorre uma grande variação entre a menor e a maior produção dos propágulos vegetativos (2,8 a 7,5), o que pode ser devido ao manejo adotado e às condições climáticas do local da produção. Porém este valor médio de produção é superior aos resultados observados por XAVIER et al. (2003 a e b) com produção de 1,2 a 1,3 miniestacas por minicepa de *Cedrella fissilis* e próximos aos relatados por WENDLING; SOUZA JUNIOR (2003), que obtiveram produção de 2,2 miniestacas por minicepa de *Ilex paraguariensis*.

A média geral das 15 coletas sucessivas de 3,0 miniestacas por minicepa no sistema de canaletão é inferior a encontrada por WENDLING (2002) e por CUNHA et al. (2005), que obtiveram produção de 5,6 e 8,1 para *Eucalyptus grandis* e *Eucalyptus benthamii*, respectivamente. Esta diferença de produção deve ser em função da espécie em estudo e da nutrição mineral específica. HIGASHI et al. (2002) relataram que para uma boa produção de miniestacas, é imprescindível uma nutrição mineral adaptada à espécie em estudo. Entretanto, esta mesma média de produção (3,0) foi superior ao relatado por CUNHA et al. (2003), que obtiveram média de 2,5 miniestacas por minicepa ao trabalharem com *Erythrina falcata* no sistema de canaletão. Esta diferença de produção entre diferentes espécies, conforme apresentado, é comum em sistemas de minijardim clonal, até mesmo dentro de clones da mesma espécie (WENDLING, 2002). Este último autor observou, para clones de *Eucalyptus grandis* variações de 3,0 a 9,2 miniestacas por minicepas no sistema de canaletão.

FERRIANI (2006) obteve produção média de 1,9 miniestacas por minicepa de *Piptocarpha angustifolia*. Entretanto, este último autor trabalhou

com recipientes de 1700 cm³, ou seja, 15 vezes maiores do que o recipiente do presente estudo, que naturalmente pode armazenar maior quantidade de substrato. Mesmo assim, sua produção foi apenas um pouco mais elevada do que a produção de miniestacas de *Grevillea robusta* (1,7). Esta ligeira diferença, pode ser dividida a nutrição mineral e principalmente da espécie em estudo. Geralmente, o aumento na quantidade de substrato no leito das minicepas pode incrementar a produção de brotações (FERRIANI, 2006), mas deve-se considerar que a diferença foi muito pequena entre a produção de miniestacas entre estas duas espécies, denotando a complexidade e a necessidade de mais estudos para o estabelecimento de um minijardim clonal para as diferentes espécies em função à produção de propágulos vegetativos.

A produtividade média das minicepas por metro quadrado no sistema de tubete (Tabela 2) ao ano foi de 4029 miniestacas. Em comparação ao gênero *Eucalyptus*, esse valor é considerado baixo para este sistema de minijardim clonal, visto que neste a produção de miniestacas pode variar de 7488 a 25.500 miniestacas por metro quadrado ao ano, para diferentes espécies e híbridos de *Eucalyptus* (ALFENAS et al., 2004). No sistema de canaletão a produtividade por metro quadrado foi de 3.935 que é inferior aos padrões relatados por ALFENAS et al. (2004) com valores que variam de 9.762 a 41.480 para *Eucalyptus*. No entanto, é importante ressaltar que no presente estudo não foi possível completar o ciclo anual de coletas (27/03/06 até 11/12/06) para uma avaliação mais precisa, o que conseqüentemente afetou a produção de miniestacas no quesito produção por metro quadrado.

WENDLING (1999) relatou que algumas vezes pode ocorrer uma ligeira queda na produção de miniestacas entre as coletas, devido à condição nutricional e ao princípio de exaustão das minicepas. TITON (2001) observou em *Eucalyptus grandis* uma tendência de diminuição da produção de miniestacas a partir da 7ª coleta e atribuiu este acontecimento aos fatos relatados (exaustão das minicepas) por WENDLING (1999).

Entretanto, esta hipótese não deve ser aceita para toda as espécies, e não se aplica para o presente estudo com minicepas de *Grevillea robusta*, já que as

mesmas no sistema de tubete denotaram uma tendência positiva a partir da 13^a coleta. A última coleta (15^a) teve produtividade semelhante e até mesmo superior para quase todas as coletas, exceto 3^a, 4^a, 5^a e 8^a, demonstrando a não-exaustão das minicepas com o decorrer das coletas. De forma similar, se comportou o sistema em canaletão, em que não foi observada a exaustão das minicepas a cada nova coleta. A mesma tendência da não exaustão das minicepas, também foi observado por TITON (2003b); WENDLING; SOUZA JUNIOR (2003); CUNHA et al. (2005), com *Eucalyptus grandis*, *Ilex paraguariensis* e *Eucalyptus benthamii*, respectivamente.

Convém ressaltar que a produção em ambos os sistemas de minijardim poderá ser incrementada com estudos futuros, especialmente no que tange a nutrição mineral específica para as minicepas de *Grevillea robusta*, pois os nutrientes necessários para o desenvolvimento são os mesmos para todas as espécies, mas as quantidades são diferentes dentro de cada espécie (HIGASHI et al., 2002). Além disso, pode ser estudado o efeito da temperatura e luz no ambiente das minicepas, outros tipos de minijardim clonal e substrato. Deve-se considerar que este trabalho é pioneiro com esta espécie e que é importante aumentar a produção de miniestacas para qualquer espécie, independentemente do tipo de minijardim clonal, já que essa produção está diretamente relacionada à maior produção de biomassa (ROSA, 2006).

A Figura 1 apresenta a produção total de miniestacas por minicepa em função da época do ano no sistema de tubete.

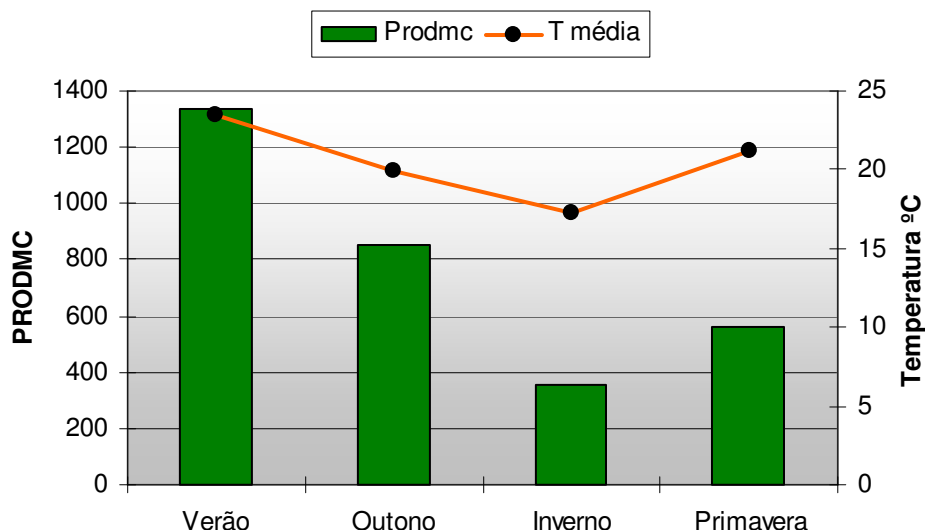


FIGURA 1 - Produção total de miniestacas por minicepa (PRODMC) de *Grevillea robusta* em função da época do ano e da temperatura em sistema de tubete.

A produção de miniestacas variou em função das quatro estações do ano, com 1339, 851, 356 e 558 miniestacas para o verão, outono, inverno e primavera, respectivamente (Figura 1). Estes resultados corroboram os de ROSA (2006), para *Eucalyptus dunnii*, exceto nas estações inverno/primavera em que o autor consegue melhor produção de miniestacas no inverno em relação à primavera.

O número de coletas realizadas em cada estação do ano também sofreu variação. No verão foi possível realizar 6 coletas, no outono 4, no inverno 2 e na primavera 3. Estes resultados estão de acordo com os de ROSA (2006), exceto novamente nas estações inverno/primavera, em que o autor realizou mais coletas no inverno do que na primavera.

A variação ocorrida na produção de miniestacas por minicepa e número de coletas realizadas nas quatro estações do ano pode estar relacionada com a temperatura no ambiente das minicepas, onde o experimento foi conduzido, sendo que no presente estudo, a temperatura na primavera foi maior do que no inverno, enquanto que no trabalho de ROSA (2006) houve maior temperatura no inverno do que na primavera.

Observando a Figura 1, nota-se que a temperatura na primavera foi maior do que no outono, mas tanto a produção de miniestacas e número de coletas foram inferiores na primavera. A diferença na produção de miniestacas e número de coletas variam notadamente, em função da temperatura (BERTOLOTTI; GONÇALVES, 1980; XAVIER, 2002). Entretanto, o manejo no minijardim clonal (WENDLING et al., 1999), aliado à nutrição mineral específica para cada espécie, também pode influenciar estes quesitos (HIGASHI et al., 2002).

A Figura 2 mostra a produtividade total das minicepas, em função da época do ano, nas estações de outono, inverno e primavera no sistema de canaletão.

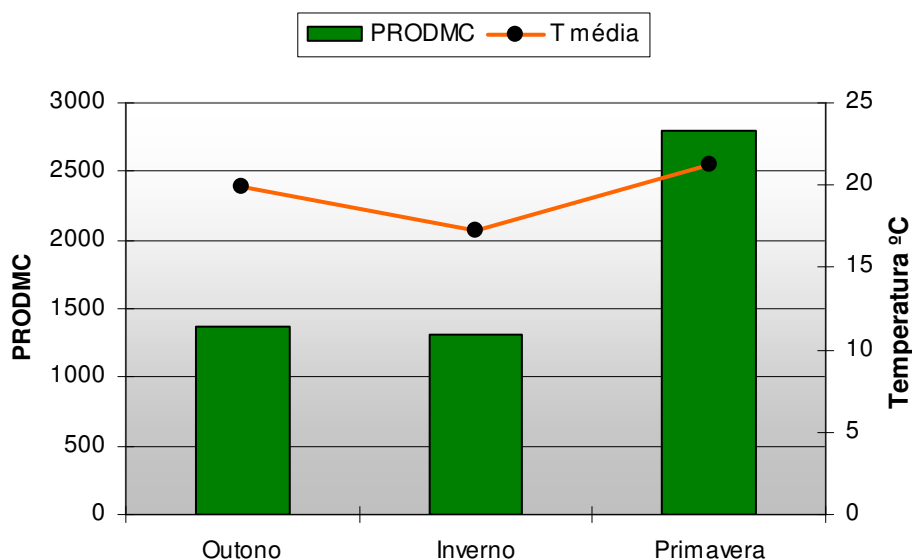


FIGURA 2 - Produção total de miniestacas por minicepa (PRODMC) de *Grevillea robusta* em função da época do ano em sistema de canaletão.

Analisando a Figura 2, é possível observar a diferença na produção de miniestacas em cada estação do ano, com 1.365, 1.306 e 2.803 nas estações outono, inverno e primavera, respectivamente. Esta diferença na produtividade pode ser atribuída à temperatura média ocorrida no ambiente das minicepas em cada estação.

A temperatura é um fator que pode influenciar a emissão de novas brotações e, conforme a temperatura vai diminuindo, a produção de propágulos vegetativos pode vir a sofrer efeito negativo (XAVIER; COMÉRIO, 1996; ROSA, 2006). Entretanto, outros fatores como o tipo de minijardim clonal, o manejo das minicepas e a nutrição mineral específica também podem influenciar positivamente a produção de novas brotações (XAVIER, COMÉRIO, 1996; WENDLING, 1999; HIGASHI et al. 2002).

O número de coletas em cada estação também foi diferente; no outono foram realizadas 5 coletas, no inverno 4 e na primavera 6 coletas, o que contribuiu para a melhor produção de miniestacas na primavera e outono em relação ao inverno. Comparando as três estações, nota-se que na primavera a produtividade de miniestacas foi mais do que o dobro em relação às estações de outono e inverno. Esse mesmo resultado foi observado também por MACRAE; REIS (1997) em *Eucalyptus globulus*.

4.1.5 Comparação da produtividade das minicepas nos sistemas de tubete e canaletão

De acordo com a Tabela 2, não houve diferença significativa na produção de miniestacas por minicepa entre os sistemas de tubetes (PRODTU) e canaletão (PRODCA) até a 3ª coleta (C). A partir da 4ª C, o sistema de canaletão foi significativamente superior em todas as coletas, exceto na 8ª C, devido ao aparecimento de fungos da espécie *Botrytis cinerea*, que afetou a produção de miniestacas.

No sistema de tubete houve uma baixa variação (1,4 a 2,0) na produção de brotações ao longo das coletas, de maneira similar aos resultados de XAVIER et al. (2003b) com *Cedrella fissilis* (1,0 a 1,4). Já no sistema de canaletão ocorreu uma alta variação na média de produtividade (1,9 a 4,1) de miniestacas por

minicepa ao longo das 15 coletas, semelhante ao observado por WENDLING (2002) com *Eucalyptus grandis* (3,3 a 9,7).

Para o sistema de tubete nota-se uma tendência à estabilidade na produção de miniestacas, havendo um ligeiro decréscimo na 10^a, 11^a, 12^a e 13^a C. Mas as últimas coletas voltam a produzir médias semelhantes ou superiores às nove coletas iniciais, indicando a não-exaustão das minicepas ao longo do experimento corroborando com os resultados de WENDLING (1999) e CUNHA et al. (2005) para *Eucalyptus* neste sistema. Já no sistema de canaletão ocorreu tendência à estabilidade a partir de 9^a C e as minicepas também não demonstraram exaustão ao longo das coletas.

Comparando as médias ao longo das 15 coletas (Tabela 2) no sistema de tubetes (1,7) e canaletão (3,0), percebe-se que neste último a produtividade é superior. WENDLING (2002), ao trabalhar com *Eucalyptus grandis*, observou esse mesmo comportamento ao comparar seus dados com o sistema de tubete. CUNHA et al. (2005) com *Eucalyptus benthamii*, ao compararem esses dois sistemas, também obtiveram resultados superiores para o sistema de minijardim clonal em canaletão. Esta diferença positiva para o sistema de canaletão pode ser explicada, principalmente, pelo aumento da área e volume radicular para absorção de nutrientes fornecido às minicepas neste sistema (WENDLING, 2002).

Quando se analisa a média de intervalo entre as coletas (Tabela 2) no sistema de tubete (25 dias) e canaletão (20 dias), nota-se que este último apresentou intervalos menores, fato que contribuiu diretamente para a maior produtividade de miniestacas no canaletão. Ambos os sistemas contaram com 15 sucessivas coletas, mas o minijardim em tubete completou o ciclo anual nas avaliações, ou seja, contou com 12 meses de coleta, enquanto que o minijardim em canaletão contou com apenas 9 meses e mesmo assim, obteve o mesmo número de coletas do que o sistema em tubete. Sendo assim, se o sistema de minijardim clonal em canaletão tivesse contado com 12 meses de experimento, naturalmente teria maior número de coletas do que o sistema em tubete, devido ao menor intervalo entre coletas.

Em relação à produtividade por metro quadrado (PRODM^2) por ano o sistema de tubete ($4.029 \text{ miniestacas/m}^2$) foi ligeiramente superior ao do canaletão ($3.947 \text{ miniestacas/m}^2$). Esta diferença de 82 miniestacas foi relativamente pequena, considerando que o sistema em tubete contou com um ciclo anual de coletas.

A Figura 3 mostra a comparação entre os dois sistemas de minijardins, na produção total de miniestacas por minicepa (PROMU), em cada coleta.

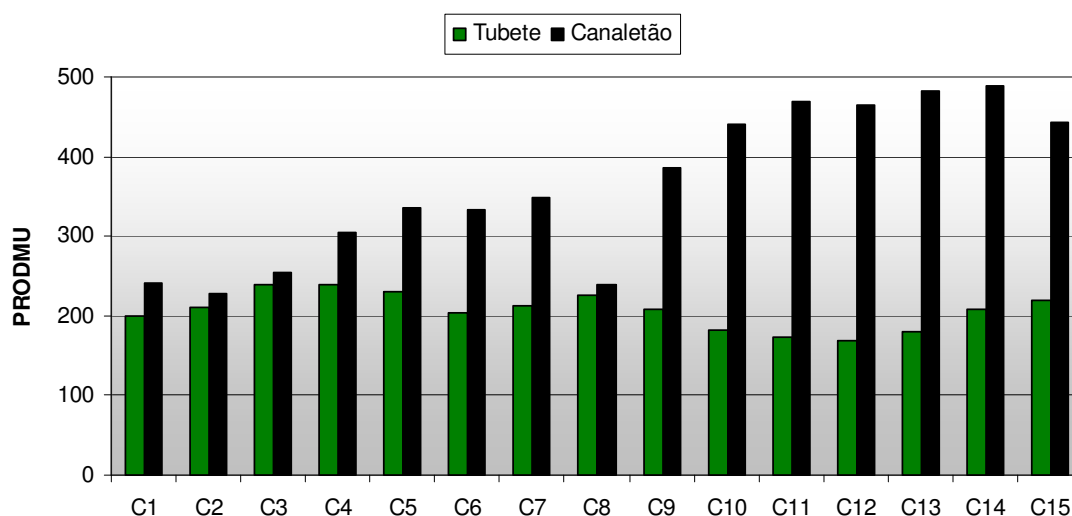


FIGURA 3 - Produção total de miniestacas (PROMU) de *Grevillea robusta*, ao longo das 15 coletas (C) nos sistemas de tubete e canaletão.

A produção de miniestacas no sistema de minijardim em canaletão foi superior aquelas do tubete nas 15 coletas. A partir de 10ª coleta, o canaletão produziu mais 400 miniestacas por coleta, enquanto que o sistema de tubete não conseguiu produzir 300 miniestacas em nenhuma das 15 coletas.

A partir da 10ª coleta, a produção no sistema em canaletão foi sempre o dobro do que no sistema em tubete, indicando uma possível estabilidade no que tange a produção e, ainda, se houvesse continuidade a partir da 15ª coleta, possivelmente, esta diferença se manteria estável (dobro de produtividade) entre os dois sistemas de minijardins. CUNHA et al. (2005), ao trabalharem com *Eucalyptus benthamii* e testando estes mesmos dois sistemas de minijardins,

observaram que a partir da 3ª coleta, a produtividade no canaletão foi sempre maior do que no tubete.

4.2 Efeito do AIB no enraizamento

4.2.1 Análise de variância

Os resultados da análise de variância para as características enraizamento, número de raízes, comprimento da maior raiz e comprimento total das raízes por miniestaca enraizada após 25 dias em casa-de-vegetação se encontram na Tabela 3. Nota-se que não houve efeito significativo para o fator de variação coleta, exceto na variável comprimento da maior raiz (CMR). Já para os diferentes tratamentos com AIB, o efeito foi significativo para as variáveis número de raízes (NR) e comprimento da maior raiz (CMR).

A interação entre as coletas e os tratamentos (Col x AIB) foi significativa apenas para a variável número de raízes, indicando a dependência entre os fatores testados para esta variável. Para as demais variáveis analisadas, (enraizamento, comprimento da maior raiz e comprimento total das raízes), não houve efeito estatisticamente significativo.

Foram observados coeficientes de variação experimental entre 11,3 e 20,1% (Tabela 3), os quais evidenciam boa precisão experimental (TITON, 2001). Na miniestaquia os coeficientes de variação encontrados na literatura geralmente são baixos, devido à padronização das miniestacas no momento da coleta e confecção das mesmas. É possível selecionar as brotações que serão usadas no enraizamento e homogeneizar principalmente o tamanho e diâmetro das miniestacas; sendo assim, não ocorre variação na confecção das miniestacas que serão utilizadas nos experimentos, o que contribui para um baixo valor no coeficiente de variação.

TABELA 3 - Resultados da análise de variância para a percentagem de enraizamento (ENR), número médio de raízes (NR), comprimento médio da maior raiz (CMR) e comprimento total das raízes (CTR) aos 25 dias de idade, por miniestaca enraizada para os quatro tratamentos de AIB em função das duas coletas de miniestacas de *Grevillea robusta*.

FV	GL	Quadrado Médio			
		ENR (%)	NR ¹	CMR (cm)	CTR ² (cm)
Coleta (Col)	1	2,50 ^{ns}	0,0014 ^{ns}	20.664,07 ^{**}	1.044,62 ^{ns}
Tratamentos (AIB)	3	229,167 ^{ns}	0,024 [*]	18.364,73 ^{**}	1.869,32 ^{ns}
Col x AIB	3	22,50 ^{ns}	0,043 ^{**}	4.659,56 ^{ns}	0,67 ^{ns}
Resíduo	28	96.607,14	0,0081	1.740,05	0,73
Média geral	-	77,25	0,45	11,67	5,52
CV _{exp.} (%)	-	12,7	20,1	11,3	15,5

“*” e “**” significativo a 5 e 1 % de probabilidade, respectivamente.

“ ns ” não-significativo a 5 % de probabilidade.

“¹” dados transformados por $\text{Log}(x)$ e “²” $\sqrt{x+10}$, em virtude de não apresentarem distribuição normal pelo teste de Lilliefors.

TITON (2001), ao trabalhar com *Eucalyptus grandis*, obteve coeficientes que variaram entre 9,5 e 26,7% e WENDLING (2002) com a mesma espécie obteve variação de 7,1 a 13,7%. ALCANTARA (2005) realizou experimentos nas quatro estações com *Pinus taeda* e o maior coeficiente de variação observado foi de 26,2%. ROSA (2006) observou variações de 17,3 a 26,9% para *Eucalyptus dunnii*.

Segundo a classificação de STORCK et al. (2000), os valores dos coeficientes de variação experimental do presente estudo mostraram-se médios para as variáveis enraizamento (12,7%), comprimento da maior raiz (11,35) e comprimento total das raízes (15,5%) e alto para o número de raízes por miniestaca enraizada após 25 dias em casa-de-vegetação (20,1%). Mesmo este

último valor sendo considerado alto, o mesmo se encontra dentro dos valores encontrados na literatura para miniestaquia.

4.2.2 Enraizamento das miniestacas

Analisando o enraizamento médio das miniestacas de *Grevillea robusta* (Anexo 3) entre as duas coletas, percebe-se que não houve efeito significativo para esta variável. As taxas de enraizamento foram 83, 79, 75 e 72% para os tratamentos com 0, 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, respectivamente. Estes resultados de enraizamento se encontram dentro do padrão da literatura para a técnica de miniestaquia (TITON et al. 2003a; XAVIER et al. 2003 a e b; WENDLING; SOUZA JUNIOR, 2003; WENDLING; XAVIER, 2005b).

Mesmo não ocorrendo diferença significativa entre os tratamentos, nota-se um ligeiro decréscimo na taxa de enraizamento à medida que a concentração de AIB aumentou, sendo a taxa de enraizamento mais alta observada no controle (sem aplicação de AIB). O mesmo resultado foi observado por outros autores, ao testarem a técnica de miniestaquia com material juvenil, NACHTIGAL; FACHINELLO (1995) com *Psidium cattleianum*; SANTOS et al. (2000b) e XAVIER et al. (2003a) com *Cedrela fissilis* e WENDLING; SOUZA JUNIOR (2003) com *Ilex paraguariensis*.

Os resultados acima podem ser explicados, de maneira geral, pelo fato do material de estudo ser juvenil, com balanço hormonal endógeno favorável ao enraizamento, podendo ocorrer respostas negativas às aplicações exógenas de reguladores vegetais (XAVIER et al., 2003b). O aumento da concentração de AIB aplicada de forma exógena na base das estacas estimula a iniciação de raízes adventícias até uma concentração limite, após o qual, qualquer acréscimo na concentração provoca efeito inibitório (FACHINELLO et al., 1995).

A iniciação de raízes laterais e adventícias é estimulada por altas concentrações de auxinas. Após a indução, a alta concentração torna-se inibitória ao alongamento das raízes (KERBAUY, 2004; TAIZ; ZEIGER, 2004).

A importância da idade do material se torna evidente ao analisar trabalhos com material adulto, em que o balanço hormonal endógeno já não é tão propício ao enraizamento. Desta forma, é necessária a aplicação exógena de reguladores vegetais. ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES (2001) observaram, para estacas de *Eucalyptus grandis* com 3 anos de idade, melhores resultados com concentrações de AIB entre 6000 e 8000 mg L⁻¹. TOFANELLI et al. (2002) ao propagarem ameixeira com 9 anos de idade, obtiveram melhores resultados na medida em que a concentração do AIB era aumentada. PINTO et al. (2003) para material adulto de *Rollinia rugulosa* relataram melhores resultados com 6000 mg L⁻¹ de ANA. CUNHA et al. (2004), com material adulto de *Sapium grandulatum*, obtiveram melhores resultados com concentrações de 6000 mg L⁻¹ de AIB.

Baseando-se na literatura sobre miniestaquia, era esperado que as diferentes concentrações do AIB do presente estudo não proporcionassem efeito positivo sobre o enraizamento (XAVIER; COMÉRIO, 1996 e 1997; TITON, 2001). De fato, em algumas espécies, o aumento da concentração desta auxina não tem efeito positivo na taxa de enraizamento (XAVIER et al., 2001; XAVIER et al., 2003b; HORBACH; WENDLING, 2005; WENDLING; XAVIER, 2005a; FERRIANI, 2006). Este fato é possivelmente influenciado pela juvenildade dos propágulos vegetativos (WENDLING; XAVIER, 2005b), ocorrendo decréscimo da taxa de enraizamento com concentrações acima de 2000 mg L⁻¹ em certas espécies pela miniestaquia (TITON et al., 2003a).

4.2.3 Número de raízes

Na Figura 4 são apresentados os resultados da análise de regressão para o número de raízes nas duas coletas de miniestacas de *Grevillea robusta* e o coeficiente de determinação (R²) em função das concentrações de AIB. Os resultados foram diferentes no material das coletas 1 e 2 (Figura 4). Na coleta 1 foram obtidas médias de 2,5; 2,5; 4,1 e 2,7 raízes por miniestacas para os tratamentos 0, 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, respectivamente. Estes dados

indicam que o tratamento de 2000 mg L⁻¹ de AIB foi superior aos demais, observando-se uma tendência na diminuição do número de raízes a partir desta concentração.

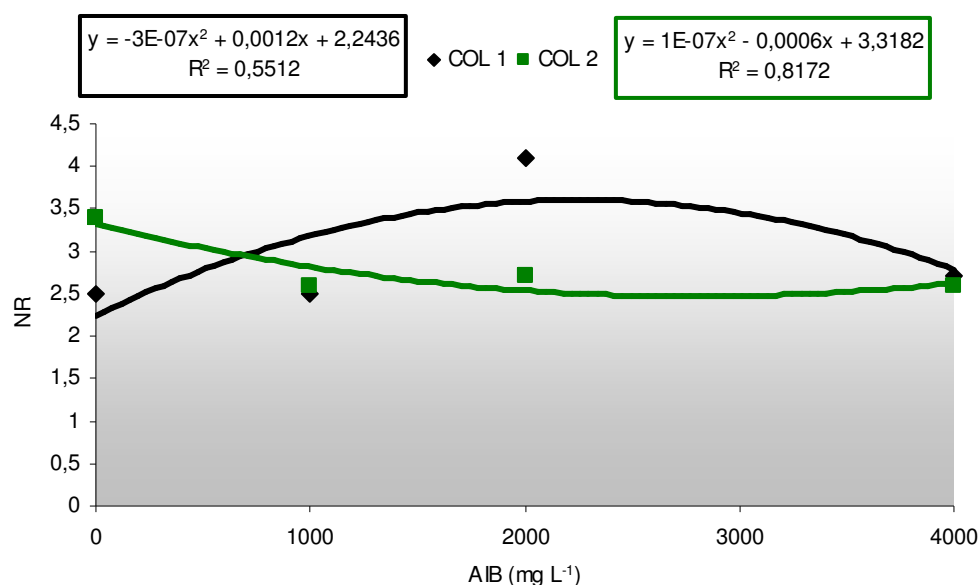


FIGURA 4 - Número médio de raízes por miniestaca (NR) nas coletas 1 (COL 1) e 2 (COL 2) de *Grevillea robusta*, aos 25 dias de idade, em resposta a quatro tratamentos com ácido indolbutírico (AIB).

RUFATO; KERSTEN (2000), também observaram a influência do AIB no aumento do número de raízes em estaca de pessegueiro. Esses autores acreditam que isso ocorreu devido à característica do regulador vegetal AIB em estimular a emissão de raízes. De fato, as auxinas estimulam a iniciação de raízes em estacas, mas comprometem seu desenvolvimento em concentrações elevadas (TAIZ; ZEIGER, 2004). SARZI; PIVETA (2005) observaram em *Rosa canina*, que o número de raízes aumentou gradativamente com a aplicação exógena de AIB até a concentração de 3000 mg L⁻¹.

Já na coleta 2, o melhor resultado foi no controle (sem aplicação exógena de AIB) produzindo 3,4 raízes por miniestaca (Figura 4). Nos demais tratamentos, houve uma homogeneidade nos resultados, com médias de 2,6, 2,7 e

2,6 para as concentrações de 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, respectivamente. Estes resultados concordam com os apresentados por ALCANTARA (2005) que observou ao utilizar a miniestquia com *Pinus taeda* melhores resultados sem aplicação exógena de AIB.

4.2.4 Comprimento da maior raiz

Na Figura 5 são apresentados os resultados referentes à análise de regressão para o comprimento da maior raiz das miniestacas de *Grevillea robusta* e o coeficiente de determinação (R^2) em função das concentrações do AIB, em miniestacas nas duas coletas. Os resultados foram 13,6; 13,5; 12,4 e 10 cm e 13; 10,5; 10,5 e 10 cm, nas coletas 1 e 2, respectivamente, para os tratamentos 0, 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, respectivamente. Nota-se que, tanto para a coleta 1 quanto para a coleta 2, o tratamento que apresentou resultados superiores para o comprimento da maior raiz foi o controle (sem aplicação de AIB), e ainda, em ambas as coletas houve tendência negativa à medida que as concentrações de AIB aumentaram.

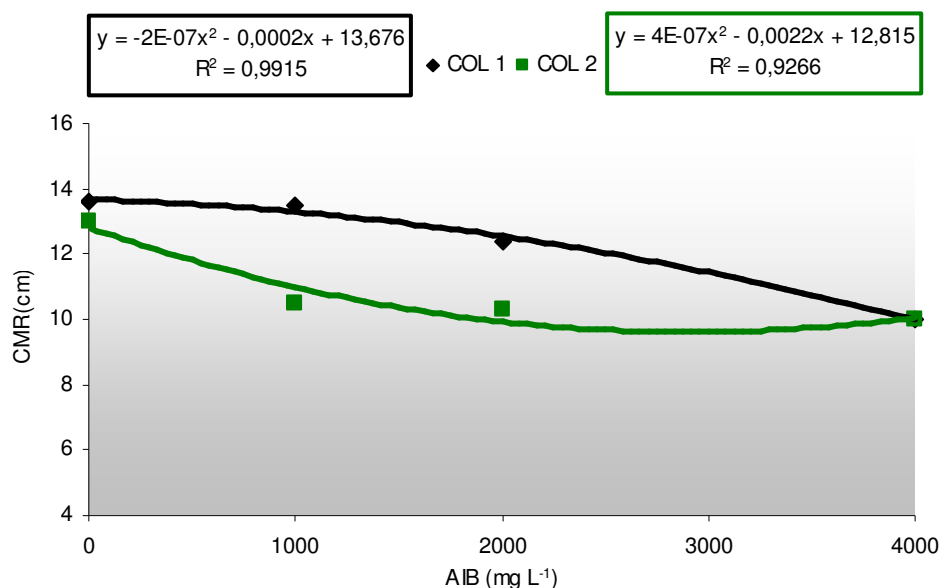


FIGURA 5 - Comprimento médio da maior raiz (CMR) das miniestacas de *Grevillea robusta* nas coletas 1 (COL 1) e 2 (COL 2), aos 25 dias de idade, em resposta a quatro tratamentos com ácido indolbutírico (AIB).

Estes resultados podem ser atribuídos a um efeito inibitório do AIB sobre o crescimento das raízes em concentrações elevadas (TAIZ; ZEIGER, 2004). HARTMANN et al. (1997) ressaltam que as auxinas são de fundamental importância para a rizogênese, mas concentrações elevadas de auxinas podem ter efeito inibitório no desenvolvimento das raízes. WENDLING (2002) observou que a juvenildade das minicepas a partir da miniestaquia seriada também pode influenciar no maior comprimento das raízes sem aplicação de AIB. Convém ressaltar que as minicepas do presente estudo foram formadas a partir de sementes, sendo assim com alto grau de juvenildade, corroborando com as afirmações de WENDLING (2002).

Os resultados do presente estudo para esta variável confirmam os descritos por ALCANTARA (2005), onde é relatada a mesma tendência negativa do comprimento das raízes para miniestaquia de material juvenil de *Pinus taeda* à medida que as concentrações de AIB aumentaram. Entretanto, são diferentes dos descritos por FERRIANI (2006) que observou o comprimento das maiores raízes com AIB na concentração de 1000 mg L⁻¹ em *Piptocarpha angustifolia*.

4.2.5 Comprimento total das raízes

Os resultados para o comprimento total das raízes foram 29,1; 29,7; 37,9 e 25,6 para os tratamentos 0, 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, respectivamente. Estes dados mostram que a concentração de 2000 mg L⁻¹ de AIB proporcionou maiores comprimentos das raízes, de forma similar ao observado para a variável número de raízes. Estes dados são diferentes dos observados por ALCANTARA (2005), que obteve maior comprimento das raízes em *Pinus taeda* sem aplicação de AIB

O crescimento das raízes foi aumentando à medida que a concentração de AIB aumentou até o limite de 2000 mg L⁻¹, a partir da qual ocorreu um decréscimo. Estes resultados são diferentes daqueles descritos por NACHTIGAL; FACHINELLO (1995), que obtiveram melhores resultados para

o comprimento total das raízes em material juvenil de *Psidium cattleianum* com a concentração de 4000 mg L⁻¹ de AIB. Logo, os mesmos autores observaram uma tendência negativa para o comprimento das raízes em concentrações acima desta.

O efeito negativo do AIB sobre o comprimento total das raízes a partir de 2000 mg L⁻¹ pode ser atribuído a um efeito inibitório deste regulador vegetal. Sendo assim, afetando de forma negativa o alongamento das raízes (KERBAUY, 2004; TAIZ; ZEIGER, 2004). Esta tendência de inibição no crescimento das raízes com altas concentrações de AIB pode ser reforçada ao observar a variável comprimento da maior raiz, em que para ambas as coletas o melhor resultado foi apresentado pelo controle (Figura 5).

5 CONCLUSÕES GERAIS

De acordo com os resultados apresentados e nas condições que o presente estudo foi desenvolvido, é possível concluir que:

- **Tipos de Minijardins clonais**

1. Para *Grevillea robusta* as altas taxas de sobrevivência das minicepas indicaram que o manejo do minijardim clonal foi eficiente em ambos os sistemas (tubete e canaletão);
2. Houve influência da temperatura e/ou estações na produção de novas brotações para os dois sistemas;
3. A produção de miniestacas no sistema de canaletão foi superior, ao sistema de tubete demonstrando ser um tipo promissor de minijardim para esta espécie.

- **Efeito do AIB no enraizamento**

1. O tempo de permanência de 25 dias das miniestacas de *Grevillea robusta* em casa de vegetação é suficiente para uma boa taxa de enraizamento;
2. Não há necessidade da aplicação exógena do ácido indol butírico (AIB) para enraizamento de miniestacas obtidas de material juvenil de minicepas de *Grevillea robusta*.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Várias questões devem ser analisadas antes da implantação de um minijardim clonal. O mesmo pode ser montado com diversos tipos de materiais, mas é importante lembrar que o tipo de minijardim pode influenciar de forma positiva ou negativa a produtividade de miniestacas. Para *Grevillea robusta* é indicado o sistema de canaletão em areia, pois este sistema confere alta taxa de sobrevivência das minicepas e boa produção de miniestacas em intervalos “curtos” entre as coletas. Entretanto, são necessários estudos futuros com diferentes formulações de nutrição mineral em função da espécie, com o propósito de diminuir o intervalo entre coletas e incrementar a produtividade de miniestacas.

A técnica de miniestaquia tem sido cada vez mais explorada na propagação vegetativa, nos dias atuais sua utilização já não se restringe apenas ao gênero *Eucalyptus*. Estudos visando a produção de mudas a partir da miniestaquia com diversas espécies, inclusive nativas, têm apresentado resultados satisfatórios e promissores com esta técnica.

A taxa de enraizamento apresentada no presente estudo mostra a eficiência da miniestaquia para *Grevillea robusta* e a possibilidade de produção de mudas com espécie durante todo o ano sem aplicação de AIB, o que torna o custo da produção de mudas menos oneroso. Alguns resultados como o número de raízes e comprimento total das raízes sugerem o uso do AIB para melhores resultados.

REFERÊNCIAS

ALCANTARA, G.B. **Miniestaquia de *Pinus taeda* L.** Curitiba, Universidade Federal do Paraná, 2005, 64 f. (Dissertação de mestrado em Botânica).

ALFENAS, A.C.; ZAUZA, E.A.V.; MAFIA, R.G.; ASSIS, T.F. **Clonagem e Doenças do Eucalipto.** Editora UFV. Viçosa, MG, 2004. 442 f.

ASSIS, T.F. Propagação vegetativa de *Eucalyptus* por miniestaquia. In: REUNIAO TECNICA DE PROPAGAÇÃO VEGETATIVA, 11, REUNIAO DE SILVICULTURA CLONAL, 1, 1996, Piracicaba. **Anais...** Piracicaba, SP, 1996, p. 1-9.

ASSIS, T.F.; TEIXEIRA, S.L. Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas.** Brasília, DF. Embrapa, 1998, p. 261-265.

BERTOLOTI, G.; GONÇALVES, A.N. Enraizamento de estacas: especificações técnicas para construção do modulo de propagação. Piracicaba, SP: IPEF, **Circular Técnica** n. 94, 1980, 8 f.

BERTOLUCCI, F.L.G.; PENCHEL, R.M. Clonagem de eucalipto: efeitos sobre a produtividade e qualidade da madeira. **Ciência Hoje**, v. 16, n. 91 p. 16-21, 1991.

BLAZICH, F.A. Chemicals and formulations used to promote adventitious rooting. In: DAVIES, T.D.; HAISSIG, B.E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings.** Portland: Dioscorides Press, 1987. p. 132-149. (Advances in Plant Sciences Series, 2).

BONGA, J.M. Vegetative propagation in relation to juvenility, maturity and rejuvenation. In: BONGA, J.M.; DURZAN, D.J. **Tissue culture in forestry.** Boston: Martinus Nijhoff/Dr W. Junk Publishers, 1982. p. 387-406.

BRONDANI, G. E.; WENDLING, I. Efeito do fitoregulador de crescimento AIB no enraizamento de miniestacas de *Grevillea robusta* Cunn. oriundas de sistema hidropônico. In: JAI – XX JORNADA ACADÊMICA INTEGRADA, 2006, **Anais ...** Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, RS, CD-rom.

CALVETE, E.O. Sistema de produção de mudas de hortaliças. In: BARBOSA, J.G.; MARTINEZ, H.E.P.; PEDROSA, M.W., SEDIYAMA, M.A.N. **Nutrição e adubação de plantas cultivadas em substrato. IV Encontro Nacional sobre Substrato para Plantas.** Viçosa, MG, 2004, p. 236-262.

CARNEIRO, J. G. de A. **Produção e controle de qualidade de mudas florestais**. Curitiba, PR: UFPR/FUPEF, 1995, 451 f.

COMÉRIO, J.; XAVIER, A.; IANELLI, C.M. Microestaquia: um novo sistema de produção de mudas de *Eucalyptus* na Champion. In: ENCONTRO TÉCNICO FLORESTAL, 7, 1996, Belo Horizonte – MG. **Anais...** Piracicaba, SP, 1996, 6 f.

CUNHA, A.C.M.C.M.; WENDLING, I.; SOUZA JUNIOR, L. Influência da concentração do regulador de crescimento para enraizamento AIB na formação demudas de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax por estaquia. **Boletim de Pesquisa Florestal**. Colombo, n. 49, p. 17-29, jul/dez. 2004.

CUNHA, A.C.M.C.M.; WENDLING, I.; SOUZA JUNIOR, L. Influência da presença ou ausência de folhas no enraizamento de miniestacas de Corticeira-do-Mato (*Erythrina falcata* Bentham) obtidas em sistema hidropônico. **Comunicado Técnico**, Dezembro de 2003, Colombo, PR, 5 f.

CUNHA, A.C.M.C.M.; WENDLING, I.; SOUZA JUNIOR, L. Produtividade e sobrevivência de minicepas de *Eucalyptus benthamii* Maiden et Cambage em sistema de hidroponia e em tubete. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 15, n. 3, p. 307-310, 2005.

DEL PONTE, E.M.; MATTEI, V.L.; PETERS, J.A.; ASSIS, T.F. Multiplicação e enraizamento *in vitro* de *Eucalyptus globulus* subsp. *globulus* Labill. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 25, n. 1, p. 1-8, 2001.

DUARTE, A.P. **Contribuição para o conhecimento do gênero *Panopsis***. Rio de Janeiro, v. 21/22, nº 33/34, p. 187-192, 1959.

FACHINELLO, J.C. **Efeitos morfofisiológicos do anelamento no enraizamento de estacas lenhosas de macieira cultivar Malling-Merton 106**. Piracicaba, SP. ESALQ, 1986, 93 f. (Tese de Doutorado em Agronomia).

FARIAS, J.A.C. **Crescimento inicial do Guatambu em diferentes intensidades luminosas**. Santa Maria, RS. Universidade Federal de Santa Maria, 1994, 66 f. (Dissertação de mestrado em Engenharia Florestal).

FERREIRA, C.A.; MARTINS, E.G.O Potencial da grevílea (*Grevillea robusta*) Cunn para reflorestamento. In: GALVÃO, A. P. M. **Espécies não tradicionais para plantios com finalidades produtivas e ambientais**. Colombo, PR, Embrapa Florestas, 1998, p. 6.

FERRIANI, A.P. **Estaquia de vassourão-branco (*Piptocarpha angustifolia* Dusén) com uso de ácido indol butírico**. Curitiba, Universidade Federal do Paraná, 2006, 99 f. (Dissertação de mestrado em Agronomia).

FISCHER, G.R. *Grevillea robusta*, uma exótica excepcional para quebra ventos. **Forest.**, n. 81, p. 4, 1998.

GOMES, A.L. **Propagação clonal: princípios e particularidades**. Vila Real: Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro, 1987. 69 f. (Série Didática, Ciências Aplicadas, 1).

GOMES, J.M.; PAIVA, H.N.; COUTO, L. Produção de mudas de Eucalipto. **Informe Agropecuário**, v. 18, n. 185, p. 15-23, Viçosa, 1996.

GOMES, J.M.; SILVA, A.R. Os substratos e sua influência na qualidade de mudas. In: BARBOSA, J.C.; PEDROSA, M.W., SEDIYAMA, M.A.N. **Nutrição e adubação e adubação de plantas cultivadas em substrato. IV Encontro Nacional sobre Substrato para Plantas**. Viçosa. MG, 2004, p. 190-225.

GONÇALVES, A.N. **Reversão a juvenilidade e clonagem de *Eucalyptus urophylla*. S.T. in vitro**. Piracicaba, SP. ESALQ, 1982. 97 f. (Tese de Doutorado em Agronomia).

GONÇALVES, J.J.M; POGGIANI, F. Substratos para produção de mudas florestais. In: CONGRESSO LATINO AMERICANO DE CIÊNCIA DO SOLO, 13, Águas de Lindóia, 1996, 17 f. (CD Rom).

HACKETT, W. P. Donor plant maturation and adventitious root formation. In: DAVIES, T. D.; HAISSIG, B. E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. Portland: Dioscorides Press, 1987. p. 47-60. (Advances in Plant Sciences Series, 2).

HAISSIG, B.E. Metabolic processes in adventitious rooting of cuttings. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plants and cuttings**. Dordrecht: Martinus Nijhoff, 1986. p. 141-169.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F.T.; GENEVE, R.L. **Plant propagation; principles and practices**. 6. ed. New Jersey: Prentice – Hall, 1997, 770 p.

HARWOOD, C.E. ***Grevillea robusta* a noted bibliography**. (ICRAF, Nairobi). New York. Plenum, 1989. 414 p.

HARWOOD, C.E.; MORAN, G.F.; BELL, C. Genetic differentiation in natural populations of *Grevillea robusta*. **Australian Journal of Botany**, v. 45, n. 4, p. 669-678, 1997.

HIGA, R.C.V. Estaquia de erva mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire) - Resultados preliminares. In: Congresso Florestal Brasileiro, 4, **Anais...** Belo Horizonte, MG, 1982. p. 304-305.

HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A.; GONÇALVES, A.N. A evolução do jardim clonal na produção de mudas. **IPEF notícias**, v. 24, n. 148, p. 4-6, 2000a.

HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A.; GONÇALVES, A.N. Nutrição e adubação em minijardim clonal hidropônico de *Eucalyptus*. **Circular Técnica IPEF**, Piracicaba, SP, n 194, 22 f, 2002.

HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A.; GONÇALVES, A.N. Propagação vegetativa do *Eucalyptus*: princípios básicos e sua evolução no Brasil. **Circular Técnica IPEF**, Piracicaba, SP, n. 192, 11 f, 2000b.

HINOJOSA, F.G. **Introdução aos hormônios vegetais**. Brasília, DF, Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2000, 179 f.

HORBACH, M.A.; WENDLING, I. Efeito do AIB no enraizamento de miniestacas de fumo-bravo (*Solanum granuloso-leprosum* Dunal). In: Evento de Iniciação Científica da Embrapa Florestas, 4, 2005. **Anais...** Colombo: Embrapa Florestas, 2005. 027. (Embrapa Florestas. Documentos, 117).

HUANG, L.C.; CHIU, D.S.; MURASHIGE, T.; GUNDY, M.E.F.M.; NAGAI, K.; ALFARRO, F.P. Rejuvenation of trees and other perennials for restoration of plant regeneration competence. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S. **Técnicas e aplicações da cultura de tecidos em plantas**. Brasília, DF. Embrapa, 1990, p. 252-264

IRITANI, C.; SOARES, R.V. Ação de reguladores de crescimento em estacas de *Ilex paraguariensis* St. Hilaire. **Floresta**, Curitiba, v. 12, n. 2, p. 59-67, 1981.

IRITANI, C.; SOARES, R.V. Indução do enraizamento de estacas de *Araucaria angustifolia* através da aplicação de reguladores de crescimento. In: CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 4, 1982, Belo Horizonte, MG. **Anais...** Belo Horizonte: SBS, p. 313-317.

KALIL FILHO, A.N.; MARTINS, E.G., HOFFMANN, H.A. Propagação vegetativa de *Grevillea robusta* A. Cunn. por Enxertia. **Comunicado Técnico**, Outubro de 2004. Colombo, PR, n. 113, 4 f.

KERBAUY, G.B.L. **Fisiologia Vegetal**. Rio de Janeiro, RJ, Guanabara Koogan, 2004, 452 f.

KRISANTINI, S.; JOHNSTON, M.; WILLIAMS, R.R. Propagation of *Grevillea*. **Plant Propagators Society**, Australia, v. 53, p. 154-158, 2003.

LAWRENCE, R.M. **Taxonomy of vascular plants**. New York: Macmillan. p. 467-488. 1951.

LINS, V.S.; MORAES, M.L.T.; SILVA, A.M.; MARTINS, E.G.; MAÊDA, J.M. Variações e ganhos genéticos em progênies de *Grevillea robusta* A. Cunn. **Floresta e Ambiente**, Rio de Janeiro, v. 8, n. 1, p. 180-186, 2001.

LOPES, J.L.W. **Produção de mudas de *Eucalyptus grandis* W. (Hill ex. Maiden) em diferentes substratos e lâminas de irrigação.** Botucatu, SP, Universidade Estadual Paulista, 2004, 128 f. (Dissertação de mestrado em Agronomia).

LORENZI, H.; SOUZA, H.M.; TORRES, M.A.V.; BACHER, L.B. **Árvores exóticas no Brasil: madeireiras, ornamentais e aromáticas.** Instituto de estudos da flora LTDA. Nova Odessa, SP, 2000. 316 f.

MACRAE, S.; REIS, J.A.A. Seasonality effect on the propagation of *Eucalyptus globulus* by stem cuttings. In: IUFRO CONFERENCE ON SILVICULTURE AND IMPROVEMENT OF EUCALYPTS, 1997, Salvador. **Proceedings...** Colombo: EMBRAPA, 1997. v. 2, p. 172-177.

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

MALAVOLTA, E.; HAAG, H.P.; MELLO, F.A.F.; SOBRº. BRASIL, M.O.C. **Nutrição Mineral e Adubação de Plantas Cultivadas.** São Paulo, SP, Livraria Pioneira Editora, 1974, 727 f.

MARTINEZ, H.E.P.; BARBOSA, J.G. **O uso de substratos em cultivos hidropônicos.** Cadernos Didáticos, 42. Viçosa, UFV, 1999. 49 f.

MARTINS, E.G. **Seleção genética e características fisiológicas e nutricionais de procedências de *Grevillea robusta* A. Cunn estabelecidas no estado do Paraná.** Curitiba, PR, Universidade Federal do Paraná, 2000, 126 f. (Tese de doutorado em Agronomia).

MARTINS, E.G.; NEVES, E.J.M. *Grevillea robusta* Cunn.: resultados obtidos com procedências no Estado do Paraná e São Paulo. **Comunicado Técnico.** Dezembro de 2003, Colombo, PR, 4 f.

MARTINS, E.G.; STURION, J.A.; NEVES, E.J.M. Produtividade de Madeira e ganho genético de procedências de Grevílea (*Grevillea robusta* Cunn.) na região de Ponta Grossa, Paraná. **Boletim de Pesquisa Florestal.** Colombo, n. 48, p. 29-39, jan./jun. 2004.

MOE, R.M.; ANDERSON, A.S. Stock plant environmental and subsequent adventitious rooting. In: DAVIES, T.D.; HAISSIG, B.E.; SANKHLA, N.

Adventitious root formation in cuttings. Portland: Dioscorides Press, 1988, v. 9, p. 214-234.

MORAES NETO, S.P.; GONÇALVES, L.M. Efeitos da luminosidade sobre o estado nutricional de mudas de seis espécies arbóreas que ocorrem na mata atlântica. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 25, n. 1, p. 29-38, 2001.

NACHTIGAL, J.C.; FACHINELLO, J.C. Efeito de substratos e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de araçazeiro (*Psidium cattleianum* Sabine). **Revista Brasileira de Agrociência**, v. 1, n. 1, p. 34-39, jan/abr., 1995.

PAIVA, H.N., GOMES, J.M. **Propagação vegetativa de espécies florestais.** Viçosa, MG, UFV, 1995, 40 f. (Boletim, 322).

PAIVA, H.N.; GOMES, J.M.; COUTO, L.; SILVA, A.R. Propagação vegetativa de eucalipto por estaquia. **Informe Agropecuário**, v. 18, n. 185, p. 23-27, Viçosa, 1996.

PEREIRA, J.C.D.; SCHAITZA, E.G.; BAGGIO, A.J. Características físicas, químicas e rendimentos da destilação seca da madeira de *Grevillea robusta*. **Boletim Pesquisa em Andamento**, n. 32, agosto de 1997, p. 1-3. Colombo, PR.

PIMENTA, A.C. **Interações entre reguladores vegetais, épocas do ano e tipos de substrato no enraizamento de estacas caulinares de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax.** Curitiba, PR. Universidade Federal do Paraná, 2003, 61 f. (Dissertação de mestrado em Agronomia).

PINTO, L.A.; ZUFFELLATO-RIBAS, K.C.; CARPANEZZI, A.A.; TAVARES, F.R.; KOEHLER, H.S. Indução do enraizamento de estacas de araticum-de-porco pela aplicação de fitorreguladores. **Scientia Agrária**, v. 4, n. 1-2, p. 41-45, 2003.

RODRIGUEZ, F.E.C. **Proteaceae do Sul do Brasil (Paraná, Santa Catarina e Rio Grande do Sul), um estudo taxonômico.** Porto Alegre, RS. Universidade Federal do Rio Grande do Sul, 1992, 54 f. (Dissertação de mestrado em Botânica).

ROSA, L.S. **Adubação nitrogenada e substratos na miniestaquia de *Eucalyptus dunnii* Maiden.** Curitiba, PR. Universidade Federal do Paraná, 2006, 89 f. (Dissertação de mestrado em Ciências Florestais).

RUFATO, L.; KERSTEN, E. Enraizamento de estacas de pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch) submetidas à estratificação e ao ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 22, n. 2, p. 191-194, ago. 2000.

SANTOS, A.P.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, M.L.; REIS, G.G. Efeito da estaquia, miniestaquia, microestaquia e micropropagação no desempenho silvicultural de clones de *Eucalyptus grandis*. **Scientia Forestalis**, 68, p. 29-38, ago. 2005.

SANTOS, C.B.; LONGHI, S.J.; HOPPE, J.M.; MOSCOVICH, F.A. Efeito do volume de tubetes e tipos de substratos na qualidade de mudas de *Cryptomeria japonica*. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 10, n. 2, p. 1-15, 2000a.

SANTOS, G. A.; XAVIER, A.; WENDLING, I. OLIVEIRA, M.L. uso da miniestaquia na propagação clonal de *Cedrela fissilis* (Cedro rosa). In: CONGRESSO E EXPOSIÇÃO INTERNACIONAL SOBRE FLORESTAS, VI, 2000, Porto Seguro, BA. **Resumos Técnicos...** Rio de Janeiro: Instituto Ambiental Biosfera, 2000b. p. 203.

SARZI, I.; PIVETTA, K.F.L. Efeito das estações do ano e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de variedades de miniroseira (*Rosa spp.*). **Científica: Revista de Ciências Agrárias**, Jaboticabal, v. 33, n. 1, p. 62-68, 2005.

SCHALLENBERGER, T.C.H. **Estudos de aspectos de germinação e dormência de sementes de *Grevillea robusta* A. Cunn.** Botucatu, SP. UNESP, 1995. 118 f. (Dissertação de mestrado em Ciências Florestais).

SIMÃO, S. **Manual de fruticultura**. São Paulo, SP, Agronômica Ceres, 1971, 530 f.

SIMÕES, J.W. Problemática da produção de mudas de essências florestais. Piracicaba, SP: IPEF, 1994, v. 3, n. 13, p. 1-6. (Série Técnica IPEF).

STORCK, L.; GARCIA, D.C.; LOPES, S.J.; ESTEFANEL, V. **Experimentação Vegetal**. Santa Maria: Editora UFSM, 2000. 198 f.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre, RS, 3ª ed, Artmed, 2004, 719 f.

TITON, M. **Propagação clonal de *Eucalyptus grandis* por Miniestaquia e Micropropagação**. Viçosa, MG. Universidade Federal de Viçosa, 2001. 65 f. (Dissertação de Mestrado em Ciências Florestais).

TITON, M.; XAVIER, A.; OTONI, W.C.; REIS, G.G. Efeito do AIB no enraizamento de miniestacas e microestacas de clones de *Eucalyptus grandis* W. Hill ex Maiden. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n. 1, p. 1-7, 2003a.

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

TOFANELLI, M.B.D; CHALFUN, N.N.J.; HOFFMANN, A.; JUNIOR CHALFUN, A. Enraizamento de estacas lenhosas e semilenhosas de cultivares de ameixeira com várias concentrações de ácido indolbutírico. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, SP, v. 24, n. 2, p. 509-513, agosto 2002.

VALLE, C.F.; CALDEIRA, C.J. Efeito do aquecimento basal no enraizamento de *Eucalyptus urophylla*. In: CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 3, 1978, Manaus. **Anais... SBS**, 1978, v. 2, p. 121-124.

WENDLING, I. **Propagação clonal de híbridos de *Eucalyptus spp.* por miniestaquia**. Viçosa, MG. Universidade Federal de Viçosa, 1999. 68 f. (Dissertação de Mestrado em Ciências Florestais).

WENDLING, I. **Propagação vegetativa de Erva Mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire): estado da Arte e Tendências Futuras**. Colombo, PR, cd rom, 2003, 45 f.

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

WENDLING, I.; FERRARI, M.; GROSSI, F. **Curso Intensivo de Viveiros e Produção de Mudanças**. Colombo, PR, 2002a, 19 f.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H. N.; GONÇALVES, W. **Substratos, Adubação e Irrigação na Produção de Mudanças Ornamentais**. Coleção Jardinagem e Paisagismo, v. 2. Viçosa, MG: Editora Aprenda Fácil, 2002b, 145 f.

WENDLING, I.; SOUZA JUNIOR, L. **Propagação vegetativa de erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire) por miniestaquia de material juvenil**. In: 3º CONGRESSO SUL-AMERICANO DA ERVA MATE, 1ª FEIRA DE AGRONEGOCIO DA ERVA MATE, 2003, Chapecó. **Anais... Chapecó, SC**. CD- rom.

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

WENDLING, I.; XAVIER, A. Influência da miniestaquia seriada no vigor radicular de clones de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 29, n. 5, p. 681-689, 2005a.

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

WENDLING, I.; XAVIER, A. Miniestaquia seriada no rejuvenescimento de clones de *Eucalyptus*. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 38, n° 4. Brasília, Embrapa, v. 38, n. 4, p. 475-480, 2003.

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

WENDLING, I.; XAVIER, A.; TITON, M. Miniestaquia na silvicultura clonal de *Eucalyptus*. **Revista Folha Florestal**, Viçosa, n. 1, p. 16-17, 1999.

XAVIER, A. **Silvicultura clonal I: princípios e técnicas de propagação vegetativa**. Viçosa, MG, 2002, 64 f.

XAVIER, A.; ANDRADE, H.B.; OLIVEIRA, M.L.; WENDLING, I. Desempenho do enraizamento de microestacas e miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus grandis*. **Revista Árvore**, Viçosa, v. 25, n. 4, p. 403-411, 2001.

XAVIER, A.; COMÉRIO, J. Enraizamento *ex vitro* de gemas de *Eucalyptus* spp. Multiplicadas e alongadas in vitro. **Scientia Forestalis**, n. 51, p. 29-36, jun. 1997.

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

XAVIER, A.; SANTOS, G.A.; OLIVEIRA, M.L. Enraizamento de miniestacas caulinar e foliar na propagação vegetativa de cedro-rosa (*Cedrela fissilis* Vell.). **Revista Árvore**, Viçosa, v. 27, n. 3, p. 135-356, 2003a.

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

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

ZANON, A.; CARPANEZZI, A.A. Armazenamento de sementes de *Grevillea robusta* Cunn. In: CONGRESSO FLORESTAL PANAMERICANO, CONGRESSO FLORESTAL BRASILEIRO, 7, 1993, Curitiba **Anais...** Curitiba, PR. 1993. p. 265-267.

ZILLER, S.R. **A estepe gramíneo-lenhosa no segundo planalto do Paraná: diagnóstico ambiental com enfoque à contaminação biológica**. Curitiba, PR. Universidade Federal do Paraná, 2000, 115 f. (Tese de Doutorado em Ciências Florestais).

ZOBEL, B.; TALBERT, J. **Applied Forest tree improvement**. New York, North Carolina State University, 1984. 505 f.

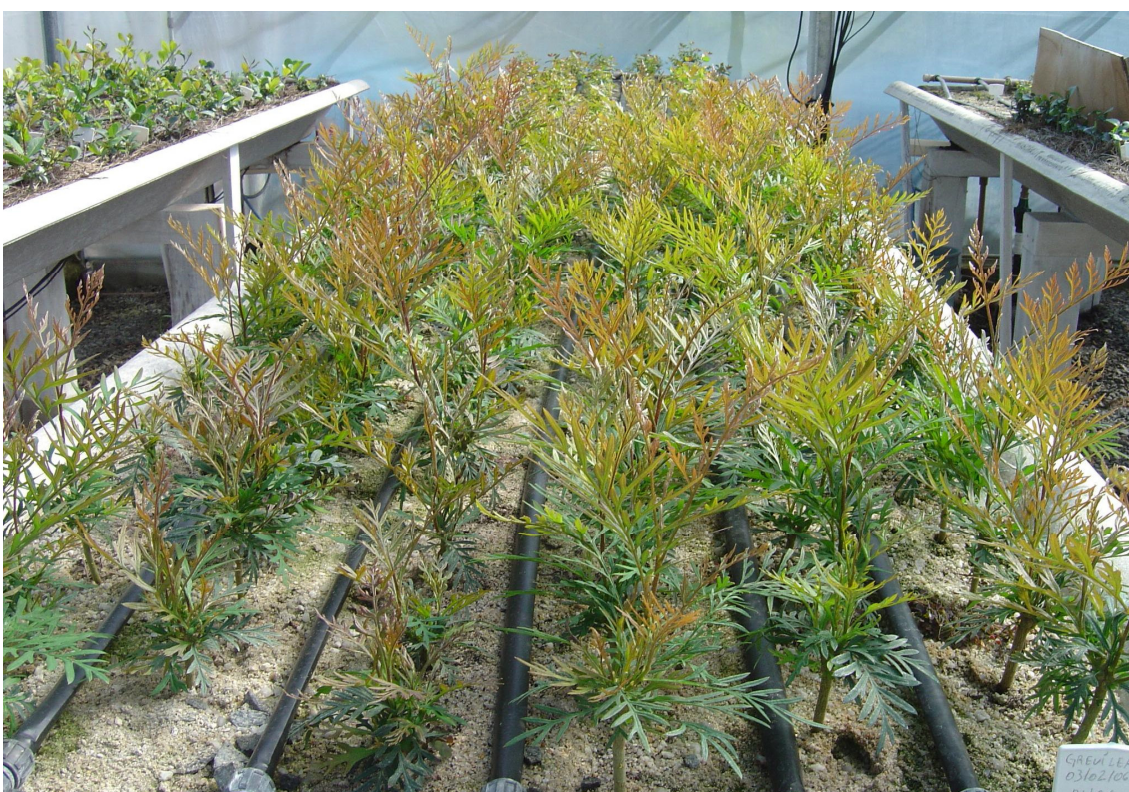
ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. **Estaquia: uma abordagem dos principais aspectos fisiológicos**. Curitiba, PR, UFPR, 2001a, 39 f.

ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. Relações entre épocas do ano e diferentes concentrações de ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de *Eucalyptus grandis*. **Boletim de Pesquisa Florestal**. Colombo, n. 42, p. 71-80, jan./jun. 2001b.

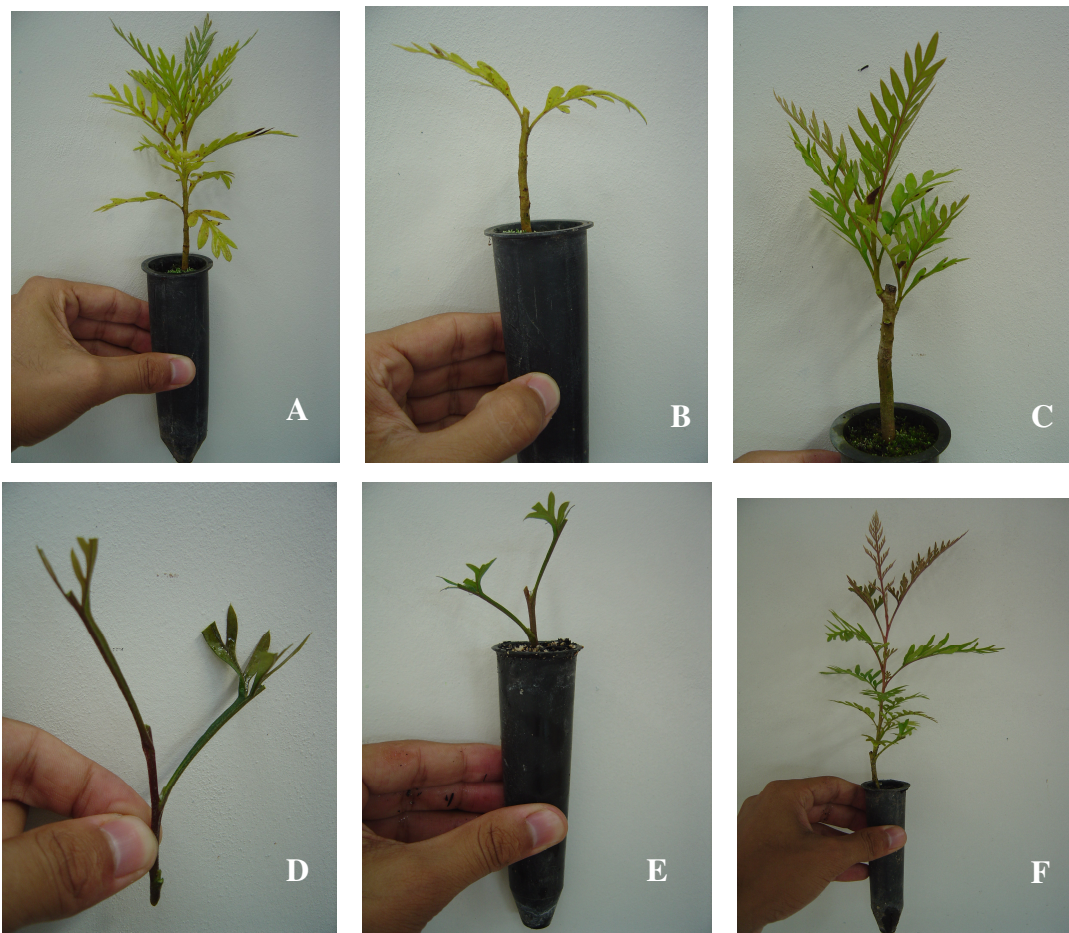
ANEXOS



ANEXO 1A - Minicépas de *G. robusta* em sistema de tubete.



ANEXO 1B - Minicépas de *G. robusta* em sistema de canaletão em areia.



ANEXO 2 - Etapas da técnica de miniestaquia para *Grevillea robusta*. (A) Muda oriunda de semente com dois meses de idade e pronta para ser podada; (B) minicepa podada com dois pares de folhas; (C) minicepa com duas brotações para serem coletadas e usadas na miniestaquia; (D) miniestaca coletada; (E) miniestaca em tubete pronta para ir ao leito de enraizamento e (F) muda pronta para o plantio oriunda da técnica de miniestaquia aos 90 dias de idade.



ANEXO 3 - Miniestacas enraizadas nos quatro tratamentos com AIB.