

PROPAGAÇÃO DE IPÊ-ROXO (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos)
POR MINIESTAQUIA

TAIANE PIRES DE FREITAS

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY
RIBEIRO - UENF

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ
MARÇO - 2012

PROPAGAÇÃO DE IPÊ-ROXO (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos)
POR MINIESTAQUIA

Taiane Pires de Freitas

“Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal”.

Orientadora: Prof^a. Deborah Guerra Barroso

CAMPOS DOS GOYTACAZES – RJ

MARÇO – 2012

FICHA CATALOGRÁFICA

Preparada pela Biblioteca do CCTA / UENF 026/2012

Freitas, Taiane Pires de

Propagação de ipê-roxo (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos) por miniestaquia / Taiane Pires de Freitas. – 2012.

71 f. : il.

Orientador: Deborah Guerra Barroso

Dissertação (Mestrado - Produção Vegetal) – Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Campos dos Goytacazes, RJ, 2012.

Bibliografia: f. 52 – 66.

1. *Tabebuia impetiginosa* 2. Minijardim 3. Propagação vegetativa I. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. II. Título.

CDD – 634.95

PROPAGAÇÃO DE IPÊ-ROXO (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos)
POR MINIESTAQUIA

Taiane Pires de Freitas

“Dissertação apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Mestre em Produção Vegetal”.

Aprovada em 15 de Março de 2012.

Comissão Examinadora:



Prof.^a. Claudete Santa-Catarina (D.Sc., Biotecnologia) - UENF



Prof.^a. Luciana Aparecida Rodrigues (D.Sc., Produção Vegetal) – UENF



Prof.^a. Teresa Aparecida Soares de Freitas (D.Sc., Produção Vegetal) – UFRB



Prof.^a. Deborah Guerra Barroso (D.Sc., Produção Vegetal) - UENF
(Orientadora)

Dedico

Ao Deus de promessas, fortaleza da minha salvação;

À minha maravilhosa e amada Família;

Ao meu amado namorado;

Aos meus amigos;

AGRADECIMENTOS

Ao SENHOR Deus, Senhor dos senhores, Aquele que conhece o caminho dos justos, que nos ouve quando O clamamos e tem misericórdia de nós. Obrigada Papai por ter me sustentado e falado ao meu coração nos momentos de tribulação! Oh Senhor, quão admirável é o Teu Nome sobre toda a terra!

Aos meus pais, Walter e Maria Milza, pelo amor, respeito, incentivo e compromisso com a minha educação, meu irmão Paulo Roberto, por me fazer tão bem a sua presença, em fim, por simplesmente existirem em minha vida;

Ao meu amado namorado e futuro esposo, Fabiano, pela longa jornada que passamos juntos, enfrentado as adversidades da vida, pelo amor verdadeiro e sincero, pelas palavras de conforto e pelos puxões de orelha;

À minha amiga Bianca, pela nossa amizade sincera e verdadeira de seis anos, e pelas infinitas orações;

A Kelly Lamônica, por ter estado comigo durante toda a execução desse trabalho, pelas nossas agradáveis conversas e pelos divertidos momentos durante as contagens de raízes. Não tenho nem palavras para expressar minha gratidão por ela!

À minha amiga Jaqueline, por sua prazerosa companhia. Que o Senhor Jesus te abençoe eternamente!

A UENF, pela oportunidade de realização do curso;

Ao CNPq, pela concessão da bolsa de estudo;

À orientadora Deborah, pela orientação e pelos conhecimentos transmitidos ao longo desses dois anos;

À professora Virgínia, pela coorientação, sugestões e conhecimentos transmitidos.

Ao professor José Geraldo, pelos conhecimentos transmitidos e pelos momentos de descontração;

Aos estagiários Fábio (Fabinho), Inês, Henrique, Leandro, Marcos e Camila, pela ajuda nas atividades;

Aos amigos Mírian (Mirinha), Daniel, Élide e Paulo César (PC), pela amizade;

Aos funcionários de campo;

Ao técnico Jader, por ter sido sempre prestativo e pela disposição em nos ajudar a solucionar os problemas ocorridos;

A todos que contribuíram de alguma forma para que esse trabalho pudesse ser concluído.

Muito obrigada!!

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	ix
RESUMO.....	xi
ABSTRACT.....	xiii
1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	4
2.1. Características gerais da espécie.....	4
2.2. Propagação vegetativa por miniestaquia.....	5
2.3. Formação de raízes adventícias.....	10
2.4. Fatores que afetam a propagação vegetativa.....	12
3. MATERIAIS E MÉTODOS.....	19

3.1. Formação, manejo e monitoramento do minijardim multiclonal.....	20
3.2. Efeito de doses de ácido indolbutírico (AIB) na produção de mudas de ipê-roxo.....	21
3.3. Produção de mudas em seis ciclos de coleta, em função da aplicação de AIB.....	24
3.4. Enraizamento de miniestacas em três ciclos de produção, em função da aplicação de AIB e da posição do propágulo na brotação.....	25
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	28
4.1. Sobrevivência das minicepas.....	28
4.2. Produtividade do minijardim multiclonal.....	29
4.3. Efeito de doses de ácido indolbutírico (AIB) na produção de mudas de ipê-roxo.....	34
4.4. Produção de mudas em seis ciclos de coleta, em função da aplicação de AIB.....	40
4.5. Enraizamento de miniestacas em três ciclos de produção, em função da aplicação de AIB e da posição do propágulo na brotação.....	46
5. RESUMO E CONCLUSÕES.....	49
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	52
APÊNDICE.....	66

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Dados de temperatura (°C) e umidade relativa (%) registrados na casa de vegetação e câmara de nebulização a partir do primeiro ciclo de coleta.....	19
Tabela 2: Resumo dos experimentos conduzidos em casa de vegetação e câmara de nebulização, entre Maio de 2011 a Janeiro de 2012.....	27
Tabela 3: Correlações de Pearson entre o total de miniestacas por minicepa de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , produzidas em oito coletas no minijardim de tubetes e altura e diâmetro inicial das mudas que formaram o minijardim.....	33
Tabela 4: Comprimento de raízes de 1ª ordem (CRPO), matéria seca de raízes (MSR) em mudas de ipê-roxo produzidas por miniestacas aos 30 dias após enraizamento em câmara de nebulização submetidos a doses crescentes de AIB.....	37
Tabela 5: Altura, diâmetro, área foliar, massa seca da parte aérea (MSPA), número de raiz de primeira ordem (NRPO) e massa seca de raízes (MSR) em mudas de ipê-roxo produzidas por miniestacas aos quatro meses após estaqueamento, ao final do primeiro ciclo de produção, submetidos a cinco doses crescentes de AIB.....	39

Tabela 6: Sobrevivência, número de raiz de primeira ordem (NRPO), número de raiz de segunda ordem (NRSO), comprimento de raiz de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento (ENR) em miniestacas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento, em função da aplicação de AIB e da época de coleta das miniestacas após a poda apical.....	43
Tabela 7: Altura (H), diâmetro (DAC), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), número de raiz de primeira ordem (NRPO), massa seca de raízes (MSR) e comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO) em mudas de ipê-roxo produzidas por miniestacas aos quatro meses após estaqueamento, no final do ciclo de produção, submetidos a duas doses crescentes de AIB.....	45
Tabela 8: Sobrevivência, número de raiz de primeira ordem (NRPO), número de raiz de segunda ordem (NRSO), comprimento de raiz de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento (ENR), em miniestacas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , aos 30 dias após o estaqueamento, em função da aplicação de AIB, posição da miniestaca e da época de coleta após a poda apical.....	48

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Esquema do processo de produção de mudas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> pela técnica de miniestaquia.....	25
Figura 2: Produtividade de minicepas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , conduzidas em minijardim em tubetes, ao longo de coletas sucessivas de miniestacas, iniciadas em maio, aos três meses após a poda apical das mudas, e temperaturas médias mensais registradas durante o experimento. Barras verticais indicam o intervalo de confiança - IC _{95%}	29
Figura 3: Produtividade do minijardim multiclonal de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , em diferentes épocas de coleta de miniestacas.....	32
Figura 4: Número de raízes adventícias de primeira e segunda ordem em miniestacas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , aos 30 dias após o estaqueamento, provenientes da coleta realizada aos três meses após a poda apical das minicepas, em função das doses de hormônio de enraizamento (AIB).....	35

Figura 5: Percentual de enraizamento em miniestacas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , aos 30 dias após o estaqueamento, provenientes da coleta realizada aos três meses após a poda apical das minicepas, em função das doses de hormônio de enraizamento (AIB). CV(%): 8,32.....	36
Figura 6: Número de folhas de mudas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> produzidas a partir de miniestacas, aos quatro meses após estaqueamento, em função das doses de AIB. CV (%): 7,4.....	38
Figura 7: Comprimento de raízes de 1ª ordem em mudas de <i>Handroanthus heptaphyllus</i> , aos quatro meses do estaqueamento, em função das doses de AIB. CV (%): 18,0.....	39

RESUMO

FREITAS, Taiane Pires de. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Março de 2012. Propagação de ipê-roxo (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos) por miniestaquia. Orientadora: Deborah Guerra Barroso. Coorientadora: Virgínia Silva Carvalho.

O presente trabalho teve como objetivos avaliar: 1) a viabilidade técnica da propagação vegetativa por miniestaquia para produção de mudas de *Handroanthus heptaphyllus*; 2) a produtividade das minicepas em sistema de minijardim em tubetes, ao longo de coletas sucessivas; 3) o efeito de diferentes concentrações de ácido indolbutírico no enraizamento das miniestacas; 4) o efeito da posição do propágulo na brotação; 5) o crescimento das mudas produzidas ao longo dos ciclos de coleta. Foram realizadas oito coletas, aos três, cinco, seis, sete, oito, nove, dez e onze meses após a poda apical das mudas. Assim formaram as minicepas, sendo quantificado em cada ciclo, o número de miniestacas produzidas por minicepas. No intuito de avaliar o efeito da auxina no enraizamento, foi montado um experimento

com as miniestacas apicais provenientes da primeira coleta das brotações, utilizando-se cinco concentrações de AIB (0; 2000; 4000, 6000 e 8000 mg L⁻¹). Nos ciclos subsequentes, foram utilizadas duas dosagens (0 e 8000 mg L⁻¹). Nos ciclos 5, 6 e 8 além dessas duas doses de hormônio, a posição do propágulo na brotação (apical e intermediária) foi avaliada. As mudas foram avaliadas na expedição do setor de enraizamento e ao final do ciclo de produção, de acordo com cada objetivo. As minicepas se mostraram tolerantes à poda apical, com produção de brotações ao longo do tempo. Observou-se um comportamento cíclico na produtividade das minicepas, com maiores médias aos 8 e 11 meses após a poda apical das mudas. A utilização de AIB na concentração de 8000 mg L⁻¹, resultou em mudas com maior número e comprimento de raízes. As miniestacas intermediárias resultaram em mudas com maior massa seca das raízes. Como técnica de propagação vegetativa para esta espécie, apesar de ter se mostrado eficientes resultados, ainda necessita de mais pesquisas para ajustes do manejo e viabilização econômica de seu uso em escala comercial, com o uso de banco de germoplasma para assegurar a diversificação, bem como maior qualidade de mudas para plantio.

.

Palavras-chave: *Handroanthus heptaphyllus*, minijardim, propagação vegetativa

ABSTRACT

FREITAS, Taiane Pires de. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. March, 2012. Propagation of “ipê-roxo” (*Handroanthus heptaphyllus* Mattos) by minicutting. Advisor: Deborah Guerra Barroso. Co-advisor: Virgínia Silva Carvalho.

This work had as objectives to evaluate: 1) the technical viability of the vegetative propagation by minicutting aiming the growth of *Handroanthus heptaphyllus* seedlings; 2) the productivity of ministrains along successive collects in a minigarden set up in small tubes; 3) the effect of different concentrations of indolbutiric acid on the rooting of the minicuttings; 4) the effect of the position of the minicuttings on the sprouts; 5) the seedlings growth along the collect cycles. Eight collects were carried out, at three, five, six, seven, eight and nine months after the apical pruning of the seedlings. So the ministrains were established the ministrains. In each cycle, the number of minicuttings from each ministrain was counted. Aiming the evaluation the effect of auxin on the rooting, an experiment was set up with apical minicuttings collected during the first sprout. Five AIB concentrations were used: 0; 2,000; 4,000;

6,000 and 8,000 mg.L⁻¹. In the sequent cycles two dosages were used: (0 and 8,000 mg.L⁻¹) In the cycles 5, 6 and 8, besides the two mentioned hormon dosages, the minicuttings position on the sprout (apical and intermediate) were evaluated. The seedlings were also evaluated during the lifting time from the rooting sector as well as at the end of the growth cycle, according to each objective. The ministrains had tolerance to apical pruning, showing sprout production along the time. A cycling behavior of the ministrains productivity was observed showing higher averages at 8 and 11 months after the apical pruning of the seedlings. The 8,000 mg L⁻¹ concentration presented higher number and length of roots. The intermediate minicuttings showed higer value of root dry mass. As a technique of vegetative propagation for this species, although efficient results still need more experiments to adjust management techniques and economic feasibility aiming the use on a large scale, with the use of gemoplasm bank to assure diversification of as well as higher quality of the seedlings for plantings.

Key-words: *Handroanthus heptaphyllus*, minigarden, vegetative propagation

1. INTRODUÇÃO

A silvicultura brasileira tem sua atividade quase que exclusivamente voltada para as espécies dos gêneros *Pinus* e *Eucalyptus*, com plantios de mudas geneticamente melhoradas para atender as necessidades industriais.

Para as espécies nativas, a demanda pela silvicultura provém, principalmente, para adequação das áreas de Preservação Permanente, obrigatoriedade da reconstituição da área de Reserva Legal de cada propriedade rural (Brasil, 1965; Brasil, 2002; Carvalho, 2003b) e trabalhos de recuperação de áreas degradadas. Entretanto, há demanda para o uso econômico destas espécies, que até o momento, são atendidas pela exploração de remanescentes florestais.

Dentre as inúmeras espécies nativas de alto valor comercial tem-se o ipê-roxo (*Handroanthus heptaphyllus*), pertencente à família Bignoniaceae, utilizada com frequência na medicina popular (Carvalho 2003a) e também em programas de reflorestamentos e recuperação de área degradada. Apresenta madeira de alto valor econômico, elevada densidade, durabilidade, resistente e de baixa retratilidade volumétrica (Paula e Alves, 2007). Sua propagação, comumente, tem sido realizada por via seminífera (Carvalho, 1994), no entanto, estudos referentes ao processo de produção de mudas são ainda incipientes, para que a produção atenda à demanda.

Neste sentido, pesquisas devem ser desenvolvidas para definição e ajustes de metodologias para produção de mudas de alta qualidade, visto que o êxito dos povoamentos florestais implantados depende, em grande parte, do padrão de qualidade dessas mudas, as quais terão melhores condições de resistirem às condições adversas em campo.

As avaliações realizadas para conceituar a qualidade, baseiam-se nos aspectos fisiológicos e morfológicos. No entanto, esse padrão de qualidade pode variar entre as espécies. Segundo Fonseca (2000), as mudas devem ser selecionadas com base na altura, diâmetro do coleto, aspectos fitossanitários e avaliações do sistema radicular.

Uma das dificuldades enfrentadas por quem trabalha com a produção de mudas de espécies florestais nativas é o crescimento lento de muitas delas, particularmente daquelas classificadas como tardias ou clímax. Em face disso, é de fundamental importância a definição de protocolos e estratégias que favoreçam a produção de mudas com qualidade (Cunha *et al.*, 2005a) e que atendam às exigências do mercado. Tais características podem ser conseguidas com a utilização de mudas propagadas vegetativamente.

A implantação de povoamentos florestais com características desejáveis como uniformidade e elevada produtividade, tem no sistema de propagação clonal um importante mecanismo para aumentar a competitividade no setor florestal, principalmente para o setor de produção de mudas (Carvalho, 2003b).

A miniestaquia é uma opção para as espécies que apresentam sazonalidade na produção e dificuldade de armazenamento das sementes. Sendo possível, através desta técnica, a formação de um banco de matrizes em casa de vegetação com fornecimento de material diversificado para produção de mudas visando à conservação da espécie, além de permitir a seleção de matrizes com características fenotípicas superiores para a produção comercial, como qualidade de fuste para a produção de madeira.

Esta técnica mostrou-se viável para o enraizamento de miniestacas coletadas de minicepas produzidas partindo de sementes em espécies nativas como o jequitibá rosa, cedro rosa, mogno e sete cascas (Xavier *et al.*, 2003). O que permite

maior controle nutricional e fitossanitário em comparação à estaquia (Ferreira *et al.*, 2004).

Entre os fatores limitantes para a produção de mudas por esta técnica pode-se destacar o genótipo, idade e nutrição da planta fornecedora de propágulos, condições ambientais (luminosidade, temperatura, umidade), balanço hormonal e estações do ano de coleta das estacas (Hartmann *et al.*, 2002), além dos tratamentos culturais, como a irrigação e controle de doenças e pragas.

No intuito de aprimorar as técnicas para a produção de mudas de ipê-roxo visando à qualidade e quantidade em um curto espaço de tempo, considerando a importância ambiental e econômica do ipê-roxo, a pressão antrópica sobre os remanescentes florestais e a consequente necessidade de preservação da espécie, o presente trabalho teve como objetivo geral: Estabelecer um protocolo de propagação vegetativa de ipê-roxo utilizando-se a técnica da miniestaquia.

São objetivos específicos, avaliar:

1) A viabilidade técnica da utilização da propagação vegetativa por miniestaquia para produção de mudas de *Handroanthus heptaphyllus*;

2) A produtividade das minicepas conduzidas em sistema de minijardim em tubetes, ao longo de coletas sucessivas;

3) O efeito da aplicação de diferentes concentrações de ácido indolbutírico no enraizamento das miniestacas;

4) O crescimento das mudas produzidas ao longo dos ciclos de coleta;

5) O efeito da posição do propágulo na brotação, sobre o enraizamento das miniestacas.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. Características gerais da espécie

A *Handroanthus heptaphyllus* Mattos, conhecida vulgarmente como ipê-roxo, ipê Ipiranga e ipê preto, é uma espécie arbórea, caducifólia, da família Bignoniaceae (Lorenzi, 2002). Seus exemplares apresentam de 8 a 20 m de altura, podendo atingir 35 m e 150 cm de DAP. Pode ser encontrada com frequência em áreas de vegetação nativa nos estados do Espírito Santo, Bahia, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Rio Grande do Sul e Mato Grosso do Sul, além de outros países da América do Sul, como por exemplo, Argentina, sul da Bolívia, leste do Paraguai e Uruguai, em ambientes com precipitações pluviométricas anuais variando de 1000 mm a 1900 mm, e temperaturas de 18 a 26 °C. (Carvalho, 1994)

Apresenta boas taxas de crescimento em vários tipos de solo, cujos relevos podem ser desde planos a pouco ondulados, de fertilidade média a alta, profundos, com boa drenagem e de textura que varie de franca a argilosa (Carvalho, 2003a).

Sua floração é abundante, tomando toda a copa das árvores, o que proporciona um efeito paisagístico de rara beleza. Possui lindas flores que podem ser dispostas solitariamente ou reunidas em inflorescências. Suas folhas são

compostas, digitadas, com 5-7 folíolos serrilhados, elípticos, com até 14 cm de comprimento, por 6 cm de largura. Seu fruto é silíquo cilíndrico estreito, deiscente, com numerosas sementes. As sementes são abundantes e aladas, medindo de 2,5 a 3 cm de comprimento, com largura de 6 a 7 mm, são acastanhadas e membranáceas, mais ou menos brilhantes (Longhi, 1995).

Devido à intensa exploração nas regiões de sua ocorrência natural, restando poucas árvores isoladas, essa espécie tem sido indicada nos trabalhos de restauração de ecossistemas florestais e de paisagismo; em reflorestamentos é utilizada na reposição de mata ciliar para locais sem inundação.

Sua madeira é muito procurada e de alto valor econômico. Possui elevada densidade e durabilidade, resistente e de baixa retratibilidade volumétrica, sendo empregada na construção civil, como quilhas de navios, mourões, pontes e assoalhos, confecções de bengalas, além de produzir carvão de boa qualidade (Paula e Alves, 2007).

O ipê-roxo é muito usado em medicina popular. Segundo Neto e Moraes, (2003), essa espécie possui atividade hipoglicemiante. O extrato da entrecasca é utilizado como depurativo e bactericida e na confecção de xaropes.

As folhas são utilizadas sob a forma de chás, como antibacteriano, antifúngico, diurético, adstringente e no tratamento caseiro contra alguns tipos de câncer, lúpus, doença de Parkinson, psoríase e alergia (Pott e Pott, 1994).

Higa (2006) cita que a atividade anticancerígena da casca do ipê é atribuída principalmente as naftoquinonas lapachol e hidro- α -lapachona, que apresentam efeito inibidor sobre o crescimento de tumores malignos.

2.2. Propagação vegetativa por miniestaquia

Na espécie *Handroanthus heptaphyllus* Mattos, a propagação comumente se dá via seminífera, no entanto suas sementes quando armazenadas, apresentam variações em termos de qualidade, tendo o poder germinativo rapidamente reduzido

(Carvalho, 1994). Em condições de armazenamento, suas sementes apresentam-se com 53% de germinação aos 120 dias após a colheita (Maeda e Matthes, 1984). Uma alternativa de propagação para as espécies que apresentam dificuldade no armazenamento, no potencial germinativo ou produção insuficiente de sementes é a propagação vegetativa (Santos, 2002), no entanto não há relatos na literatura sobre sua utilização para a espécie em questão.

A propagação clonal ou vegetativa consiste na produção de novos indivíduos, a partir de uma planta doadora, utilizando-se, para isso, propágulos vegetativos, como caules, folhas e raízes. Graças à potencialidade dos tecidos em se regenerar pelo processo de divisão celular, conhecido como mitose, e à totipotência das células, ou seja, capacidade de qualquer célula do organismo vegetal possuir em seu núcleo toda a informação necessária à regeneração de uma planta, torna-se possível a propagação vegetativa de plantas (Hartmann *et al.*, 2002).

Esta técnica é de grande importância, principalmente quando se deseja multiplicar um genótipo com alguma característica superior, que é segregada pela propagação seminal (Souza Junior, 2007).

As vantagens da propagação vegetativa em espécies florestais são a multiplicação de indivíduos que apresentam: a) restrições na floração; b) sementes estéreis; c) resistências a doenças; d) possibilidade de adaptações de clones específicos para determinados sítios e aumento da produção de madeira ou outros produtos em quantidade e qualidade desejáveis para determinado fim, com reprodução fiel da planta-mãe resultando em plantios uniformes (Alfenas *et al.*, 2004). No entanto, com a utilização sucessiva da clonagem nas diferentes gerações dos progenitores, essa última vantagem pode não ocorrer, pois mudanças nas características dos indivíduos são possíveis de ocorrer, diferindo-os do restante da população. As modificações sofridas por um clone são devidas às variações genéticas, variações causadas por patógenos sistêmicos e aquelas associadas à idade do clone (Hartmann *et al.*, 2002), além do importante efeito do ambiente.

Como desvantagens podem ser citados o risco do estreitamento da base genética (Souza Junior, 2007), transmissão de doenças quando a planta-mãe se encontrar infectada, necessidade de instalações e de plantas matrizes adequadas

(Yamazoe e Vilas Bôas, 2003). Vale ressaltar também que a homogeneidade genética nos povoamentos, proporcionada por esta técnica, torna os plantios mais vulneráveis às condições adversas do ambiente, assim como ao ataque de pragas e doenças, principalmente quando se propaga um genótipo susceptível.

Em espécies arbóreas, a propagação vegetativa pode ser realizada por diversas técnicas, sendo o método definido conforme o objetivo, a espécie, a característica genotípica da planta matriz, os tipos de propágulos, a época do ano (Wendling *et al.*, 2005) e a capacidade de enraizamento.

Dentre as técnicas de propagação vegetativa utilizadas na multiplicação de espécies florestais em larga escala, pode-se citar a miniestaquia, que consiste na utilização de brotações (miniestacas), provenientes de plantas propagadas por estacas ou sementes (Alfenas *et al.*, 2004), que são despontadas, retirando-se a dominância apical e formando, assim, minicepas.

A técnica da miniestaquia resulta em utilizar propágulo vegetativo com cerca de 4-8 cm de comprimento, contendo um ou mais pares de folhas seccionadas transversalmente, a cerca de um terço de seu comprimento. A miniestaca pode ser apical, intermediária ou basal, dependendo da posição de coleta no ramo. Elas devem ser coletadas durante o período de crescimento vegetativo, de preferência na parte da manhã, para evitar desidratação (Ritzinger; Graziotti, 2005).

A miniestaquia pode ser dividida nas fases de produção de brotos em minijardim clonal, indução do enraizamento adventício, aclimatização e rustificação, para posterior plantio (Alfenas *et al.*, 2004).

No Brasil, a miniestaquia tem sido a técnica mais empregada para a propagação de espécies do gênero *Eucalyptus* (Mafia *et al.*, 2005), principalmente por unir a qualidade da muda formada à redução dos custos de produção (Santos *et al.*, 2005), entretanto, em espécies florestais nativas, esta técnica ainda necessita de ajustes no processo de produção das mudas.

A miniestaquia tem sido estudada em *Cedrela fissilis* (Xavier *et al.*, 2003), *Erythrina falcata* (Wendling *et al.*, 2005), *Pinus taeda* (Alcantara *et al.*, 2007), *Ilex paraguariensis* (Wendling *et al.*, 2007), *Gravillea robusta* (Souza Junior *et al.*, 2008) e *Calophyllum brasiliense* (Silva *et al.*, 2010). Todos esses autores concluíram que a

técnica da miniestaquia se mostrou viável, tornando-se uma alternativa para produção de mudas.

No enraizamento de miniestacas apicais e intermediárias de clones de *Eucalyptus urophylla* x *E. globulus* e *Eucalyptus grandis* x *E. globulus* em sistema de minijardim em canaletão de areia semi-hidropônico, Borges (2009) estudou o efeito do ácido idolbutírico e verificou que as miniestacas apicais apresentaram melhor enraizamento, sem influência do hormônio testado.

Na miniestaquia, as plantas matrizes, denominadas minicepas são mantidas no viveiro e o conjunto dessas minicepas forma um minijardim. Os minijardins, clonal ou multiclonal, são estabelecidos em espaços relativamente pequenos, em canteiros suspensos e, geralmente, sob cobertura fixa ou retrátil (Alfenas *et al.*, 2004), cuja implantação pode ser realizada sob diferentes sistemas, tais como tubetes, canaletão, sacos plásticos e vasos (Cunha *et al.*, 2005b).

Souza Junior *et al.* (2008) estudaram a *Grevillea robusta* no sistema de minijardim em tubetes e concluíram que esse sistema é tecnicamente viável, no qual a produção de mudas dessa espécie pode ser realizada durante o ano inteiro, sem a necessidade de aplicações de reguladores de crescimento.

A propagação do cedro australiano (*Toona ciliata*) por enraizamento de miniestacas provenientes de minicepas de origem seminal manejadas em tubetes foi conseguida sem a necessidade da aplicação de auxina, apresentando-se tecnicamente viável (Souza *et al.*, 2009).

Ferreira (2009), estudando a mesma espécie, utilizou o sistema em canaletão para avaliar a produtividade das minicepas ao longo de coletas sucessivas e a produção das mudas, a partir de miniestacas apicais, intermediárias e basais, obtendo aumento da produtividade do sistema ao longo das sucessivas coletas, no qual todas as posições de coletas avaliadas apresentaram-se aptas à produção de mudas dessa espécie.

Com relação à sobrevivência das minicepas de *Eucalyptus benthamii*, Cunha *et al.* (2005b) consideraram que esta foi elevada, pois atingiu em torno de 88% para o sistema em canaletão de areia e 100% para o sistema em tubetes, após cinco coletas de miniestacas em intervalos de 25 a 30 dias. Entretanto, não houve

diferença entre as coletas, indicando que os sistemas de jardim adotados no presente estudo foram eficientes, aliado ao bom manejo adotado.

Titon *et al.* (2003), avaliando a eficiência da técnica de mini e microestaquia de quatro clones de *Eucalyptus grandis* (CC1, CC8, CC11 e CC12), verificaram uma taxa de sobrevivência das minicepas e microcepas superior a 98%, indicando alto potencial de resposta dos clones à emissão de novas brotações.

Silva (2010) avaliou, dentre outras variáveis, a sobrevivência das minicepas de *Toona ciliata* nos sistemas de minijardim em tubete e canaletão, ao longo das coletas de miniestacas, e verificou que, em ambos, a sobrevivência foi de 100%.

A periodicidade da coleta das miniestacas e a produtividade das minicepas variam com o sistema de minijardim, o material genético, o manejo adotado e a época do ano (Alfenas *et al.*, 2004).

Não é fácil detectar o ponto de coleta das brotações para enraizamento. Brotações muito jovens ou muito maduras podem ser inadequadas para o enraizamento (Alfenas *et al.*, 2004). Normalmente o que tem sido realizado nos trabalhos encontrados na literatura é o monitoramento do minijardim e quando as brotações apresentam em torno de 5 cm de altura realiza-se o corte (Ferriani *et al.*, 2011; Wendling; Souza Junior, 2003). Em *Eucalyptus* spp. o intervalo entre coletas é de 10 a 25 dias. Já em minijardim multiclonal de *Toona ciliata* esse intervalo de coleta é de 30 dias, segundo Silva (2010) e Souza (2010).

Em várias regiões do Brasil, a produtividade dos viveiros tende a ser mais estável e superior no outono e na primavera, em comparação com o verão e inverno (Alfenas *et al.*, 2004).

Entretanto, para a produção de mudas de pinus (*Pinus taeda*), as melhores épocas corresponderam ao inverno e ao verão (Alcântara, 2005), coincidindo com os períodos verificados por Ferriani (2006), para miniestacas de pau-toucinho (*Vernonanthura petiolaris* (DC.) H. Robinson). Já para a espécie corticeira-do-mato (*Erythrina falcata* Bentham), a primavera e verão foram os melhores períodos de coleta de propágulos (Wendling *et al.*, 2005).

O número de miniestacas por minicepa varia em função da espécie, sistema e manejo do minijardim, condições ambientais e vigor fisiológico das minicepas

(Xavier *et al.*, 2009).

Wendling (1999) obteve produtividade média de 1,9 miniestacas por minicepa de *Eucalyptus grandis* em cada coleta, no intervalo de 20 dias, em sistema de tubete. Em *Eucalyptus benthamii*, Cunha *et al.* (2005b) verificaram menor produção de miniestacas por minicepas, na primeira coleta de brotação. A produção de miniestacas aumentou após as sucessivas coletas para os dois sistemas testados (canaletão e tubete).

Xavier *et al.* (2003) encontraram produtividade média de 1,3 miniestacas por minicepa por coleta em minijardim de *Cedrela fissilis*, conduzido em tubetes, em intervalos de 30 dias.

Minicepas de erva-mate, conduzidas em sacos plásticos de 15,0 x 10,0 cm com terra de subsolo, apresentaram produção média de 2,2 miniestacas por minicepas a cada 35 dias (Wendling e Souza Júnior, 2003).

Altoé (2011a) verificou aumento do número de brotações emitidas pelas minicepas, conduzidas em tubetes, de *Psidium guineense*, *P. cattleyanum* (araçazeiros) e *P. guajava* cv. Paluma (goiabeira) até os 166 dias após a recepa. As maiores médias encontradas variaram de 3,32 a 3,99; 4,13 a 4,83; e 2,90 a 3,62, respectivamente.

Os resultados para cálculo da produtividade também podem ser representados por metro quadrado. Wendling *et al.* (2007) encontraram 291 miniestacas de *Ilex paraguariensis* por m² em 11 coletas realizadas a cada 39 dias. Souza (2010) encontrou 112 miniestacas de *Toona ciliata* ao longo de três coletas, em intervalos de 31 dias. Para *Eucalyptus* spp., Higashi *et al.* (2002) encontraram 29200 miniestacas m⁻² ano⁻¹.

2.3. Formação de raízes adventícias

Na propagação vegetativa por enraizamento de estacas, o sistema radicular é denominado de adventício, ou seja, as raízes formadas são adventícias, dada esta ter sido induzida em um local diferente daquela onde se forma no curso normal de seu desenvolvimento (Xavier, 2002).

A formação de raízes adventícias pode ser considerada como uma sequência de eventos bioquímicos, como a síntese de proteínas e ácidos nucleicos, metabolismo de carboidratos e hormônios (Gaspar, 1981, citado por Moreira *et al.*, 2000), e histológicos, como a desdiferenciação celular, seguida pela iniciação e diferenciação dos grupos de células meristemáticas em primórdios radiculares, com posterior crescimento e emergência das novas raízes (Hartmann *et al.*, 2002).

É um evento multicelular complexo, envolvendo a divisão celular de células que normalmente não estão diretamente relacionadas na formação de raízes (Mayer *et al.*, 2008).

Essas raízes ocorrem em resposta ao efeito da lesão sofrida no preparo da miniestaca. Quando uma estaca é preparada, as células da superfície cortada são lesionadas, iniciando um processo de cicatrização e regeneração. Normalmente, o tecido lesionado tende a entrar em divisão celular e produzir primórdios de raiz devido ao acúmulo natural de auxinas oriundo do transporte polar e carboidratos, junto ao feixe vascular, produção de etileno e aumento na taxa de respiração (Hartmann; Kester, 1990). Os carboidratos em si não aumentam a resposta de enraizamento, mas são fontes de energia e de carbono para síntese de outras substâncias essenciais à formação de raízes (Bisbis *et al.*, 2003). Além disso, é provável que as estacas lesionadas tenham maior capacidade de absorver água e reguladores de crescimento aplicados (Hartmann; Kester, 1990).

Durante o processo de iniciação das raízes adventícias, ocorrem algumas fases que podem ser identificadas nos seguintes estágios: desdiferenciação, formação de raízes iniciais, desenvolvimento das raízes iniciais em primórdios de raízes reconhecíveis e crescimento e emergência dos primórdios radiculares (Hartmann *et al.*, 2002).

Em espécies lenhosas, a origem dessas raízes pode ser de células parenquimáticas vivas (quando jovens), raio vascular/medular, câmbio, canais resiníferos, córtex ou lenticelas. Outras vezes, o sistema radicular pode se formar a partir de calos, tecido formado por células de natureza parenquimática irregularmente diferenciada e que se multiplicam desordenadamente nas extremidades da estaca (Xavier, 2002).

Entretanto, a formação do calo não é essencial ao enraizamento adventício, pois embora ocorra, geralmente, a formação de calos e raízes simultaneamente sob condições adequadas, eles são processos independentes (Alcântara, 2005).

Boeger *et al.* (2004) estudaram as características anatômicas de estacas de guaco (*Mikania glomerata*) com 10 cm de comprimento e verificaram a formação de raízes adventícias a partir do câmbio interfascicular, no entanto, não houve formação de calos.

Já em macadâmia (*Macadamia integrifolia*), Gondim *et al.* (1999) observaram a formação de calos e o surgimento de raízes adventícias em sua base, adjacente ao câmbio vascular de estacas coletadas durante o repouso vegetativo, considerado o período de maior teor de carboidratos nos ramos.

Segundo Hartmann *et al.* (2002), as plantas podem ser divididas em três classes quanto à formação de raízes adventícias. A primeira é representada por plantas consideradas de fácil enraizamento, no qual apresentam todos os componentes endógenos, inclusive as auxinas, essenciais à iniciação radicial e quando as estacas são submetidas a condições adequadas ao enraizamento, verifica-se uma rápida formação de raízes adventícias. Na segunda classe estão as plantas consideradas de fácil a moderado enraizamento, onde a auxina é um fator limitante, sendo aumentado o índice de enraizamento com a aplicação de auxina. A última classe de plantas é representada por espécies de difícil enraizamento (recalcitrantes), ou seja, quando falta sensibilidade às células para responderem aos estímulos, podendo ou não a auxina endógena estar presente. Neste caso, a aplicação de auxinas promove pouca ou nenhuma resposta ao enraizamento adventício.

2.4. Fatores que afetam a propagação vegetativa

A importância de se conhecer os fatores que afetam a formação de raízes e suas implicações está relacionada ao sucesso ou fracasso da produção de mudas via propagação vegetativa (Cunha *et al.*, 2009b).

O enraizamento adventício é uma etapa essencial na propagação vegetativa e pode ser afetado pelo genótipo, idade e nutrição da planta fornecedora de propágulos, condições ambientais (luminosidade, temperatura, umidade), balanço hormonal e estações do ano de coleta das estacas (Hartmann *et al.*, 2002), além dos tratamentos culturais, como a irrigação e controle de doenças e pragas.

Tais fatores são variáveis e podem atuar de maneira isolada ou em interações com os demais, de forma que, através de uma simples modificação em uma ou mais condições, pode-se viabilizar a propagação de espécies consideradas de difícil enraizamento (Nachtigal; Fachinello, 1995).

Durante o ciclo de vida das plantas, as características anatômicas, fisiológicas e bioquímicas são distintas nas diferentes fases (juvenil e adulta) (Salisbury e Ross, 1978).

Assim, as mudanças que ocorrem na planta durante a transição de fase, estão relacionadas ao hábito de crescimento, à presença de espinhos, à pigmentação, à anatomia foliar e caulinar, vigor de crescimento e à capacidade de enraizamento (Wendling e Xavier, 2001). Para a propagação vegetativa de espécies florestais, a redução da capacidade rizogênica das estacas de plantas adultas constitui o principal fator, pois é nessa fase que as árvores são convenientemente avaliadas (Assis e Teixeira, 1998).

Estacas provenientes de material vegetativo juvenil enraízam com maior facilidade, sendo que quanto mais juvenis, mais rápida é a formação das raízes, melhor é a qualidade do sistema radicular formado e menor é a probabilidade de barreiras anatômicas que podem interferir negativamente para a formação de raízes adventícias (Hartmann *et al.*, 2002).

Segundo Appezzato-da-Glória e Hayashi (2004), caules mais velhos apresentam uma bainha de esclerênquima perivascular que pode constituir um obstáculo ao crescimento da raiz ou desviar o curso de seu crescimento radial, dificultando assim o enraizamento de propágulos adultos.

Em espécies de difícil enraizamento, a capacidade de emitir raízes declina com a idade ontogenética do propágulo, trazendo problemas na propagação vegetativa, pois a planta deixa de expressar certas características com a maturidade.

A idade ontogenética refere-se à passagem da planta pelas fases de embriogênese, germinação, crescimento vegetativo e reprodutivo, correspondendo à maturação da planta (Fortanier e Jonkers (1976) citado por Wendling; Xavier, (2001)).

Segundo Pacheco *et al.* (1998) e Casagrande Jr. (2000), respectivamente, as espécies *Vitis rotundifolia* e *Plinia trunciflora* são consideradas de difícil enraizamento. Ao contrário disto, em espécies de fácil propagação é dada pouca importância à idade da planta-mãe (Hartmann *et al.*, 2002).

Quando desejado um comportamento mais juvenil da planta a ser propagada, devem-se utilizar propágulos oriundos das partes mais juvenis (fase juvenil) da planta matriz. Por outro lado, quando se deseja uma planta com comportamento maduro, tal como manifestação do florescimento precoce e porte reduzido, devem-se preferir propágulos oriundos das partes mais adultas (fase adulta) da planta matriz (Xavier *et al.*, 2009).

Em *Pinus taeda* a formação de raízes em miniestacas é influenciada pela idade das mudas, de forma que o aumento no índice de enraizamento ocorra com a diminuição da idade das mudas (Alcântara, 2007).

A nutrição mineral pode influenciar o enraizamento de estacas de duas maneiras: em decorrência do vigor vegetativo da planta matriz da qual se coletam as brotações e do próprio status nutricional do propágulo coletado (Xavier *et al.*, 2009), desempenhando papel importante nas fases de indução e de formação de raízes adventícias, gerando respostas diferenciadas tanto em relação aos nutrientes quanto às concentrações testadas (Schwambach *et al.*, 2005).

De maneira geral, evidencia-se uma carência de informações sobre a importância de determinados nutrientes, bem como sobre a nutrição das plantas doadoras de propágulos em geral, no processo de iniciação, formação, crescimento e desenvolvimento das raízes adventícias em estacas ou miniestacas (Cunha *et al.*, 2009b).

O nitrogênio, por exemplo, é fundamental no início do enraizamento, por participar da síntese de ácidos nucleicos e de proteínas (Oliveira, 2002). Segundo Fachinello *et al.* (1995), o conteúdo equilibrado de alguns nutrientes, como fósforo, potássio, cálcio e magnésio, também favorece o enraizamento. O zinco é ativador do

triptofano, precursor da auxina, sendo por isso, imprescindível na formação das raízes. Os cuidados com a carência ou excesso de alguns nutrientes demonstram a importância de uma adubação adequada nas plantas matrizes para a obtenção das estacas.

Xavier *et al.* (2009) destacam a luminosidade, temperatura e umidade como os fatores que mais afetam o enraizamento.

A luminosidade fornecida às estacas durante o período de enraizamento é de fundamental importância para a emissão de raízes. O papel da luz como estimuladora do enraizamento varia conforme a planta e o método de propagação (Paiva *et al.*, 1996). Deve-se fornecer luminosidade satisfatória, de modo a obter níveis adequados de fotossíntese e conseqüentemente, acúmulo de reservas e substâncias indutoras do enraizamento. Sendo que na prática, têm-se empregado coberturas, em casa de enraizamento, que interceptam em torno de 50% da intensidade luminosa (Alfenas *et al.*, 2004).

A temperatura pode influenciar o enraizamento, atuando, sobretudo, na absorção de nutrientes e no metabolismo, especialmente em regiões de clima subtropical (Cunha *et al.*, 2009a). No entanto, temperaturas excessivamente altas durante a fase de enraizamento devem ser evitadas, pois ocorre o aumento da transpiração e perda de água pelas folhas, provocando a necrose dos tecidos. Já temperaturas baixas diminuem o metabolismo das estacas, levando à menor produção de brotações e ao maior tempo para o enraizamento ou, até mesmo, não proporcionam condições adequadas para que ocorram indução, desenvolvimento e crescimento radicular (Xavier, 2002).

Em espécies florestais, um bom enraizamento pode ser conseguido em um amplo intervalo de temperatura, variando entre 15 e 35°C (Xavier *et al.*, 2009). Para o gênero *Eucalyptus*, Alfenas *et al.* (2004) afirmam que temperaturas na faixa de 25-30°C são as mais adequadas no enraizamento das espécies, contudo, estudos referentes à influência das variáveis climáticas ainda são incipientes para diversas espécies.

A umidade do ar também influencia no enraizamento, devendo-se mantê-la elevada, favorecendo as estacas e reduzindo a transpiração pelas folhas (Hartmann

et al., 2002; Moraes, 2008). Desta forma, é necessário que haja controle da umidade no interior do setor de enraizamento para fornecer umidade suficiente em volta da estaca e na superfície da folha, evitando a desidratação e, conseqüentemente, sua morte (Souza Junior, 2007).

A umidade pode ser obtida pelo sistema de nebulização intermitente, no qual os intervalos das pulverizações podem variar conforme as condições ambientais e exigências de cada material genético. Para *Psidium guineense*, *P. cattleianum* e *P. guajava*, Altoé (2011a) utilizou intervalos de pulverizações de 30 segundos a cada 15 minutos. Para *Cinnamomum zeylanicum*, Dias (2006) utilizou intervalos de 30 segundos a cada 30 minutos.

Cunha *et al.* (2009a), ao avaliarem a influência das variáveis climáticas na produção e enraizamento de miniestacas de 14 clones de eucalipto cultivados em dois minijardins (leito de areia e tubetes), verificaram que, em relação à produção de miniestacas, o aumento da temperatura favoreceu a produção. E o aumento da luminosidade nos locais onde os minijardins clonais estavam estabelecidos favoreceu tanto o enraizamento, quanto a produção de miniestacas, independente do minijardim analisado.

Outro fator importante na propagação vegetativa são as substâncias promotoras do enraizamento adventício que pertencem ao grupo das auxinas naturais e sintéticas (Gatti, 2002).

A principal auxina endógena das plantas é o ácido indolacético (AIA), encontrado em níveis que variam conforme a velocidade das reações de síntese, destruição e inativação e que, por sua vez, é afetada por alguns fatores como idade fisiológica do órgão e da planta, condições ambientais, e parte da planta que foi analisada (Fachinello *et al.*, 1995).

A biossíntese do AIA está associada com locais de divisão celular rápida, especialmente, nas gemas apicais, folhas jovens, frutos em desenvolvimento e em sementes. Transloca-se basipetamente até o coleto da planta e acropetamente daí até o ápice das raízes. Geralmente, alta relação auxina/citocinina favorece a formação de raízes, enquanto o contrário facilita a formação de ramos (Taiz e Zeiger, 2004).

Dentre as várias auxinas sintéticas, as mais utilizadas para o enraizamento de propágulos vegetativos são o ácido indolbutírico (AIB) e o ácido naftalenacético (ANA), apresentando resultados bastante variáveis conforme a espécie, época do ano, concentração e condições ambientais (Fachinello *et al.*, 1995). Além dessas, o 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D) e o ácido naftoxiacético (NOA) também são utilizados como promotores de enraizamento.

A aplicação exógena de auxinas em estacas estimula a formação de raízes adventícias, aumentando a porcentagem de estacas enraizadas, o número de raízes formadas e a uniformidade do enraizamento (Hartmann *et al.*, 2002; Taiz e Zeiger 2004).

O tempo de imersão da base das estacas na solução de auxina depende da concentração utilizada. Soluções diluídas (0 a 500 mg L⁻¹) necessitam ficar em contato com a base das estacas por horas, enquanto nas soluções mais concentradas, o contato deve ser de segundos (Couvillon, 1988, citado por Lattuada, 2010).

Silva *et al.* (2010) avaliaram, dentre outros fatores, diferentes doses de ácido indolbutírico (0, 2000, 4000 e 8000 mg L⁻¹) no enraizamento de miniestacas apicais e intermediárias de guanandi (*Calophyllum brasiliensis*) e verificaram um elevado índice de enraizamento (>85%), independente do tipo de miniestacas e da aplicação de AIB.

Em miniestacas de clones de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*, Brondani *et al.* (2008) avaliaram diferentes concentrações de AIB (0, 1000, 3000, 6000 e 8000 mg L⁻¹), veiculado em gel, no enraizamento das miniestacas e verificaram que a dose de máxima eficiência técnica ocorreu na concentração de 4421,9 mg L⁻¹, correspondendo a um enraizamento de 43,2%, independente do clone.

Várias outras espécies têm sido avaliadas quanto à necessidade da aplicação da auxina ácido indolbutírico (AIB) no enraizamento de miniestacas, dentre elas o *Eucalyptus grandis* (Titon *et al.*, 2001), *Eucalyptus cloeziana* (Almeida *et al.*, 2007), *Toona ciliata* (Souza *et al.*, 2009); e *Sapium glandulatum* (Ferreira *et al.*, 2010), entre as quais, as duas primeiras espécies mostraram-se dependentes da

auxina para promover maiores índices de enraizamento, enquanto as demais, de acordo com os resultados apresentados, não necessitam do hormônio.

A estação do ano em que as brotações são coletadas também é um fator decisivo para o sucesso do enraizamento. Para algumas espécies, normalmente consideradas de fácil enraizamento, a época da coleta não influencia a formação de raízes. Entretanto, outras espécies somente apresentam porcentagens satisfatórias de enraizamento quando a coleta das brotações ocorre em períodos específicos (Hartmann *et al.*, 2002).

Assim, para cada espécie, há necessidade de observação da melhor época para coleta das brotações, pois ela influencia as condições fisiológicas dos tecidos vegetais (Torres, 2003).

Segundo Fachinello *et al.* (1995), as estações do ano parecem estar relacionadas ao nível endógeno de auxina, uma vez que, mesmo com aplicação de fitorreguladores, não ocorre modificação nessa relação, onde em uma estação, determinada concentração pode estimular e em outra, inibir.

3. MATERIAL E MÉTODOS

Os experimentos foram conduzidos na casa de vegetação da Unidade de Apoio à Pesquisa (UAP), localizada na Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, no município de Campos dos Goytacazes-RJ, com latitude 21°19'23" (S) e longitude 41°19'41" (W), de Setembro de 2010 a Janeiro de 2012.

Na Tabela 1 estão apresentados os dados de umidade relativa e temperatura da casa de vegetação e câmara de nebulização no período de condução dos experimentos.

Tabela 1: Dados de temperatura (°C) e umidade relativa (%) registrados na casa de vegetação e câmara de nebulização a partir do primeiro ciclo de coleta.

Mês/Ano	Casa de Vegetação		Câmara de nebulização	
	Temperatura (°C)	Umidade (%)	Temperatura (°C)	Umidade (%)
Maio/2011	20,7	75,4	21,2	93,9
Junho/2011	21,4	78,0	21,7	95,8
Julho/2011	21,2	75,6	21,6	94,7
Agosto/2011	22,0	77,6	23,2	93,2
Setembro/2011	22,6	76,1	23,8	90,9
Outubro/2011	23,2	77,6	24,7	88,6
Novembro/2011	23,8	76,9	25,7	92,1
Dezembro/2011	25,0	81,7	27,2	93,1
Janeiro/2012	25,9	79,4	27,4	97,4

Dados registrados por Termohigrômetro – HOBO, instalado no local do experimento.

3.1. Formação, manejo e monitoramento do minijardim multiclonal

As mudas utilizadas para a formação do minijardim foram produzidas a partir de sementes de *Handroanthus heptaphyllus*, coletadas de matrizes localizadas no campus da UENF.

A semeadura foi realizada em tubetes de polipropileno com capacidade de 280 cm³ contendo Basaplant florestal® como substrato, e adubo de liberação lenta (Osmocote® 14-14-14), na concentração de 8 g Kg⁻¹ de substrato. Em cada tubete foi colocado duas sementes. Aos 30 dias, quando as plântulas se apresentaram com dois pares de folhas, realizou-se o desbaste, mantendo a plântula mais vigorosa e mais centralizada por tubete.

Aos 141 dias após a semeadura iniciou a formação e manejo do minijardim. Nesse período, mediu-se a altura e o diâmetro inicial das mudas para posterior análise de correlação com os dados de produtividade. Em seguida as mudas tiveram a parte aérea podada a 8 cm da base, com a finalidade de formar as minicepas (poda apical) e, posteriormente, o minijardim multiclonal, fornecedor de miniestacas. Em cada muda podada foram deixados dois pares de folhas, em sentidos opostos para realizar fotossíntese e facilitar a emissão de novas brotações.

Visando à redução da competição por luz, evitando assim o estiolamento, em cada bandeja de 54 células foram colocadas 27 minicepas, totalizando 112 minicepas por m² de viveiro. As bandejas foram dispostas em bancadas suspensas de madeira em casa de vegetação com cobertura plástica (filme agrícola 150 µm) e sombrite 30%.

As coletas de miniestacas foram determinadas pelo crescimento das brotações, quando estas apresentaram altura suficiente para o corte, ou seja, no mínimo 5 cm. Foram realizadas oito coletas, aos três, cinco, seis, sete, oito, nove, dez e onze meses após a poda apical das mudas, sendo quantificado em cada ciclo, o número de miniestacas produzidas por minicepa, como apresentado na Tabela 2.

Ao atingirem a altura mínima, as brotações emitidas das minicepas foram colhidas com auxílio de tesoura de poda, mantendo-se, no mínimo, uma gema axilar no local do corte, para que a partir dessa, pudessem ser emitidas novas brotações a

serem quantificadas no ciclo seguinte.

Definiu-se como ciclo de produção, o período compreendido da coleta das brotações no minijardim até a avaliação final da qualidade das mudas, aos 4 meses.

Durante o manejo do minijardim, foram realizadas semanalmente, adubações com 20 mL de solução nutritiva completa por minicepa durante os dois primeiros meses após a recepa das mudas. A solução nutritiva utilizada foi a de Bolles Jones (1954), com a seguinte composição: N= 8 mmol L⁻¹ (37,5% de NH₄⁺); P= 1 mmol L⁻¹; K= 3 mmol L⁻¹; Ca= 2 mmol L⁻¹; Mg= 1,25 mmol L⁻¹; S= 3,75 mmol L⁻¹; Cl= 20 mmol L⁻¹; Fe= 9 mmol L⁻¹; B= 6,6 mmol L⁻¹; Mn= 10 mmol L⁻¹; Zn= 1 mmol L⁻¹; Cu= 1 mmol L⁻¹; e Mo= 0,3 mmol L⁻¹

Aproximadamente dois meses após o término da aplicação dessa solução, as minicepas apresentaram sintomas de deficiência de nitrogênio. Sendo assim, foi aplicado semanalmente como fonte do nutriente, 10 mL de solução de sulfato de amônio ((NH₄)₂ SO₄) na concentração de 8 g L⁻¹, em cada minicepa. O monitoramento de pragas e doenças nas minicepas foi realizado durante todo o experimento.

Os dados referentes à produção de brotações pelas minicepas foram submetidos a análises descritivas e correlações de Pearson entre a produtividade com as características biométricas iniciais das minicepas.

3.2. Efeito de doses de ácido indol-3-butírico (AIB) na produção de mudas de ipê-roxo

No intuito de verificar a necessidade da aplicação de auxina exógena no enraizamento, foi montado um experimento com as miniestacas apicais provenientes da primeira coleta das brotações, utilizando-se cinco concentrações de ácido indol-3-butírico (AIB) (0; 2000; 4000, 6000 e 8000 mg L⁻¹).

As soluções de AIB foram preparadas separadamente, conforme cada tratamento, utilizando-se uma mistura de 50 % de álcool etílico P.A. e 50 % de água deionizada para diluir a solução estoque (10000 ppm).

As miniestacas foram preparadas com aproximadamente 5 cm, sendo mantida uma folha em cada lado, com redução de 50% de sua área foliar. Antes de serem colocadas no substrato, as miniestacas tiveram a base mergulhada no hormônio conforme os tratamentos. Posteriormente, foram colocadas em câmara de nebulização com cobertura plástica de polipropileno de 150 μm , sob nebulização intermitente, com pulverizações de 15 segundos, a cada 15 minutos, mantendo assim, o controle da umidade.

Nesse experimento, o recipiente utilizado foi o tubete de 180 cm^3 , contendo como substrato Basaplant florestal® e adubo de liberação lenta (Osmocote® 14-14-14) na concentração de 8 g Kg^{-1} de substrato.

Os tratamentos foram dispostos em delineamento inteiramente casualizado – DIC, com quatro repetições, compostas por dez miniestacas por parcela.

As mudas foram monitoradas até a formação das raízes, que foram detectadas pela resistência ao leve toque de remoção da miniestaca do substrato e ainda a visualização dos primórdios radiculares após remoção da superfície do substrato (aproximadamente 5 mm), conforme Freitas *et al.* (2009). Sendo assim, aos 30 dias, ao serem expedidas da câmara de nebulização, as mudas foram avaliadas quanto à sobrevivência. Foram consideradas mortas, aquelas que se apresentavam sem folhas, com coloração escura e desidratadas, sendo então descartadas.

Para avaliação do número de raízes de primeira e segunda ordem, comprimento das raízes de primeira ordem e massa seca do sistema radicular, foram retiradas quatro plantas por parcela, aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento.

Para essas avaliações, as mudas foram cortadas à altura do colo, e o sistema radicular foi lavado, retirando-se todo o excesso de substrato para contagem e medição das raízes. Posteriormente, o material foi colocado em sacos de papel, e levados para estufa de circulação forçada a $65^\circ\text{C} \pm 2$, por 72 horas, para pesagem.

Os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Para a análise em função de variáveis fixas quantitativas, os dados foram submetidos a ajustes de regressão.

Para os dados de contagens, os resultados obtidos foram transformados em $\text{Log}(x + 1)$ e os dados de percentagem para $\sqrt{x + 1}$, antes de realizar as análises de variância (Zimmermann, 2004).

O restante das mudas foi mantido no setor de aclimatização e crescimento, em casa de vegetação, e ao final de quatro meses, as mudas foram avaliadas quanto a altura e diâmetro. Para avaliação do número de folhas, área foliar, massa seca da parte aérea, número e comprimento das raízes primárias e massa seca do sistema radicular, foram utilizadas quatro mudas por parcela.

Para medição da altura e diâmetro, foram utilizados respectivamente, uma régua e um paquímetro digital. A área foliar foi determinada pelo medidor de área foliar eletrônico de bancada (LI-3000, LI-COR Inc.). Para avaliar o sistema radicular, foi retirado todo o excesso de substrato com água, usando peneiras para reter as raízes. O comprimento das raízes foi medido com auxílio de uma régua e para avaliar a massa seca, tanto a parte aérea quanto o sistema radicular das mudas, foram colocados separadamente em sacos de papel, devidamente identificados, em estufa de circulação forçada a $65^{\circ}\text{C} \pm 2$ por 72 horas, para posterior pesagem em balança analítica.

Durante a permanência das mudas na casa de vegetação, a irrigação foi mantida constante, sendo irrigadas duas vezes por dia, nos períodos mais frescos do dia (início da manhã e final da tarde), com alterações, conforme a necessidade.

Os dados foram submetidos aos testes de Cochran e Lilliefors, sendo realizada transformação quando os mesmos não apresentaram homocedasticidade e distribuição normal. Para os dados de contagens, os resultados obtidos foram transformados em $\text{Log}(x + 1)$ e os dados de percentagem para $\sqrt{x + 1}$, antes de realizar as análises de variância. Após a transformação, os dados foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade (Zimmermann, 2004).

3.3. Produção de mudas em seis ciclos de coleta, em função da aplicação de AIB

A partir do segundo ciclo, metade das miniestacas produzidas foi tratada com AIB (8000 mg L^{-1}) e a outra metade foi estaqueada sem aplicação do hormônio, no intuito de verificar se o comportamento encontrado no primeiro ciclo iria se manter.

Os tratamentos foram dispostos em Delineamento Inteiramente Casualizado – DIC, em esquema fatorial 6×2 (seis ciclos de produção e duas doses de AIB) com quatro repetições, compostas por 10 miniestacas por parcela nos dois primeiros ciclos e 12 nos demais.

Em todos os ciclos, as mudas foram produzidas em tubete, substrato, e condições da câmara de nebulização descritos para o primeiro ciclo.

Aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento, foi avaliada a sobrevivência das miniestacas e quatro mudas por parcela foram avaliadas quanto ao número de raízes de primeira e segunda ordem, comprimento das raízes de primeira ordem e massa seca do sistema radicular, conforme realizado no item 3.2.

Em função do prazo para o término do curso, apenas os dados referentes ao ciclo completo das mudas das três primeiras coletas serão apresentados. Para essa avaliação, as mudas restantes de cada parcela dos três primeiros ciclos foram transferidas para casa de vegetação para aclimatização e crescimento. Ao final de quatro meses, estas foram avaliadas quanto a altura e diâmetro e, em quatro mudas por parcela, foram avaliados o número de folhas, área foliar, massa seca da parte aérea, número e comprimento das raízes primárias e massa seca do sistema radicular, conforme realizado no item 3.2.

Para os dados de contagens, os resultados obtidos foram transformados em $\text{Log}(x + 1)$ e os dados de percentagem para $\sqrt{x + 1}$, antes de realizar as análises de variância. Só então foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade (Zimmermann, 2004).

Os dados do enraizamento das miniestacas na expedição da câmara de nebulização, referentes ao 4º e 7º ciclos de produção não serão apresentados, pois,

foram perdidos.

As etapas realizadas durante a produção de mudas de ipê-roxo por miniestaquia estão representadas na Figura 1.

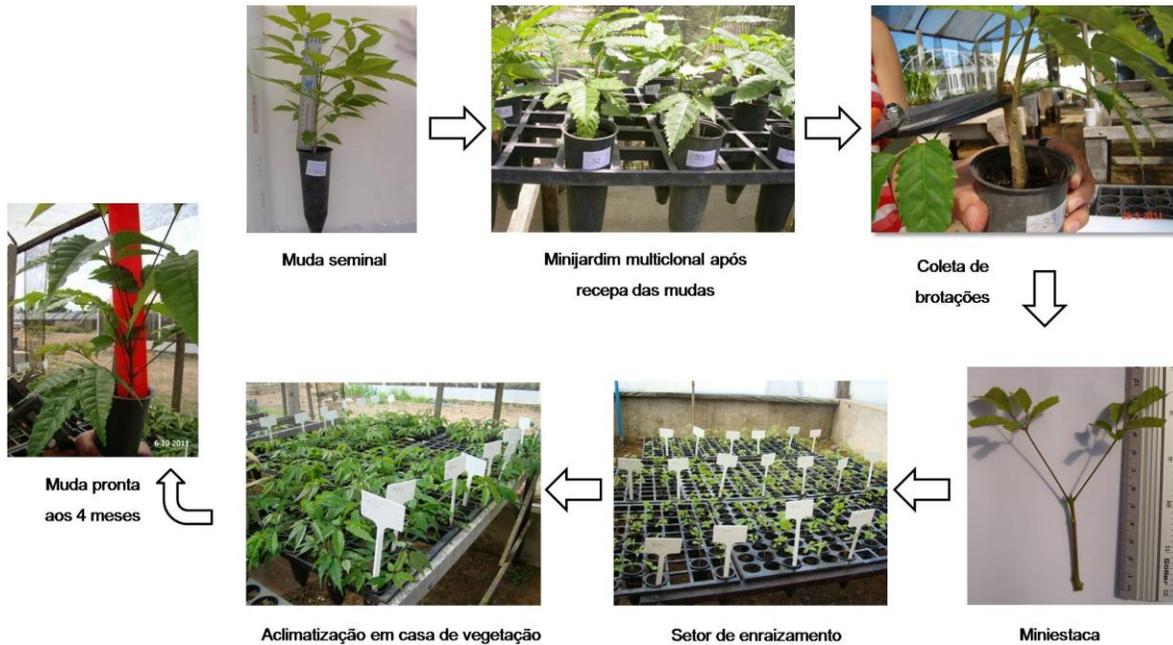


Figura 1: Esquema do processo de produção de mudas de *Handroanthus heptaphyllus* pela técnica de miniestaquia.

3.4. Enraizamento de miniestacas em três ciclos de produção, em função da aplicação de AIB e da posição do propágulo na brotação

Nas estacas provenientes das coletas 5, 6 e 8, além das duas doses de hormônio (0 e 8000 mg L⁻¹), foi testado o tipo de miniestaca (apical e intermediária).

Os tratamentos foram dispostos em Delineamento Inteiramente Casualizado – DIC, em esquema fatorial 3 x 2 x 2 (três ciclos de produção, duas doses de AIB e duas posições do propágulo), com quatro repetições, compostas por 12 miniestacas por parcela.

Aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento, foi avaliada a sobrevivência das miniestacas, considerando mortas, aquelas que se

apresentavam sem folhas, com coloração escura e desidratadas, sendo então descartadas. Em quatro mudas por parcela foram avaliadas quanto ao número de raízes de primeira e segunda ordem, comprimento das raízes de primeira ordem e massa seca do sistema radicular. Para isso, foi retirado todo o excesso de substrato do sistema radicular com água, usando peneiras para reter as raízes. O comprimento das raízes foi medido com auxílio de uma régua e para avaliar a massa seca, as raízes foram colocadas em sacos de papel, devidamente identificados, em estufa de circulação forçada a $65^{\circ}\text{C} \pm 2$, por 72 horas, para posterior pesagem em balança analítica.

Para os dados de contagens, os resultados obtidos foram transformados em $\text{Log}(x + 1)$ e os dados de percentagem para $\sqrt{x + 1}$, antes de realizar as análises de variância. Só então foram submetidos à análise de variância e as médias comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade (Zimmermann, 2004).

Na Tabela 2 estão apresentados, resumidamente, todos os experimentos conduzidos.

Tabela 2: Resumo dos experimentos conduzidos em casa de vegetação e câmara de nebulização, entre Maio de 2011 a Janeiro de 2012.

Ciclos de produção	Minicepas	Miniestacas	Mudas (4 meses)
Ciclo 1 (3 meses)	Produtividade	0, 2000, 4000, 6000 e 8000 mg L ⁻¹ AIB	Avaliação
Ciclo 2 (5 meses)	Produtividade	0 e 8000 mg L ⁻¹ AIB	Avaliação
Ciclo 3 (6 meses)	Produtividade	0 e 8000 mg L ⁻¹ AIB	Avaliação
Ciclo 4 (7 meses)	Produtividade	-----	-----
Ciclo 5 (8 meses)	Produtividade	0 e 8000 mg L ⁻¹ AIB (apicais e intermediárias)	Avaliação
Ciclo 6 (9 meses)	Produtividade	0 e 8000 mg L ⁻¹ AIB (apicais e intermediárias)	Avaliação
Ciclo 7 (10 meses)	Produtividade	-----	-----
Ciclo 8 (11 meses)	Produtividade	0 e 8000 mg L ⁻¹ AIB (apicais e intermediárias)	-----

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1. Sobrevivência das minicepas

Foram obtidos 100% de sobrevivência das minicepas de *Handroanthus heptaphyllus*, ao final de oito ciclos de coleta de miniestacas no minijardim multiclonal. Esse percentual indica que a espécie é tolerante à poda apical e às coletas sucessivas, possibilitando a utilização desse sistema para produção de mudas.

Resultados semelhantes foram encontrados por Souza (2010) e Silva (2010) ao avaliarem o minijardim de cedro australiano (*Toona ciliata*), conduzido em tubetes, após quatro coletas sucessivas de miniestacas. Xavier *et al.* (2003), Cunha *et al.* (2005) e Cunha *et al.* (2008), também encontraram 100% de sobrevivência das minicepas de *Cedrela fissilis*, após quatro coletas, *Eucalyptus benthamii*, após cinco coletas e *Erythrina falcata*, após oito coletas de miniestacas em minijardim conduzidas em tubetes, respectivamente. Titon *et al.* (2003) encontraram uma taxa de sobrevivência das minicepas superior a 98% após oito coletas no minijardim de *Eucalyptus grandis* manejados em tubetes.

Segundo Souza Junior (2007), a sobrevivência das minicepas acima de 90%

é comum nos minijardins para muitas espécies, quando se realiza um manejo adequado das minicepas e uma eficiente nutrição mineral.

4.2. Produtividade do minijardim multiclonal

A primeira quantificação e corte das brotações só foi conseguida aos três meses após a poda apical das mudas, quando elas apresentaram altura igual ou superior a 5 cm, apresentando produtividade média de 1,76 miniestacas por minicepa. Fato este atribuído ao possível estresse causado às mudas em virtude da poda apical e à presença de gemas que não cresceram em virtude da dominância apical (Figura 2). A partir do segundo ciclo, houve produção contínua, após ajuste da nutrição com média de 1,98 miniestacas por minicepa.

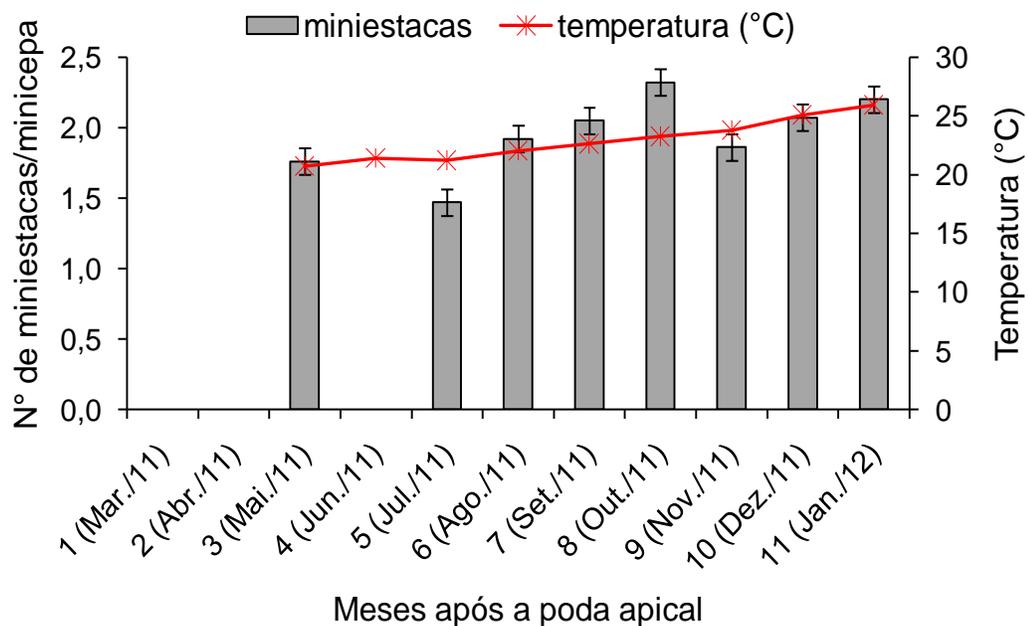


Figura 2: Produtividade de minicepas de *Handroanthus heptaphyllus*, conduzidas em minijardim em tubetes, ao longo de coletas sucessivas de miniestacas, iniciadas em maio, aos três meses após a poda apical das mudas, e temperatura média mensal registrada durante o experimento. Barras verticais indicam o Intervalo de Confiança - IC_{95%}.

Segundo Wendling e Souza Júnior (2003), após a primeira poda com quebra da dominância apical ocorre um período de adaptação das minicepas e posterior reorganização do sistema de crescimento ortotrópico (crescimento na posição vertical) para um sistema plagiotrópico (crescimento na forma similar a uma ramificação lateral). Deste modo, após a primeira coleta, as gemas dormentes tornaram-se ativas, resultando em maior estímulo ao crescimento, podendo esse tempo ser variável em função da espécie e das condições climáticas.

Durante todo o período de condução do minijardim composto por 197 minicepas, mais de 70% delas produziram miniestacas em cada ciclo de coleta, com produção média mensal de 1,42 miniestacas/minicepa.

Em minijardim de *Cedrela fissilis*, conduzido em tubetes, Xavier *et al.* (2003) encontraram uma produtividade média de 1,3 miniestacas por minicepa por coleta em intervalos de 30 dias. Wendling (1999) obteve uma produtividade média de 1,9 miniestacas por minicepa de *Eucalyptus grandis* em cada coleta, no intervalo de 20 dias, em sistema convencional de tubete. Já Ferreira *et al.* (2010) encontraram uma produtividade média de 1,9 miniestacas por minicepa de *Sapium glandulatum* ao final de quatro coletas, entretanto, essas coletas foram realizadas em intervalos diferentes, sendo uma em cada estação do ano. Sendo assim, a produtividade média mensal foi de 0,63 miniestacas por minicepa.

Altoé (2011a) verificou, ao final de 397 dias, uma média de 3,18; 3,55 e 3,03 brotações por coleta, em minicepas de *Psidium guineense* (araçá verdadeiro), *Psidium cattleianum* (araçá-doce) e *Psidium guajava* cv. Paluma (goiabeira), respectivamente, conduzidas em tubetes. As coletas foram realizadas aos 49, 95, 130, 166, 229, 347 e 397 dias após o desponte.

Cerca de quatro meses após a poda apical, as minicepas apresentaram sintomas de deficiência em nitrogênio, o que pode ter sido a causa da redução na velocidade de crescimento e no número de miniestacas produzidas no segundo ciclo que foi de 1,47 miniestacas por minicepa, aos cinco meses após a poda apical diferindo em relação aos demais (Figura 2). De acordo com os resultados obtidos por Souza (2010), os nutrientes mais extraídos pelas minicepas de cedro australiano no

decorrer das coletas para ambos os sistemas de produção (tubetes e canaletão) são o N e K.

Já Souza Junior (2007), para *Grevillea robusta* em sistema de minijardim conduzido em tubetes, observou menor produção total de miniestacas por minicepa no inverno, e atribuiu à temperatura a causa para a redução ocorrida na produtividade.

Para híbridos de *Eucalyptus* spp., Wendling (1999) encontrou oscilações de produtividade no minijardim e atribuiu às mudanças de temperatura no local de implantação do experimento.

A temperatura é um fator que pode influenciar a emissão de brotações, cuja diminuição pode provocar a redução da produção de propágulos vegetativos em algumas espécies tropicais (Rosa, 2006), pois no inverno ocorre a dormência das gemas, reduzindo ou deixando de produzir brotações (Gatti, 2002).

Nos ciclos seguintes, a produção do minijardim ocorreu mensalmente, observando-se um comportamento cíclico, no qual houve aumento na produtividade até o quinto ciclo, aos oito meses após a poda apical, com queda no ciclo seguinte (1,86), e posterior aumento na produtividade nos dois últimos ciclos, produzindo em média, respectivamente, 2,07 e 2,2 miniestacas por minicepa. Esse comportamento pode ser atribuído a uma exaustão temporária das minicepas, favorecendo a queda na produção de brotações. A exaustão é resultante da intensidade da poda das brotações e da redução no teor de carboidratos. Titon (2001) também afirma ter sido a exaustão das microcepas e minicepas a causa do comportamento cíclico observado nos minijardins de *Eucalyptus grandis*, ao longo de oito coletas.

Ferreira (2009), estudando *Toona ciliata* em sistema de canaletão, observou uma queda inicial na emissão de brotações pelas minicepas e, após aplicação de solução nutritiva, observou uma recuperação do minijardim.

Como observado na figura 2, aos oito meses após a poda apical, foi observada a maior produção de miniestacas por minicepa (2,32), não diferindo estatisticamente das coletas realizadas aos 7, 10 e 11 meses após a recepa.

Gatti (2002) obteve uma variação de 1,1 a 2 miniestacas por minicepa de *Tectona grandis* em seis coletas realizadas em minijardim em tubetes em intervalos

de 30 dias com média mensal de 1,7 miniestacas. Para o jequitibá (*Cariniana estrellensis*), esse mesmo autor encontrou uma média de 3,9 miniestacas por minicepa em três coletas realizadas mensalmente.

A produtividade média foi de 185,3 miniestacas por m² de viveiro, ao longo dos ciclos de coleta, com densidade de 112 minicepas por m², cuja distribuição no tempo pode ser observada na Figura 3. A máxima produção foi obtida aos oito meses após a recepa com 245,6 miniestacas por m², seguida de 221,2 aos onze meses após a recepa.

Nesses dois meses que foram encontradas maiores produtividades, as médias das temperaturas registradas na casa de vegetação foram de 23,2 e 25,9 °C, respectivamente.

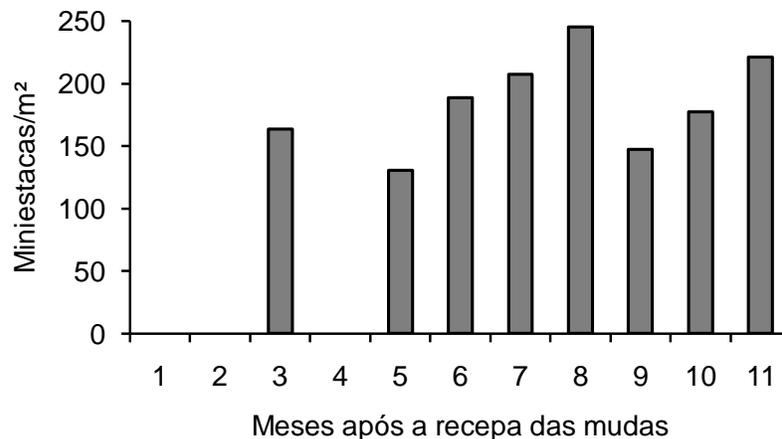


Figura 3: Produtividade do minijardim multiclonal de *Handroanthus heptaphyllus*, em diferentes épocas de coleta de miniestacas

Além da temperatura, outros fatores como o tipo de minijardim clonal, o manejo das minicepas e a nutrição mineral também podem influenciar a produção de novas brotações (Higashi *et al.* 2002).

Ferreira *et al.* (2010), ao estudarem a técnica da miniestaquia de *Sapium glandulatum*, encontraram valores na produtividade superiores aos encontrados no presente estudo, sendo respectivamente, 582 e 609 miniestacas por m² (primavera e

verão).

Em *Piptocarpha angustifolia*, Ferriani *et al.* (2011) verificaram maior produção de miniestacas no inverno e primavera, variando entre 113,4 e 259,2 miniestacas por m², respectivamente.

Souza (2010) obteve resultados inferiores ao estudar *Toona ciliata* em sistema de minijardim em tubetes, encontrando uma produtividade média por m² de 113 miniestacas a cada 31 dias, com uma densidade de 112 minicepas por m² de viveiro.

Na Tabela 3 estão apresentadas as correlações entre o número total de miniestacas produzidas por minicepa e altura e diâmetro iniciais das mudas que formaram o minijardim.

Tabela 3: Correlações de Pearson entre o total de miniestacas por minicepa de *Handroanthus heptaphyllus*, produzidas em oito coletas no minijardim de tubetes e altura e diâmetro inicial das mudas que formaram o minijardim.

	Total de miniestacas/minicepa
H inicial (cm)	0,2377*
D inicial (mm)	0,1854*

197 observações; H inicial: altura inicial; D inicial: diâmetro inicial; D final: diâmetro final.

*significativo pelo teste t a 5% de probabilidade

De acordo com os resultados, observa-se que apesar de ter sido significativa, as correlações foram baixas, variando de 18,5 a 23,8 %, indicando que as características biométricas iniciais das mudas e o total de miniestacas por elas produzidas atuam independentemente.

Esses resultados corroboram os de Silva (2010) para *Toona ciliata* nos sistemas de minijardim em canaletão e tubetes, que encontrou também baixas correlações.

4.3. Efeito de doses de ácido indolbutírico (AIB) na produção de mudas de ipê-roxo

As miniestacas utilizadas nesse experimento foram provenientes da primeira coleta realizada aos três meses após a poda apical no minijardim.

Durante a execução do experimento, houve mais de 95 % de sobrevivência das miniestacas em todos os tratamentos. Esse resultado assemelha-se ao encontrado por Souza *et al.* (2009) com *Toona ciliata* (100%), e por Brandoni *et al.* (2008) em dois clones de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii* (H23 e H27), respectivamente, 95,7% e 92,9%. Gatti (2002) obteve uma média de 90,1 % de sobrevivência em miniestacas de *Tectona grandis*, atribuindo a mortalidade ocorrida ao excesso de irrigação no ambiente de enraizamento.

Segundo Zanni Filho (1997) é justamente neste setor que são registradas as maiores taxas de mortalidade de mudas, podendo atingir mais de 20%. Sendo assim, os valores encontrados por esse autor estão dentro do intervalo esperado de sobrevivência para que a produção de mudas por miniestaquia seja considerada técnica e economicamente viável.

Observa-se na Figura 4 que apenas as raízes de segunda ordem tiveram o número influenciado pelos tratamentos, com comportamento cúbico em função das doses de AIB. Houve aumento no número das raízes com a dose de 2000 mg L⁻¹, queda posterior e acentuado aumento no número de raízes na dose de 8000 mg L⁻¹. O número das raízes de primeira ordem não variou em função dos tratamentos.

Essas raízes de segunda ordem são mais finas que as de primeira ordem, e são justamente as responsáveis por grande parte da absorção de água e nutrientes (Andersen e Bentsen, 2003).

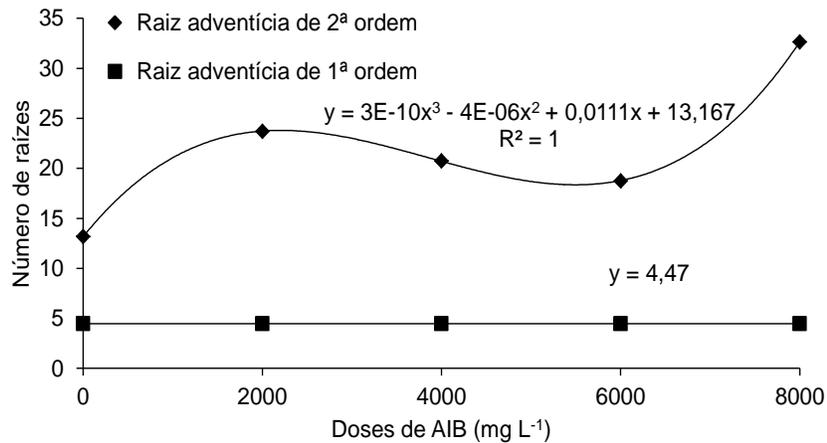


Figura 4: Número de raízes adventícias de primeira e segunda ordem em miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos 30 dias após o estaqueamento, provenientes da coleta realizada aos três meses após a poda apical das minicepas, em função das doses de hormônio de enraizamento (AIB).

De acordo com Hartmann *et al.* (2002), o aumento da concentração de auxinas aplicadas em estacas, estimula a indução de raízes até um ponto máximo, a partir do qual qualquer acréscimo do nível de auxina se torna inibitório.

Entretanto, no presente estudo, as miniestacas de ipê-roxo responderam positivamente à maior dose testada, possibilitando fazer inferências que para essa espécie seria necessária uma concentração mais alta de AIB para inibir a indução de raízes.

Houve comportamento quadrático no percentual de miniestacas enraizadas, entretanto a redução apresentada na maior dose utilizada foi praticamente inexpressiva para enraizamento de estacas de espécies lenhosas (Figura 5). A concentração de AIB que promoveu maior percentual de enraizamento das miniestacas foi de 4444 mg L⁻¹, estimada pelo ponto de máxima com derivação da equação.

Apesar de 80 % das miniestacas de ipê-roxo emitir raízes sem a utilização do hormônio de enraizamento (Figura 5), estas quando tratadas com o AIB

apresentaram maior número de raízes de segunda ordem (Figura 4), que são as responsáveis por grande parte da absorção de água e nutrientes.

Sendo assim, a utilização do hormônio deve ser considerada para produção de mudas de ipê-roxo por miniestaquia, conforme o sítio a que se destinam, pois esta espécie, por ser muito utilizada em programas de recuperação de áreas degradadas, necessita de um sistema radicular robusto para resistir às condições de estresse nestes ambientes.

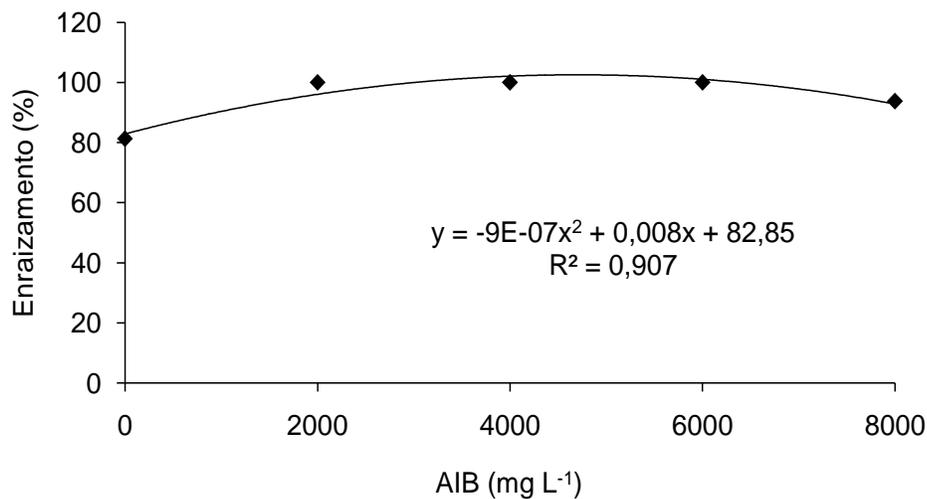


Figura 5: Percentual de enraizamento em miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos 30 dias após o estaqueamento, provenientes da coleta realizada aos três meses após a poda apical das minicepas, em função das doses de hormônio de enraizamento (AIB). CV(%) 8,32

O comprimento e a massa seca das raízes não variaram em função dos tratamentos (Tabela 4). Essas variáveis, juntamente com o número de raízes formadas nas miniestacas, são de extrema relevância na produção de mudas, uma vez que mudas com sistema radicular bem formado terão melhores chances de sobrevivência e melhor desenvolvimento pós-plantio.

Tabela 4: Comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO) e matéria seca de raízes (MSR) em miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos 30 dias após o estaqueamento, provenientes da coleta realizada aos três meses após a poda apical das minicepas, em função das doses de hormônio de enraizamento (AIB).

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Variáveis analisadas	
	CRPO	MSR
0	18,4 a	0,0373 a
2000	26,4 a	0,0509 a
4000	23,5 a	0,0351 a
6000	25,3 a	0,0362 a
8000	29,9 a	0,0565 a
Médias	24,7	0,2160
CV(%)	31,6	30,3

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de F (5%).

No entanto, Lana *et al.* (2008), avaliando o efeito de diferentes concentrações de AIB no enraizamento e crescimento de estacas de *Eucalyptus urophylla*, verificaram que a massa seca das raízes não foi influenciada pela aplicação do hormônio. Esses mesmos autores observaram que a dose de 8000 mg L⁻¹ causou toxicidade ao enraizamento das estacas. A concentração ótima de hormônio é variável de acordo com a espécie, cultivar e tipo de estaca utilizada.

Segundo Alcântara *et al.* (2008), o comprimento e massa seca das raízes definem a qualidade da raiz formada. Em estudo realizado com *Pinus taeda*, esses mesmos autores verificaram que essas variáveis apresentaram melhores resultados com a aplicação de 250 mg L⁻¹ de AIB.

A resposta à aplicação de auxina difere conforme o genótipo utilizado, o que impossibilita comparar espécies, principalmente entre as de famílias botânicas diferentes (Hartmann *et al.*, 2002).

Ao final dos 4 meses, foram avaliadas a qualidade das mudas formadas. A

sobrevivência se manteve em 100%, independente da dose de AIB utilizada.

Houve um comportamento cúbico do número de folhas por muda em função das doses de AIB aplicadas. Na dose 2000 mg L⁻¹, houve um pequeno aumento do número de folhas em relação à dose 0 mg L⁻¹, o que mesmo assim foi inferior ao valor observado no tratamento com 8000 mg L⁻¹ (Figura 6).

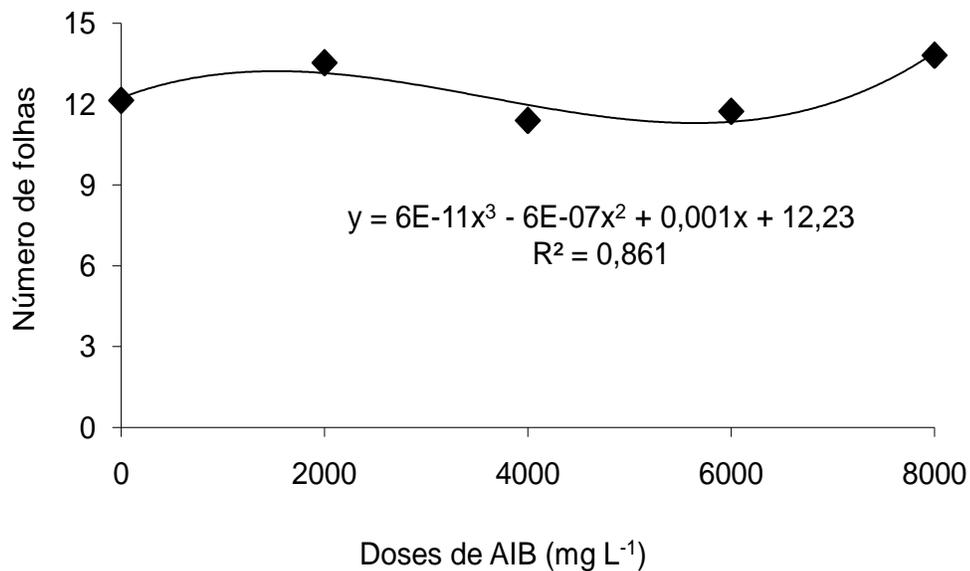


Figura 6: Número de folhas de mudas de *Handroanthus heptaphyllus* produzidas a partir de miniestacas, aos quatro meses após estaqueamento, em função das doses de AIB. CV (%): 7,4

Comparando o número de folhas na Figura 6 e a área foliar na Tabela 5, observa-se que a primeira foi influenciada positivamente pela aplicação do AIB, já a área foliar não apresentou diferença entre as concentrações testadas, indicando que nas mudas que produziram mais folhas, estas, provavelmente, foram menores, não alterando a área foliar.

Tabela 5: Altura (H), diâmetro (DAC), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), número de raiz de primeira ordem (NRPO) e massa seca de raízes (MSR) em mudas de ipê-roxo produzidas por miniestacas aos quatro meses após estaqueamento, ao final do primeiro ciclo de produção, submetidos a cinco doses crescentes de AIB.

Doses de AIB (mg L ⁻¹)	Variáveis analisadas					
	H (cm)	DAC (mm)	AF (cm ²)	MSPA (g)	NRPO	MSR (g)
0	8,9 a	3,76 a	323,9 a	2,12 a	6,9 a	1,11 a
2000	8,4 a	3,85 a	324,2 a	2,08 a	8,5 a	1,08 a
4000	8,2 a	4,11 a	277,0 a	1,97 a	8,3 a	1,07 a
6000	7,3 a	4,07 a	359,9 a	2,63 a	9,3 a	1,07 a
8000	10,3 a	4,44 a	366,7 a	2,47 a	9,3 a	1,28 a
Médias	8,6	4,05	330,3	2,25	8,45	1,12
CV(%)	16,3	14,0	20,7	22,6	18,8	19,9

Médias seguidas pela mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste de F (5%).

O comprimento das raízes de primeira ordem apresentou relação linear positiva com relação às concentrações de AIB, como mostra a Figura 7.

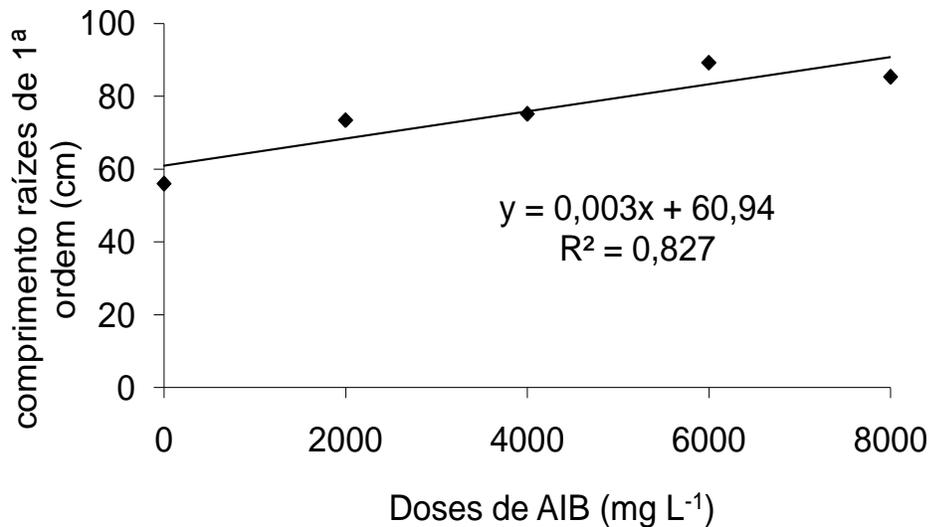


Figura 7: Comprimento de raízes de 1ª ordem (cm) em mudas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos quatro meses do estaqueamento, em função das doses de AIB. CV (%): 18,0

Em estacas de *Psidium cattleianum*, Nachtigal e Fachinello (1995) observaram que o tratamento da base das estacas com 4000 ppm de AIB, proporcionou maior comprimento das raízes e com a aplicação de 6000 ppm, houve redução, o que significa que nessa concentração, o hormônio teve um efeito tóxico.

Na tabela 5 observa-se que não houve efeito do AIB sobre a altura, diâmetro do colo, área foliar, massa seca da parte aérea (MSPA), número de raiz de primeira ordem (NRPO) e massa seca de raízes (MSR) das mudas aos 4 meses após o estaqueamento.

Em quatro clones de *Eucalyptus grandis*, Titon *et al.* (2003) também não encontraram diferença entre as dosagens de AIB (0, 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹) para a altura e diâmetro do coleto das mudas aos 50 dias de idade. Esses resultados evidenciam que essas dosagens não tiveram influência no crescimento das mudas. Em jequitibá, Gatti (2002) observou que o AIB na dose de 1000 mg L⁻¹ resultou em maior crescimento em altura e diâmetro do coleto das mudas aos 90 dias.

4.4. Produção de mudas em seis ciclos de coleta, em função da aplicação de AIB

Avaliando o efeito dos ciclos de coleta das miniestacas e de duas concentrações de AIB na expedição do setor de enraizamento, aos 30 dias após o estaqueamento (Tabela 6), observou-se um alto percentual de sobrevivência das miniestacas, acima de 80 %, independente dos tratamentos. Mesmo não sendo significativo, observa-se pequena redução na sobrevivência ao longo dos ciclos de produção.

Os resultados encontrados estão de acordo com o percentual de perdas aceitável pelos viveiros de produção de mudas florestais para que torne possível a viabilização técnica e econômica do seu uso.

Ao contrário dos resultados obtidos neste estudo, Alcântara *et al.* (2008) observaram, em *Pinus taeda*, que ao utilizar AIB na concentração de 1000 mg L⁻¹, a mortalidade das miniestacas se elevava. Em estacas de pitangueira, Lattuada (2010)

encontrou valores próximos a 45 % de sobrevivência, quando elas não foram tratadas com AIB, tendo um acréscimo na mortalidade à medida que aumentou a concentração da auxina.

Já Titon *et al.* (2003), estudando dois clones (CC1 e CC8) e dois híbridos (CC11 e CC12) de *Eucalyptus grandis*, observaram para o clone CC1, maior sobrevivência nas dosagens de 1000, 2000 e 4000 mg L⁻¹ de AIB, em relação à testemunha.

Entretanto, com relação à qualidade do sistema radicular, observa-se também na Tabela 6, que o número e o comprimento de raiz de primeira ordem, número de raiz de segunda ordem e a massa seca das raízes apresentaram o mesmo comportamento, cujas maiores médias foram encontradas quando as estacas foram submetidas à imersão em AIB. As miniestacas coletadas aos seis meses após a poda apical resultaram em mudas com maior número e comprimento de raízes de primeira ordem e massa seca das raízes, com valores médios de 6,97; 30,2 e 0,092, respectivamente.

O número médio de raízes de segunda ordem variou entre os ciclos, sendo maior nas mudas produzidas no segundo e terceiro ciclos de produção, aos cinco e seis meses após a poda apical (38,4 e 39,9 por muda, respectivamente). No quinto ciclo, aos oito meses após a poda apical, foi registrado o menor valor (16,1 raízes) (Tabela 6).

O percentual de enraizamento não foi influenciado pela aplicação de AIB, entretanto apresentou médias superiores nas estacas coletadas aos três, cinco e seis meses após a poda apical. A menor média foi verificada no oitavo ciclo, aos onze meses com média de 53,2%.

O enraizamento das miniestacas está diretamente ligado às condições climáticas e ao teor de carboidratos armazenado na matriz. Quanto maior o nível de reservas e maior a relação carbono/nitrogênio, maior será o favorecimento da formação de raízes nas estacas (Paiva e Gomes, 1995).

Segundo estudos desenvolvidos por Pereira *et al.* (2005), as diferentes concentrações de AIB (0; 1000; 2000; 4000 e 6000 mg L⁻¹) também não influenciaram o percentual de enraizamento das estacas apicais de jaboticabeira

(*Myrciaria jaboticaba*). O mesmo resultado foi obtido por Pio *et al.* (2006), para o enraizamento de estacas apicais de *Ficus carica* L, com 0 e 2000 mg L⁻¹ de AIB.

Tabela 6: Sobrevivência, número de raiz de primeira ordem (NRPO), número de raiz de segunda ordem (NRSO), comprimento de raiz de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento (ENR) em miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento, em função da aplicação de AIB e dos ciclos de coleta das miniestacas após a poda apical.

Ciclos de coleta	Sobrevivência (%)			NRPO			NRSO		
	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média
	0	8000		0	8000		0	8000	
1 (3*)	100	95	97,5 a	3,35	5,57	4,42 ab	13,2	32,6	22,9 ab
2 (5*)	100	95	97,5 a	4,45	3,95	4,20 ab	31,7	45,1	38,4 a
3 (6*)	93,8	87,5	90,7 a	4,65	9,30	6,97 a	41,4	38,4	39,9 a
5 (8*)	83,3	85,4	84,4 a	2,80	4,90	3,85 ab	8,0	24,2	16,1 b
6 (9*)	93,8	81,3	87,6 a	3,65	5,42	4,53 ab	19,1	16,1	17,6 ab
8 (11*)	81,3	85,4	83,4 a	2,46	4,42	3,44 b	24,4	27,7	26,0 ab
Média	92,0 A	88,3 A		3,6 B	5,6 A		22,9 B	30,7 A	
CV(%)	5,32			22,3			30,0		
	CRPO (cm)			MSR (g)			ENR (%)		
	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média
	0	8000		0	8000		0	8000	
1 (3*)	18,4	30	24,2 ab	0,037	0,056	0,047 b	81,3	93,8	87,5 a
2 (5*)	21,5	25,2	23,4 ab	0,060	0,079	0,069 ab	87,5	87,5	87,5 a
3 (6*)	24	36,3	30,2 a	0,064	0,121	0,092 a	87,5	87,5	87,5 a
5 (8*)	7,7	25,4	16,6 b	0,018	0,051	0,034 b	50,0	87,5	68,8 ab
6 (9*)	17,6	14,0	15,8 ab	0,034	0,027	0,030 b	93,8	68,8	81,3 ab
8 (11*)	16,7	25,4	21,0 ab	0,048	0,062	0,055 ab	50,0	56,3	53,2 b
Média	17,7 B	26,0 A		0,044 B	0,066 A		75,0 A	80,2 A	
CV(%)	18,5			51,6			14,6		

*meses após a poda apical das mudas; Médias seguidas da mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de F (5%) e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (5%)

Souza (2007) comprovou a viabilidade de propagação vegetativa de cedro australiano pelo processo de miniestaquia, independente da aplicação de regulador de crescimento (AIB) para estímulo do enraizamento, nas concentrações testadas, resultando em 100% de miniestacas enraizadas. Em contrapartida, Goulart (2003) observou não haver viabilidade de propagação vegetativa de candeia (*Eremanthus erythropappus*), devido ao baixo enraizamento, independente da utilização de reguladores de crescimento.

De acordo com Hartmann *et al.* (2002), a temperatura possui função regulatória no metabolismo das plantas, afetando o enraizamento. A divisão celular é favorecida pelo aumento da temperatura e, conseqüentemente, auxilia na formação de raízes, no entanto, temperaturas muito altas durante a fase de enraizamento, estimulam o desenvolvimento de gemas laterais antes do aparecimento de raízes.

As características das mudas produzidas por miniestacas coletadas aos três, cinco e seis meses após a poda apical, ao final de 4 meses, não sofreram efeitos de interação entre as épocas de coleta e as duas doses de AIB testadas.

Apenas o número (NRPO) e comprimento das raízes de primeira ordem (CRPO) foram influenciados pela aplicação de auxina (Tabela 7), cujas maiores médias foram obtidas com aplicação de AIB, 9,7 e 90,8 cm, respectivamente.

A massa seca das raízes não foi influenciada pelos tratamentos. Em contrapartida, a altura, diâmetro, número de folhas, área foliar e massa seca da parte aérea apresentaram diferença significativa com relação à época de coleta, no qual o terceiro ciclo de produção resultou em maiores médias para a área foliar e massa seca da parte aérea. A altura e número de folhas não diferiram entre as épocas 1 e 3 (três e seis meses após a poda apical, respectivamente). Com relação ao diâmetro não houve diferença entre as épocas 2 e 3.

Durante o período de viveiro, a técnica utilizada e o manejo adequado irão refletir no sucesso na produção de mudas e conseqüentemente no êxito das plantações florestais, pois este depende, em grande parte, da qualidade das mudas utilizadas.

Tabela 7: Altura (H), diâmetro (DAC), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), número de raiz de primeira ordem (NRPO), comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO) e massa seca de raízes (MSR) em mudas de ipê-roxo produzidas por miniestacas aos quatro meses após estaqueamento, no final do ciclo de produção, submetidos a duas doses crescentes de AIB.

Ciclos de coleta	H (cm)		DAC (mm)			NF			AF (cm ²)			
	AIB (mg L ⁻¹)		AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média	
	0	8000	0	8000		0	8000		0	8000		
1 (3 *)	8,9	10,3	9,6 a	3,8	4,4	4,1 b	12,1	13,8	12,9 a	323,8	366,7	345,3 b
2 (5 *)	8,4	6,5	7,4 b	4,8	4,5	4,7 ab	10,6	7,2	8,9 b	194,5	157,6	176,1 c
3 (6 *)	12,1	12,4	12,3 a	4,7	5,0	4,9 a	12,5	13,0	12,8 a	488,6	507,8	498,2 a
Média	9,8 A	9,7 A		4,4 A	4,6 A		11,7 A	11,3 A		335,6 A	344,0 A	
CV(%)	15,6		10,9			10,9			17,9			
Ciclos de coleta	MSPA (g)			NRPO			CRPO (cm)			MSR (g)		
	AIB (mg L ⁻¹)			AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média	AIB (mg L ⁻¹)		Média
	0	8000		0	8000		0	8000		0	8000	
1 (3 *)	2,1	2,5	2,3 b	6,8	9,3	8,0 a	56,0	85,3	70,7 a	1,1	1,3	1,2 a
2 (5 *)	1,8	1,3	1,6 c	6,0	7,6	6,8 a	70,0	75,1	72,6 a	1,1	0,7	0,9 a
3 (6 *)	3,2	3,5	3,4 a	6,9	12,1	9,5 a	64,5	111,9	88,2 a	1,2	1,2	1,2 a
Média	2,4 A	2,4 A		6,6 B	9,7 A		63,5 B	90,8 A		1,1 A	1,1 A	
CV(%)	18,5			28,9			27,4			23,3		

*meses após a poda apical das mudas; Médias seguidas da mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de F (5%) e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (5%)

4.5. Enraizamento de miniestacas em três ciclos de produção, em função da aplicação de AIB e da posição do propágulo na brotação

Na expedição do setor de enraizamento das miniestacas coletadas aos oito, nove e onze meses após a poda apical não foi observada interação entre os fatores estudados (ciclos, doses de AIB e posição da miniestaca), sobre as características avaliadas (Tabelas 8).

Ao avaliar a sobrevivência das miniestacas, observa-se, pela Tabela 8, que essa variável não foi influenciada pelos tratamentos. Apesar de não haver significância, as miniestacas apicais submetidas ao hormônio de enraizamento apresentaram menor sobrevivência. Nesse período de condução do experimento, a temperatura média registrada na câmara de nebulização variou de 24,7 a 27,4°C e umidade do ar de 88,6 a 97,4% (Tabela 1).

Borges *et al.* (2011) avaliaram entre outras variáveis, a sobrevivência de miniestacas apicais e intermediárias de 11 clones de *Eucalyptus grandis* x *E. globulus*, submetidos a três concentrações de AIB (0, 2000 e 4000 mg L⁻¹) e verificaram, aos 30 dias, na expedição do setor de enraizamento, sobrevivência superior a 91 %, não havendo diferença entre os tratamentos.

Moraes (2008) também não verificou diferença na sobrevivência entre as miniestacas caulinar apical, caulinar intermediário, foliar com e sem cruzeta de *Toona ciliata* em ambiente nebulizado. O autor observou aos 20 dias, sobrevivência acima de 96 % em todos os tratamentos.

O número e o comprimento de raízes de primeira ordem e o número de raiz de segunda ordem foram influenciados pela aplicação de AIB, com valores superiores, respectivamente 4,7, 26cm e 31,5, quando as miniestacas foram submetidas a 8000 mg L⁻¹ desse hormônio (Tabela 8). A massa seca das raízes e o percentual de enraizamento não foram influenciados pela aplicação de AIB, entretanto, a primeira foi influenciada pelo ciclo de coleta e tipo de miniestacas. O oitavo ciclo, aos onze meses após a poda apical, bem como as miniestacas

intermediárias apresentaram maiores médias.

Esses resultados corroboram os de Ferreira (2009), que também não encontrou diferença para o número e comprimento médio das raízes ao utilizar miniestacas apicais, intermediárias e basais de cedro australiano. Já Moraes (2008) observou que miniestacas apicais da mesma espécie obtiveram maiores comprimento e massa seca de raízes com crescimento mais acelerado em relação às miniestacas intermediárias.

Silva *et al.* (2010) avaliaram o percentual de enraizamento em miniestacas apicais e intermediárias de *Calophyllum brasiliensis*, tratadas com diferentes doses de AIB (0, 2000, 4000 e 8000 mg L⁻¹), e verificaram que o índice de enraizamento não apresentou alteração em função dos tratamentos, com exceção das estacas apicais tratadas com 8000 mg L⁻¹, as quais mostraram uma pequena queda no enraizamento.

Em *Anadenanthera macrocarpa*, Dias (2011) estudou o enraizamento de dois tipos de miniestacas (apicais e intermediárias), submetidas a quatro doses de AIB (0; 2000; 4000 e 6000 mg L⁻¹), em seis progênies. O autor observou que independente da progênie, as miniestacas apicais apresentaram médias superiores às miniestacas intermediárias para a sobrevivência, número de raízes, massa seca da parte aérea e da raiz. As doses de AIB não influenciaram nas variáveis analisadas.

Tabela 8: Sobrevivência, número de raiz de primeira ordem (NRPO), número de raiz de segunda ordem (NRSO), comprimento de raiz de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento (ENR) em miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, aos 30 dias após o estaqueamento, em função da aplicação de AIB, posição da miniestaca e da época de coleta após a poda apical.

Ciclos de coleta	Sobrevivência (%)					NRPO				
	AIB (mg L ⁻¹)				Média	AIB (mg L ⁻¹)				Média
	0		8000			0		8000		
Apical	Inter.	Apical	Inter.		Apical	Inter.	Apical	Inter.		
5 (8*)	83,3	85,4	85,4	77,1	82,8 a	2,8	4,3	4,9	4,3	4,1 a
6 (9*)	93,8	93,8	81,3	91,7	90,1 a	3,6	2,2	5,4	3,6	3,7 a
8 (11*)	81,3	93,7	85,4	89,6	87,4 a	2,5	2,7	4,4	5,7	3,8 a
Média	86,1 A	90,9 A	84,0 A	86,1 A		3,0 A	3,0 A	4,9 A	4,5 A	
	88,5 A		85,0 A			3,0 B		4,7 A		
CV(%)	6,11					29,4				
	NRSO					CRPO (cm)				
5 (8*)	26,1	26,7	36,2	26,8	29,0 a	13,9	22,5	27,7	22,1	21,5 a
6 (9*)	28,0	10,1	28,9	29,4	24,1 a	18,8	8,5	20,3	22,8	17,6 a
8 (11*)	24,4	24,8	31,2	36,2	29,1 a	16,7	18,0	25,4	37,8	24,5 a
Média	26,1 A	20,5 A	32,1 A	30,8 A		16,5 A	16,3 A	24,5 A	27,6 A	
	23,3 B		31,5 A			16,4 B		26,0 A		
CV(%)	33,4					24,2				
	MSR (g)					ENR (%)				
5 (8*)	0,0356	0,0607	0,0548	0,0688	0,055 ab	50,0	62,5	87,5	62,5	65,6 a
6 (9*)	0,0363	0,0229	0,0370	0,0561	0,038 b	62,5	87,5	50,0	62,5	65,6 a
8 (11*)	0,0478	0,0925	0,0620	0,0857	0,072 a	50,0	75,0	56,3	56,3	59,4 a
Média	0,0399 B	0,0587 A	0,0512 B	0,0702 A		54,2 A	75,0 A	64,6 A	60,4 A	
	0,0493 A		0,0607 A			64,6 A		62,5 A		
CV(%)	48,3					20,5				

*meses após a poda apical das mudas; Médias seguidas da mesma letra maiúscula na linha não diferem entre si pelo teste de F (5%) e minúscula na coluna não diferem entre si pelo teste de Tukey (5%)

5. RESUMO E CONCLUSÕES

A *Handroanthus heptaphyllus* Mattos, conhecida popularmente como ipê-roxo, é propagada comumente via seminífera. Entretanto, uma alternativa de propagação para as espécies que apresentam dificuldade no armazenamento, no potencial germinativo ou produção insuficiente de sementes é a propagação vegetativa, pois favorece a produção de mudas com qualidade, além de possibilitar a obtenção de características desejáveis como uniformidade. No entanto, não há relatos na literatura sobre sua utilização para a espécie em questão.

O presente trabalho teve como objetivos avaliar: 1) a viabilidade técnica da propagação vegetativa por miniestaquia para produção de mudas de *Handroanthus heptaphyllus*; 2) a produtividade das minicepas conduzidas em sistema de minijardim em tubetes, ao longo de coletas sucessivas; 3) o efeito da aplicação de diferentes concentrações de ácido indolbutírico no enraizamento das miniestacas; 4) o efeito da posição do propágulo na brotação; 5) a qualidade das mudas produzidas ao longo dos ciclos de coleta.

As mudas utilizadas para a formação do minijardim foram produzidas a partir

de sementes em tubetes de 280 cm³, contendo como substrato, Basaplant florestal[®] e Osmocote[®] (14-14-14). Aos 141 dias após a semeadura, foi realizada uma medição de altura e diâmetro iniciais das mudas e em seguida tiveram a parte aérea podada a 8 cm da base, com a finalidade de formar as minicepas (recepagem). Foram realizadas oito coletas, aos três, cinco, seis, sete, oito, nove, dez e onze meses após a poda apical das mudas que formaram as minicepas, sendo quantificado em cada ciclo, o número de miniestacas produzidas por minicepas.

No intuito de verificar a necessidade da auxina no enraizamento, foi montado um experimento com as miniestacas apicais provenientes da primeira coleta das brotações, utilizando-se cinco concentrações de AIB (0; 2000; 4000, 6000 e 8000 mg L⁻¹). Nos ciclos subsequentes, foram utilizadas duas dosagens (0 e 8000 mg L⁻¹), sendo que nos ciclos 5, 6 e 8 além dessas duas doses de hormônio, a posição do propágulo na brotação (apical e intermediária) foi avaliada.

As mudas foram avaliadas na expedição do setor de enraizamento e ao final do ciclo de produção, conforme o experimento.

Ao longo das oito coletas, foram obtidos 100% de sobrevivência das minicepas. Mais de 70% delas produziram miniestacas em cada ciclo de coleta. A produtividade média por m² foi de 185,3 miniestacas em intervalos irregulares, sendo a primeira coleta realizada aos três meses, a segunda, aos cinco meses após a poda apical e a partir dessa, a coleta foi mensal.

Os dados foram tomados em 3 experimentos. No primeiro foram testadas cinco doses de AIB na produção de mudas de ipê-roxo, a partir de miniestacas obtidas na primeira coleta após a poda apical das mudas do minijardim. No segundo foram avaliados o enraizamento em seis ciclos de produção e a qualidade final das mudas em três destes ciclos, sob efeito da aplicação de AIB. No terceiro, foi avaliado o enraizamento das mudas de três ciclos de produção, a partir de miniestacas apicais e intermediárias, com e sem a aplicação de AIB.

Nas condições em que foram realizados esses experimentos, é possível concluir que:

- As minicepas se mostraram tolerantes à poda apical, com produção de brotações

ao longo do tempo;

- Houve um comportamento cíclico na produtividade das minicepas, com maiores médias aos 8 e 11 meses após a poda apical das mudas;
- a utilização de AIB não foi condicionante para o enraizamento das miniestacas;
- A utilização de AIB na concentração de 8000 mg L^{-1} , resultou em mudas com maior número e comprimento de raízes;
- As miniestacas intermediárias de ipê-roxo resultaram em mudas com maior massa seca das raízes.

Com a crescente demanda por mudas para fins de restauração e exploração, as espécies nativas de alto valor têm ganhado mercado. Por isso, as pesquisas com sua propagação têm sido cada vez mais frequentes, apresentando resultados promissores para diversas espécies, incluindo a espécie estudada nesse trabalho, para a qual foi possível a propagação vegetativa a partir de minicepas durante um ano, sem a necessidade de hormônio para enraizamento.

Entretanto, como técnica de propagação vegetativa, a utilização da miniestaquia em ipê-roxo, apesar de ter se mostrado eficiente, ainda necessita de mais pesquisas para ajustes do manejo e viabilização técnica e econômica de seu uso, podendo futuramente vir a ser propagada comercialmente em larga escala bem como viabilizar a manutenção de bancos de germoplasma, que garantam a diversificação dos plantios destinados à restauração e à implantação de áreas de produção de sementes.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALCANTARA, G. B. (2005) *Miniestaquia de Pinus taeda*. Dissertação (Mestrado em Biologia) - Curitiba - PR, Universidade Federal do Paraná. Setor de Ciências Biológicas, 64p.
- ALCANTARA, G. B. de.; RIBAS, L. L. F.; HIGA, A. R.; RIBAS, K. C. Z.; KOEHLER, H. S. (2007) Efeito da idade da muda e da estação do ano no enraizamento de miniestacas de *Pinus taeda* L. *Revista Árvore*, n. 31, v. 3, p.399-404.
- ALCANTARA, G. B. de.; RIBAS, L. L. F.; HIGA, A. R.; RIBAS, K. C. Z. (2008) Efeitos do ácido indolilbutírico (AIB) e da coleta de brotações em diferentes estações do ano no enraizamento de miniestacas de *Pinus taeda* L. *Scientia Forestalis*, n. 78, v. 36, p.151-156.
- ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T. F. (2004) *Clonagem e doenças do eucalipto*. Viçosa: Editora UFV, 442 p.

- ALMEIDA, F. D.; XAVIER, A.; DIAS, J. M. M.; PAIVA, H. N. (2007) Eficiência das auxinas (AIB e ANA) no enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus cloeziana* F. Muell. *Revista Árvore*, v.31, n.3, p.455-463.
- ALTOÉ, J. A. (2011a) Produtividade de minicepas, enraizamento de miniestacas e qualidade de mudas de goiabeira e araçazeiros produzidas por miniestaquia. Tese (Doutorado em Produção Vegetal). Campos dos Goytacazes - RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF, 107p.
- ALTOÉ, J. A.; MARINHO, C. S.; TERRA, M. I. da C.; CARVALHO, A. J. C. de. (2011b) Multiplicação de cultivares de goiabeira por miniestaquia. *Bragantia*, v.70, n.4, p. 801-809.
- ANDERSEN, L., BENTSEN, N. S. (2003) Survival and growth of *Abies nordmanniana* in forest and field in relation to stock type and root pruning prior to transplanting, *Annals of Forest Science*. v.60. n.8. p. 757-762.
- APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; HAYASHI, A. H. Raiz. In: APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; CARMELLO-GUERREIRO, S. M. (2004) *Anatomia vegetal*. Viçosa: UFV, p. 267-273.
- ASSIS, T. F. e TEIXEIRA, S. L. (1998) Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A. C.; CALDAS, L. S.; BUSO, J. A. (Orgs.). *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: Embrapa – SPI: Embrapa – CNPH, v.1, p. 261-296.
- BEY, E. A.; BENTLE, M. S.; REINICKE, K. E.; DONG, Y.; YANG, C. R.; GIRARD, L.; MINNA, J. D.; BORNMANN, W. G.; GAO, J.; BOOTHMAN, D. A. (2007) An NQO1- and PARP-1-mediated cell death pathway induced in non-small-cell lung cancer cells by β -lapachone. *PNAS*, v.104, n. 28, p. 11832–11837.

- BISBIS, B.; KEVERS, C.; CREVECOEUR, M.; DOMMES, J.; GASPAR, T. (2003) Restar of lignification in micropropagated walnut shoots coincides with rooting induction. *Biologia Plantarum*, v.47, n.1, p.1-5.
- BOEGER, M. R. T.; ALQUINI, Y.; NEGRELLE, R. R. B. (2004) Características anatômicas da região nodal de estacas em diferentes fases de desenvolvimento de guaco (*Mikania glomerata* Sprengel – Asteraceae) e formação de raízes adventícias. *Revista Brasileira de Plantas Mediciniais*, v.6, n.2, p.1-6.
- BOLLES JONES, E. W. (1954) Nutrition of *Hevea brasiliensis* I. Experimental methods. *Journal Rubber Research International Malaya*, v.14, p.183.
- BORGES, S. R. (2009) *Micropropagação e enraizamento de miniestacas de clones híbridos de Eucalyptus globulus*. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal), Universidade Federal de Viçosa – UFV, 60p.
- BORGES, S. R.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, L. S. de; MELO, L. A. de; ROSADO, A. M. (2011) Enraizamento de Miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus globulus*. *Revista Árvore*, v.35, n.3, p.425-434.
- BRASIL. Lei n° 4.771, de 15 de setembro de 1965. Institui o Novo Código Florestal. *Diário Oficial da República Federativa do Brasil*, Brasília, 16 set. 1965, p. 9.529, retificado no *Diário Oficial* de 28 set. 1965, p. 9.914.
- BRASIL. Conselho Nacional do Meio Ambiente - CONAMA. *Resolução nº. 307*, de 05 de julho de 2002. Brasília. *Diário Oficial da União*, de 30 de Agosto de 2002, seção I, p. 17.241.
- BRONDANI, G. E.; WENDLING, I.; ARAUJO, M. A.; PIRES, P. P. (2008) Ácido indolbutírico em gel para o enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus*

- benthamii* Maiden e Cambage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. *Scientia Agraria*, v.9, n.2, p.153-158.
- CARVALHO, P. E. R. (1994) *Espécies Florestais Brasileiras: recomendações silviculturais, potencialidades e uso da madeira*. Colombo: Embrapa. 640 p.
- CARVALHO, P. E. R. (2003a) *Espécies florestais brasileiras*. Colombo: EMBRAPA/CNPQ. v.1. 1039 p.
- CARVALHO, P. E. R. (2003b) *Espécies arbóreas não tradicionais: silvicultura e usos. III SIMADER – Seminário Técnico e Mercadológico*. Caxias do Sul - RS.
- CASAGRANDE Jr., J. G.; DUTRA, L. F.; TONIETTO, A.; NACHTIGAL, J. C.; STRELOW, E. (2000) Efeito do estiolamento de ramos e do AIB no enraizamento de estacas herbáceas de jabuticabeira. *Revista Brasileira de Agrociência*. v.6. n.1, p.24-26.
- CUNHA, A. O.; ANDRADE, L. A.; BRUNO, R. L. A.; SILVA, J. A. L.; SOUZA, V. C. (2005a) Efeitos de substratos e das dimensões dos recipientes na qualidade das mudas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. EX D.C.) Standl. *Revista Árvore*. v.29, n.4, p.507-516.
- CUNHA, A. C. M. C. M.; WENDLING, I.; SOUZA JÚNIOR, L. (2005b) Produtividade e sobrevivência de minicepas de *Eucalyptus benthamii* Maiden et Cambage em sistema de hidroponia e em tubete. *Revista Ciência Florestal*, v. 15, n. 3, p. 307-310.
- CUNHA, A. C. M. C. M.; WENDLING, I.; SOUZA JÚNIOR, L. (2008) Miniestaquia em sistema de hidroponia e em tubetes de Corticeira-do-mato. *Revista Ciência Florestal*. v. 18, n. 1, p. 85-92.

- CUNHA, A. C. M. C. M.; PAIVA, H. N.; LEITE, H. G.; BARROS, N. F.; LEITE, F. P. (2009a) Relações entre variáveis climáticas com produção e enraizamento de miniestacas de eucalipto. *Revista Árvore*, v.33, n.2, p.195-203.
- CUNHA, A. C. M. C. M.; PAIVA, H. N.; LEITE, H. G.; BARROS, N. F.; LEITE, F. P. (2009b) Influência do estado nutricional de minicepas no enraizamento de miniestacas de eucalipto. *Revista Árvore*, v.33, n.4, p.607-615.
- DIAS, L. A. (2006) *Uso do ácido indolbultírico para induzir a formação de raízes adventícias em estacas caulinares de canela (C.zeylanicum)*. Monografia (Curso de Engenharia Florestal). Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 44p.
- DIAS, P. C. (2011) Propagação vegetativa de angico vermelho (*Anadenanthera macrocarpa* (Benth.) Brenan) por estaquia e miniestaquia. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa - UFV, 101 p.
- FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C.; KERSTEN, E.; FORTES, G. R. de L. (1995) *Propagação de plantas frutíferas de clima temperado*. 2ª edição. Pelotas: Editora e Gráfica da UFPEL. 168p.
- FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTIGAL, J. C. (2005) Propagação de plantas frutíferas. Brasília, DF: Embrapa Informação Tecnológica. 221 p.
- FERREIRA, B. G. A.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; CARPANEZZI, A. A.; TAVARES, F. R.; BOEGER, M. R. T.; KOEHLER, H. S. (2001) Enraizamento de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax. pela aplicação de ácido indol butírico e ácido bórico. *Leandra*. n. 16, p.11-16.

- FERREIRA, E. M.; ALFENAS, A. C.; MAFIA, R. G.; LEITE, H. G.; SARTORIO, R. C.; PENCHEL FILHO, R. M. (2004) Determinação do tempo ótimo do enraizamento de miniestacas de clones de *Eucalyptus* spp. *Revista Árvore*. v.28, n.2, p.183-187.
- FERREIRA, D. de A. (2009) *Produtividade das minicepas de cedro australiano em minijardim multiclonal e influência da posição das miniestacas na qualidade das mudas*. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal)- Campos dos Goytacazes-RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF, 55 p.
- FERREIRA, B. G. A.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; WENDLING, I.; KOEHLER, H. S.; NOGUEIRA, A. C. (2010) Miniestaquia de *Sapium glandulatum* (Vell.) Pax com o uso de ácido indolbutírico e ácido naftaleno acético. *Ciência Florestal*, v. 20, n. 1, p. 19-31.
- FERRIANI, A. P. (2006) *Estaquia de vassourão-branco (Piptocarpha angustifolia Dusén) com uso do ácido indol-butírico*. Dissertação (Mestrado em Agronomia – Produção Vegetal), Curitiba - PR, Universidade Federal do Paraná, 100p.
- FERRIANI, A. P.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; HELM, C. V.; BOZA, A.; WENDLING, I. (2011) Produção de brotações e enraizamento de miniestacas de *Piptocarpha angustifolia*. *Pesquisa Florestal Brasileira*. v.31, n.67, p.257-264.
- FREITAS, T. A. S.; BARROSO, D. G.; MENDONÇA, A. V. R.; CARNEIRO, J. G. A. e PENCHEL, R. M. (2009) Manejo de miniestacas de eucalipto no setor de enraizamento para a produção em sistema de blocos. *Scientia Forestalis*. v.37. n.84. p.483-490.
- FONSECA, E. P. (2000) Padrão de qualidade de mudas de *Trema micrantha* (L.) Blume., *Cedrela fissilis* Vell. e *Aspidosperma polyneuron* Mull. Arg. produzidas

sob diferentes períodos de sombreamento. Tese (Doutorado em Agronomia – Produção Vegetal) – Jaboticabal, SP. Universidade Estadual Paulista, 113p.

GATTI, K. C. (2002) *Propagação vegetativa de pau mulato (Calycophyllum spruceanum (Benth) K. Schum.), Jequitibá (Cariniana estrellensis (Raddi) Kuntze) e teca (Tectona grandis Linn. F.) por miniestaquia*. Tese (Doutorado em Ciência Florestal), Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa – UFV, 72p.

GEMAQUE, R. C. R.; DAVIDE, A. C.; FARIA, J. M. R. (2002) Indicadores de maturidade fisiológica de sementes de ipê-roxo (*Tabebuia impetiginosa* (Mart.) Standl.). *Revista Cerne*, v. 8, n.2, p.084-091.

GONDIM, T. M. S.; MARIA, J.; SEDIYAMA, T. (1999) Anatomia das raízes adventícias em estacas de macadâmia. *Agropecuária técnica*, v. 20, n.2. p.45-51.

GOULART, P. B. (2003) Desenvolvimento de metodologia para enraizamento de estacas de candeia (*Eremanthus erythropappus* (DC) MacLeish). Lavras: Universidade Federal de Lavras. 32p.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES, F. T.; GENEVE, R. (2002) *Plant propagation: principles and practices*. 7th Editon, New Jersey: Prentice-Hall. 880 p.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E. (1990) *Propagacion de plantas: principios y practicas*. 4. ed. México: Continental. 760 p.

HIGA, T. C. (2006) Morfogênese e Conservação in vitro para *Tabebuia heptaphylla* (Vellozo) Toledo (Bignoniaceae). Dissertação (Mestrado em Recursos Genéticos Vegetais) – Porto Alegre, SC. Universidade Federal de Santa Catarina. 134 p.

- HIGASHI, E. N.; SILVEIRA, R. L. V. A.; GONÇALVES, A. N. (2002) Nutrição e adubação em minijardim clonal hidropônico de *Eucalyptus*. *Circular Técnica IPEF*, Piracicaba, SP, n. 194, p.22.
- KOYAMA, J.; MORITA, I.; TAGAHARA, K.; HIRAI, K. (2000) Cyclopentene dialdehydes from *Tabebuia impetiginosa*. *Phytochemistry*, v.53, n. 8 p. 869-72.
- LANA, R. M. Q.; LANA, A. M. Q.; BARREIRA, S.; MORAIS, T. R.; FARIA, M. V. de (2008) Doses do ácido indolbutírico no enraizamento e crescimento de estacas de eucalipto (*Eucalyptus urophylla*). *Bioscience Journal*. v. 24, n. 3, p. 13-18.
- LATTUADA, D. S. (2010). *Micropropagação e miniestaquia de pitangueira (Eugenia uniflora L.)*. Dissertação (Mestrado em Fitotecnia). Porto Alegre - RS, Universidade Federal do Rio Grande do Sul – UFRGS. 75p.
- LORENZI, H. (1998) *Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil*. Nova Odessa, São Paulo: Plantarum, 368p.
- MAEDA, J. A.; MATTHES, L. A. F. (1984) Conservação de sementes de ipê. *Bracatinga*, v. 43, n. 1, p.51-61.
- MAFIA, R. G.; ALFENAS, A. C.; FERREIRA, E. M.; ZARPELON, T. G.; SIQUEIRA, L. (2005) Crescimento de mudas e produtividade de minijardins clonais de eucalipto tratados com rizobactérias selecionadas. *Revista Árvore*. v.29, n.6, p.843-851.
- MAYER, J. L. S.; CARDOSO, N. A.; CUQUEL, F.; BONA, C. (2008) Formação de raízes em estacas de duas espécies de Calliandra (leguminosae - mimosoideae). *Rodriguésia* v.59, n.3, 487- 495.
- MORAES, D. G. de. (2008) *Enraizamento de miniestacas caulinares e foliares de*

cedro australiano e brotação de minicepas. Trabalho Monográfico – Agronomia - Campos dos Goytacazes - RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense – UENF, 20p.

MOREIRA, M. F.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B.; ZAIDAN, L. B. P. (2000) Anatomical Aspects of IBA-treated Microcuttings of *Gomphrena macrocephala* St.-Hil. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. v.43 n.2.

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

NETO, G. G.; MORAIS, R. G. (2003) Recursos medicinais de espécies do cerrado de Mato Grosso: um estudo bibliográfico. *Acta Botânica Brasileira*, v.17, n.4, p.561-584.

OLIVEIRA, A. P. (2002) *Uso do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas semilenhosas e lenhosas de pessegueiro*. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Passo Fundo - RS, Universidade de Passo Fundo, 96p.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. (1995) *Propagação vegetativa de espécies florestais*. Viçosa: Imprensa Universitária, 40p.

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

PACHECO, A. C.; CASTRO P. R. C.; APPEZZATO-DA-GLÓRIA, B. (1998) Aspectos anatômicos do enraizamento da videira muscadínia (*Vitis rotundifolia* Michx.) através de alporquia. *Scientia agricola*. v. 55 n. 2.

- PAULA, J. E.; ALVES, J. L. H. (2007) *897 Madeiras nativas do Brasil: anatomia, dendrologia, dendrometria, produção e uso*. 1. ed. Porto Alegre: Cinco Continentes, 438p.
- PARK, B. S.; LEE, H. K.; LEE, S. E.; PIAO, X. L.; TAKEOKA, G. R.; WONG, R. Y.; AHNA, Y. J.; KIM, J. H. (2006) Antibacterial activity of *Tabebuia impetiginosa* Martius ex DC (Taheebo) against *Helicobacter pylori*. *Journal of Ethnopharmacology*, n.105, p. 255–262.
- PEREIRA, M., OLIVEIRA A. L. de, GONÇALVES, A. N., ALMEIDA, M. de (2005) Efeitos de substratos, valores de pH, concentrações de AIB no enraizamento de estacas apicais de jabuticabeira [*Myrciaria jabuticaba* (Vell.) O. Berg.] *Scientia Forestalis*, Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais. Piracicaba: IPEF - SP, dez. (69): 84-92.
- PIO, R., RAMOS, J. D., CHALFUN, N. N. J., GONTIJO, T. C. A., MENDONÇA, V., CARRIJO, E. P., CHAGAS, E. A. (2006) Propagação de estacas apicais de figueira: diferentes ambientes, ácido indolbutírico e tipo de estaca. *Ciência e Agrotecnologia*. v.30, n. 5, p.1021-1026.
- POTT, A.; POTT, V. J. (1994). *Plantas do Pantanal*. Corumbá: Editora Embrapa/CPAP. 320 p.
- QUADROS, K. M. (2009) Propagação vegetativa de erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire - Aquifoliaceae) Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) – Santa Maria-RS, Universidade Federal de Santa Maria, 58 p.
- RITZINGER, R.; GRAZZIOTTI, P. H. (2005) Produção de Mudanças de Acerola por Mini-estaquia. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2p. (Acerola em foco, 10).

- ROSA, L. S. (2006) Adubação nitrogenada e substratos na miniestaquia de *Eucalyptus dunnii* Maiden. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais). Universidade Federal do Paraná, Curitiba - PR, 89 p.
- SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. (1978). Plant Physiology. 2nd Ed. Wadsworth Publ. Co., Inc., Belmont, Calif.
- SAMPAIO, P. T. B.; SIQUEIRA, J. A. S.; COSTA, S.; BRUNO, F. M. S. (2010) Propagação vegetativa por miniestacas de preciosa (*Aniba canellila* (H. B.K) MEZ). v. 40, n.4, p. 687 – 692.
- SANTOS, G. A. (2002) *Propagação vegetativa de mogno, cedro rosa, jequitibá rosa e angico vermelho por miniestaquia*. Monografia (Graduação) - Viçosa - MG, Universidade Federal de Viçosa - UFV, 75p.
- SANTOS, A. P.; XAVIER, A.; OLIVEIRA, M. L.; REIS, G. G. (2005) Efeito da estaquia, miniestaquia, microestaquia e micropropagação no desempenho silvicultural de clones de *Eucalyptus grandis*. *Scientia Forestalis*, n.68, p. 29-38.
- SCHNEIDER, P. S. P.; SCHNEIDER, P. R.; FINGER, C. A. G. (2000) Crescimento do ipê-roxo, *Tabebuia impetiginosa* Martius ex A. P. de Candolle, na depressão central do estado do rio grande do sul. *Ciência Florestal*, v. 10, n. 2. p.91-100.
- SCHWAMBACH, J.; FADANELLI, C.; FETT-NETO, A. G. (2005) Mineral nutrition and adventitious rooting in microcuttings of *Eucalyptus globulus*. *Tree Physiology*, v.25, n.4, p.487- 494.
- SILVA, R. L. da.; OLIVEIRA, M. L. de.; MONTE, M. A.; XAVIER, A. (2010) Propagação clonal de guanandi (*Calophyllum brasiliense*) por miniestaquia. *Agronomía Costarricense*, v. 34, n. 1, p. 99-104.

- SILVA, M. P. S. (2010) Qualidade das mudas produzidas por miniestaquia e produtividade de minicepas de cedro australiano, manejadas em canaletões e tubetes. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal) – Campos dos Goytacazes-RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, 49 p.
- SOUZA JUNIOR, L. (2007) *Tipo de minijardim clonal e efeito do ácido indolbutírico na miniestaquia de Grevillea robusta A. Cunn. (Proteaceae)*. Dissertação (Mestrado em Botânica) – Curitiba-PR, Universidade Federal do Paraná, 66 p.
- SOUZA JUNIOR, L.; QUOIRIN, M.; WENDLING, I. (2008) Miniestaquia de *Grevillea robusta* A. Cunn. a partir de propágulos juvenis. *Revista Ciência Florestal*, v. 18, n. 4, p. 455-460.
- SOUZA, J. C. A. V. de (2007) Propagação Vegetativa de Cedro Australiano (*Toona ciliata* M. Roem) por Miniestaquia. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal). Campos dos Goytacazes – RJ. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – UENF, 41 p.
- SOUZA, J. C. A. V. de.; BARROSO, D. G.; CARNEIRO, J. G. de. A.; TEIXEIRA, S. L.; BALBINOT, E. (2009) Propagação vegetativa de cedro-australiano (*Toona ciliata* M. Roemer) por miniestaquia. *Revista Árvore*, v. 33, n. 2, p. 205-213.
- SOUZA, J. S. (2010) *Produtividade de minicepas de cedro australiano e remoção de nutrientes pela coleta sucessiva de miniestacas*. Dissertação (Mestrado em Produção Vegetal)- Campos dos Goytacazes-RJ, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro - UENF, 62 p.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. (2004) *Fisiologia vegetal*. Porto Alegre: Artmed.

- TITON, M. (2001) *Propagação clonal de Eucalyptus grandis por miniestaquia e microestaquia*. Dissertação (Mestrado em Ciência Florestal) - Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa - UFV, 65 p.
- TITON, M.; XAVIER, A.; REIS, G. G.; OTONI, W. C. (2003) Eficiência das minicepas e microcepas na produção de propágulos de clones de *Eucalyptus grandis*. *Revista Árvore*, v. 27, n.5, p. 619-625.
- TORRES, A. G. M. (2003) *Relação entre sazonalidade, desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia*. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais). Piracicaba – SP, Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” – ESALQ. 65p.
- XAVIER, A. ANDRADE, H. B.; OLIVEIRA, M. L.; WENDLING, I. (2001) Desempenho do enraizamento de microestacas e miniestacas de clones híbridos de *Eucalyptus grandis*. *Revista Árvore*, v. 25, n. 4, 403-411.
- XAVIER, A. (2002) *Silvicultura Clonal I: princípios e técnicas de propagação vegetativa*. UFV – Viçosa, (Cadernos didáticos, 92) 64p.
- XAVIER, A.; SANTOS, G. A.; WENDLING, I.; OLIVEIRA, M. L. (2003) Propagação vegetativa de cedro-rosa por miniestaquia. *Revista Árvore*. v. 27, n.2, p. 139-143.
- XAVIER, A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. (2009). *Silvicultura clonal: Princípios e técnicas*. UFV, Viçosa-MG, 272p.
- YAMAZOE, G. e VILAS BÔAS, O. (2003) *Manual de Pequenos Viveiros Florestais*. Páginas e Letras Editora e Gráfica, São Paulo, 120 p.

- WENDLING, I.; XAVIER, A.; TITON, M. (1999) Miniestaquia na silvicultura clonal de *Eucalyptus*. *Revista Folha Florestal*. n. 1, p. 16-17.
- WENDLING, I. (1999) *Propagação clonal de híbridos de Eucalyptus spp. por miniestaquia*. Dissertação (Mestrado em Ciências Florestais). Viçosa-MG, Universidade Federal de Viçosa-UFV, 68 p.
- WENDLING, I.; XAVIER, A. (2001) Gradiente de maturação e rejuvenescimento aplicado em espécies florestais. *Revista Floresta e Ambiente* v. 8, n.1, p.187 - 194.
- WENDLING, I.; SOUZA JÚNIOR, L. (2003) Propagação vegetativa de erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire) por miniestaquia de material juvenil. *Anais do Congresso Sul-Americano da Erva-mate, 3. Feira do Agronegócio da Erva-Mate*, Chapecó: Epagri, 8p. 1 CD-ROM.
- WENDLING, I.; PAIVA, H. N.; GONÇALVES, W. (2005) *Técnicas de produção de mudas de plantas ornamentais*. Viçosa: Aprenda Fácil, v. 3. 223 p.
- WENDLING, I.; FERRARI, M. P.; DUTRA, L. F. (2005) Produção de mudas de corticeira-do-mato (*Erythrina falcata* Bentham) por miniestaquia a partir de propágulos juvenis, *Comunicado Técnico Embrapa Florestas*, Colombo, n.130.
- WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; GROSSI, F. (2007) Produção e sobrevivência de miniestacas e minicepas de erva-mate cultivadas em sistema semi-hidropônico. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.42, n.2, p.289-292.
- YAMAZOE, G.; VILAS BÔAS, O. (2003) Manual de pequenos viveiros florestais. Páginas e Letras Editora e Gráfica, São Paulo, 120p.

ZANNI FILHO, J. (1997) Fundamentos para a estruturação de um viveiro. In. Produção de mudas em espécies florestais exóticas e nativas. Piracicaba: IPEF, p.12.

ZIMMERMANN, F. J. P. *Estatística aplicada à pesquisa agrícola*. EMBRAPA Arroz e Feijão, 2004. 400 p.

APÊNDICE

Tabela 1A: Análise de variância do número de raízes de primeira ordem (NRPO), número de raízes de segunda ordem (NRSO), comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento das miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, coletadas no primeiro ciclo de produção, aos três meses após a poda apical, em função de cinco doses de hormônio de enraizamento (AIB), avaliadas aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento.

Causas de variação	G. L.	NRPO	NRSO	CRPO	MSR	% ENR
		Q. M.				
Dose AIB	4	2,5105	206,1281*	73,0431	0,0004	265,6250*
Regressão	1		462,4000*			714,2850*
Resíduo	15	1,1373	42,1504	60,5911	0,0002	62,5000

* Significativo a 5% pelo teste F

Tabela 2A: Análise de variância do número de raízes de primeira ordem (NRPO), número de raízes de segunda ordem (NRSO), comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento das miniestacas de *Handroanthus heptaphyllus*, ao longo de 6 ciclos de produção, em função de duas doses de hormônio de enraizamento (AIB), avaliadas aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento.

Causas de variação	G.L.	% SOB	NRPO	NRSO	CRPO	MSR	% ENR
		Q. M.					
Ciclo	5	0,8884*	0,0689*	8,1768*	0,1412*	0,0007*	6,0113*
Dose AIB	1	0,4800	0,2699*	10,4533*	0,3657*	0,0009*	1,0800
Ciclo x AIB	5	0,2088	0,0185	2,2508	0,1064	0,0001	2,9304
Resíduo	36	0,2575	0,0251	2,2420	0,0572	0,0001	1,6230

Tabela 3A: Análise de variância da sobrevivência (%), número de raízes de primeira ordem (NRPO), número de raízes de segunda ordem (NRSO), comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO), massa seca das raízes (MSR) e enraizamento de miniestacas apicais e intermediárias de *Handroanthus heptaphyllus* provenientes de três épocas de coleta submetidas a duas doses de hormônio de enraizamento – AIB, aos 30 dias após o estaqueamento, na expedição do setor de enraizamento.

Causas de variação	G.L.	% SOB	NRPO	NRSO	CRPO	MSR	% ENR
		Q. M.					
Ciclo	2	0,6704	0,0108	0,1459	0,1451	0,0007*	0,7041
Posição	1	0,4313	0,0054	0,1291	0,0266	0,0006*	2,9453
Dose AIB	1	0,4582	0,2422*	0,8506*	0,5271*	0,0003	0,3056
Ciclo x Pos	2	0,4289	0,0404	0,2126	0,0872	0,0002	2,4112
Ciclo x AIB	2	0,1553	0,0113	0,0533	0,0103	0,00003	6,0496
Pos x AIB	1	0,0682	0,0093	0,0013	0,0082	0,0000	6,8477
Ciclo x Pos x AIB	2	0,3944	0,0255	0,5030	0,2079	0,0001	0,6273
Resíduo	36	0,3271	0,0361	0,1895	0,0927	0,0001	2,6117

Tabela 4A: Análise de variância da altura (H), diâmetro a altura do coleto (DAC), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), número de raízes de primeira ordem (NRPO), massa seca das raízes (MSR) e comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO) das mudas de *Handroanthus heptaphyllus*, produzidas a partir de miniestacas, aos quatro meses após o estaqueamento, ao final do ciclo de produção, submetidas a doses crescentes de AIB.

Causas de variação	G.L.	H (cm)	DAC (mm)	NF	AF (cm ²)	MSPA (g)	NRPO	MSR (g)	CRPO (cm)
		Q. M.							
AIB	4	4,780896	0,2824140	4,746285*	5123,458	0,317419	3,94144	0,32092	669,6713*
Regressão	1			11,204220*					2215,6324*
Resíduo	15	1,968431	0,3247375	0,849530	4684,357	0,260065	2,52383	0,05037	188,2338

Tabela 5A: Análise de variância da altura (H), diâmetro a altura do coleto (DAC), número de folhas (NF), área foliar (AF), massa seca da parte aérea (MSPA), número de raízes de primeira ordem (NRPO), massa seca das raízes (MSR) e comprimento de raízes de primeira ordem (CRPO) das mudas de *Handroanthus heptaphyllus*, produzidas a partir de miniestacas, aos quatro meses após o estaqueamento, em três ciclos de produção e duas doses de AIB.

Causas de variação	G.L.	H (cm)	DAC (mm)	NF	AF(cm ²)	MSPA (g)	NRPO	MSR (g)	CRPO (cm)
		Q. M.							
Ciclo	2	47,2034*	1,1681*	42,8514	207795,867*	6,3876*	14,6848	0,2391*	744,0718
AIB	1	0,0531	0,3384	1,1528	423,3091	0,0266	57,5360*	0,0770	4473,9223*
Ciclo x AIB	2	5,5656	0,4428	14,0919*	3357,7677	0,4022	7,3380	0,1957	899,0350
Resíduo	18	2,3387	0,2449	1,6079	3739,5162	0,2009	5,5427	0,0662	449,0311