

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Florestas
Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento*

Documentos 183

Propagação Vegetativa de *E. benthamii* x *E. dunnii* por Miniestaquia

Gilvano Ebling Brondani
Ivar Wendling
Leonardo Ferreira Dutra
Fernando Grossi

Embrapa Florestas
Colombo, PR
2009

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Florestas

Estrada da Ribeira, Km 111, Guaraituba,
83411 000 - Colombo, PR - Brasil
Caixa Postal: 319
Fone/Fax: (41) 3675 5600
Home page: www.cnpf.embrapa.br
E-mail: sac@cnpf.embrapa.br

Comitê de Publicações da Unidade

Presidente: Patrícia Póvoa de Mattos
Secretária-Executiva: Elisabete Marques Oaida
Membros: Antonio Aparecido Carpanezi, Cristiane Vieira Helm,
Dalva Luiz de Queiroz, Elenice Fritzsos, Jorge Ribaski, José
Alfredo Sturion, Marilice Cordeiro Garrastazu, Sérgio Gaiad

Supervisão editorial: Patrícia Póvoa de Mattos
Revisão de texto: Mauro Marcelo Berté
Normalização bibliográfica: Elizabeth Denise Câmara Trevisan
Editoração eletrônica: Mauro Marcelo Berté
Foto da capa: Ivar Wendling

1ª edição

1ª impressão (2009): sob demanda

Todos os direitos reservados

A reprodução não-autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei no 9.610).

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Florestas

Propagação vegetativa de *E. benthamii* x *E. dunnii* por miniestaquia [recurso eletrônico] / Gilvano Ebling Brondani ... [et al.]. Dados eletrônicos - Colombo : Embrapa Florestas, 2009.

CD-ROM. - (Documentos / Embrapa Florestas, ISSN 1679-2599 ; 183)

1. Eucalipto - Propagação vegetativa. 2. *Eucalyptus benthamii*. 3. *Eucalyptus dunnii*. 4. Miniestaquia. I. Brondani, Gilvano Ebling. II. Wendling, Ivar. III. Dutra, Leonardo Ferreira. IV. Grossi, Fernando. V. Série.

CDD 575.4923766 (21. ed.)

© Embrapa 2009

Autores

Gilvano Ebling Brondani

Engenheiro Florestal, Doutorando Esalq/USP
gebrondani@yahoo.com.br

Ivar Wendling

Engenheiro Florestal, Doutor
Pesquisador da *Embrapa Florestas*
ivar@cnpf.embrapa.br

Leonardo Ferreira Dutra

Engenheiro Agrônomo, Doutor
Pesquisador da *Embrapa Clima Temperado*
leo@cpact.embrapa.br

Fernando Grossi

Engenheiro Florestal, Doutor
Professor da Universidade Federal do Paraná
f_grossi@ufpr.br

Apresentação

As regiões Sul e Sudeste formam um dos maiores polos consumidores e exportadores de madeira oriunda de plantios florestais. No entanto, as espécies de eucalipto adaptadas às condições climáticas e economicamente importantes para as regiões mais frias do Brasil constituem um grupo muito restrito. O *E. benthamii* e o *E. dunnii* são alternativas para o plantio, principalmente em função da resistência e tolerância a geadas. Contudo, existem limitações quanto à produção de sementes e, quando existe disponibilidade, os preços são elevados.

A propagação vegetativa de espécies florestais é uma alternativa para a obtenção de indivíduos que apresentam características genéticas superiores, principalmente em situações onde a semente é um fator limitante. Devido ao grande impacto gerado no setor florestal, o conjunto de técnicas de clonagem está sendo foco de inúmeras pesquisas em várias áreas do conhecimento. Dentre as principais vantagens, a propagação clonal pode maximizar os ganhos em uma única geração, mantendo as características favoráveis, evitando a variabilidade encontrada em árvores obtidas a partir de sementes, onde os ganhos em homogeneidade, produtividade e adaptabilidade, justificam o processo de clonagem.

Nesse sentido, as estratégias de melhoramento para espécies puras podem ser associadas a programas de produção de híbridos e de

clonagem, visando produzir, capturar e multiplicar combinações superiores, a fim de aumentar a eficiência dos programas de melhoramento. Os materiais genéticos hibridizados podem apresentar maior plasticidade quanto à adaptação aos diferentes sítios florestais e, além disso, podem ser mais produtivos ou apresentarem melhores características da madeira.

A clonagem do *Eucalyptus* vem sendo executada principalmente por meio da miniestaquia, a qual tem sido adotada pela maioria das grandes e médias empresas florestais, em que os indivíduos são selecionados em função das características silviculturais e tecnológicas de interesse.

A tecnologia de produção de mudas de espécies florestais está em constante desenvolvimento, sendo que novos avanços podem ser esperados a cada ano. O desafio para o setor florestal nos próximos anos não será apenas o de investimentos na área industrial, mas também quanto ao aumento de produtividade pela seleção de novas variedades, sendo que a biotecnologia, por meio da propagação clonal, está contribuindo significativamente para o desenvolvimento deste setor.

Helton Damin da Silva
Chefe-Geral
Embrapa Florestas

Sumário

Importância da miniestaquia	9
Seleção da planta matriz	12
Resgate do material genético pela estaquia	13
Coleta de estacas	13
Transporte das estacas	13
Preparo das estacas	14
Desinfestação das estacas	15
Aplicação de regulador de crescimento e substrato.....	16
Enraizamento das estacas em casa de vegetação	17
Aclimação das estacas em casa de sombra.....	19
Rustificação das mudas de estaquia em área a pleno sol	19
Constituição do minijardim clonal	20
Manejo do minijardim clonal.....	22
Coleta e confecção das miniestacas.....	23
Aplicação de regulador de crescimento	25
Substrato e recipiente de enraizamento	25

Enraizamento das miniestacas em casa de vegetação.....	26
Aclimação das miniestacas em casa de sombra	26
Rustificação e crescimento das mudas de miniestaquia a pleno sol	27
Sobrevivência de minicepas	27
Produção anual de miniestacas em minijardim clonal do tipo “canaletão”	29
Produção de miniestacas em função das estações do ano.....	30
Dados de enraizamento ao longo das estações do ano	31
Referências	41

Propagação Vegetativa de *E. benthamii* x *E. dunnii* por Miniestaquia

Gilvano Ebling Brondani

Ivar Wendling

Leonardo Ferreira Dutra

Fernando Grossi

Importância da miniestaquia

A miniestaquia pode ser considerada uma variação da estaquia convencional (macroestaquia). Basicamente, consiste na utilização de brotações de plantas propagadas pelo processo de macroestaquia, ou mudas produzidas por sementes.

O surgimento dessa técnica de propagação vegetativa advém das limitações da microestaquia em função da obtenção de material rejuvenescido em laboratório de micropropagação, tanto no que se refere aos aspectos técnicos, estruturais e operacionais, quanto aos de custo.

Atualmente, a miniestaquia constitui-se o método mais adotado pelas grandes empresas florestais brasileiras para a clonagem de espécies de *Eucalyptus* e seus híbridos previamente selecionados em programa de melhoramento genético.

Sua execução consiste na quebra da dominância apical pela poda da macroestaca enraizada, a qual emite novas brotações (miniestacas) para o enraizamento e formação de futuras mudas em intervalos variáveis em função da época do ano, condições estruturais, clone/

espécie e condições nutricionais. Na miniestaquia, os propágulos vegetativos, geralmente, variam de 4 cm a 8 cm de comprimento, contendo um par de folhas (miniesticas de base) ou dois pares de folhas (miniesticas de ponta ou de ápice) por miniestaca, com a redução de aproximadamente um terço da área foliar.

De modo a garantir maior eficiência e padronização da produção de miniesticas por minicepa ao longo do ano, recomenda-se a execução da coleta de brotações de maneira seletiva e contínua, garantindo à minicepa bom estado vegetativo e sistema radicular ativo.

Como principais avanços da miniestaquia em relação à técnica de estaquia, podem ser citados:

Redução das dimensões do jardim clonal, o qual passou a ser chamado de minijardim clonal ou jardim miniclinal;

Possibilidade de ser implantado em diferentes tipos de recipientes (vasos, caixas de fibra de vidro ou em sistemas de “canaletões” de fibro-cimento, atualmente, o mais utilizado pelas grandes empresas florestais);

Aumento dos índices gerais de enraizamento;

Maior controle ambiental, fitopatológico, hídrico e nutricional das minicepas, resultando em aumento da produtividade por unidade de área;

Maior uniformidade das miniesticas;

Menor variação sazonal na produção das mudas;

Maior facilidade de colheita e manejo no minijardim clonal;

Menor custo de transporte e processamento de brotações;

Redução ou, em alguns casos, até ausência da aplicação de fitorreguladores de crescimento.

Efeitos inerentes às condições ambientais, como a temperatura, fotoperíodo e luminosidade, condicionados pela sazonalidade em cada região, a constituição genética do material a ser propagado, assim como fatores relacionados à idade ontogenética, influenciam significativamente a variação da produção de miniestacas, bem como o enraizamento das mesmas nos diferentes sistemas de minijardins clonais.

As principais desvantagens da técnica de miniestaquia em relação à estaquia são:

Maior sensibilidade das miniestacas às condições ambientais;

Necessidade de maior rapidez entre a coleta dos propágulos no jardim miniclinal e a sua estaquia em casa de vegetação;

Necessidade de um cronograma de produção sincronizado.

O híbrido entre *E. benthamii* e *E. dunnii* apresenta-se como alternativa para plantios visando ao abastecimento energético, principalmente em regiões onde a incidência de geadas é frequente e pode comprometer o plantio de *Eucalyptus* não tolerantes a geadas.

Um possível efeito dos baixos índices de enraizamento observados em espécies de *Eucalyptus* indicadas para o plantio em regiões subtropicais refere-se à elevada recalcitrância aos processos rizogênicos em comparação com espécies de clima tropical. Praticamente todas as espécies de clima subtropical são consideradas recalcitrantes ao enraizamento, o que dificulta o uso dessas fontes genéticas em programas clonais visando à resistência ao frio. A exemplo, essa característica é observada para as espécies de *E. nitens*, *E. regnans* (ELDRIDGE et al., 1994), *E. benthamii* (GRAÇA et al., 1999) e *E. dunnii* (COOPER; GRAÇA, 1987; COOPER; GRAÇA, 1994) as quais

são difíceis de enraizar, principalmente quando comparadas às espécies de clima tropical, como o *E. grandis*, *E. urophylla* e seus híbridos (ALFENAS et al., 2004; ASSIS; MAFIA, 2007).

Com base no exposto, o presente trabalho tem como objetivo descrever a técnica de miniestaquia para a propagação vegetativa massal do híbrido *E. benthamii* x *E. dunnii*, visando dar subsídios para o estabelecimento de sua silvicultura clonal.

Seleção da planta matriz

Planta matriz é aquela que irá fornecer as estacas para a formação de uma nova muda. A seleção implica que a mesma deva apresentar uma série de características, tais como: não estar doente, não estar atacada por insetos, ter um crescimento vigoroso e apresentar características de interesse como cor das folhas, porte, forma, resistência a pragas e doenças.

Para a seleção de matrizes, devem ser levados em consideração aspectos gerais (produtividade, resistência a pragas e doenças) e específicos, de acordo com os objetivos da produção (celulose, carvão, madeira sólida, sistemas silvipastoris, dentre outros). De maneira geral, quando se tem como objetivo a seleção de matrizes para produção de toras para serraria, os seguintes critérios podem ser adotados:

Ausência de danos causados por pragas e doenças;

Crescimento maior que a média das árvores plantadas na mesma região ou local;

Tronco reto e sem bifurcações;

Galhos finos;

Boas qualidades tecnológicas da madeira (ausência de rachaduras e empenamentos, dentre outros);

Boa capacidade de desrama natural.

Resgate do material genético pela estaquia

Coleta de estacas

As estacas geralmente são coletadas de cepas de árvores adultas (planta matriz) abatidas por corte raso. Após sofrerem o corte, surgem brotações, as quais são coletadas para o processo de miniestaquia.

As brotações assim produzidas constituem a principal fonte e a mais indicada para o processo da estaquia (Fig. 1).

Fotos: Estefano Paluczyszyn Filho.



Fig. 1. Cepas cortadas e com brotações em estágio inicial (A) e próximo ao ponto de coleta (B) para estaquia.

Transporte das estacas

As estacas coletadas devem ser devidamente armazenadas em condições que garantam a sua sobrevivência, principalmente quando o transporte for de longa distância.

Aconselha-se armazenar as estacas coletadas em caixa de isopor contendo gelo na porção inferior, recoberto com papel jornal.

3.3 Preparo das estacas

As estacas são preparadas na área de estaquia com aproximadamente 7 cm a 12 cm de comprimento, deixando-se um a dois pares de folhas recortadas ao meio para evitar excesso de transpiração e sobreposição na área de enraizamento (efeito guarda-chuva) (Fig. 2).

No corte das estacas, deve ser utilizada tesoura de poda sempre bem afiada para evitar amassar os tecidos onde foi efetuado o corte.



Fotos: Ivar Wendling.

Fig. 2. Brotção coletada (A) e estaca preparada (B).

O ponteiro dos ramos geralmente é muito tenro e fino, devendo, neste caso, ser retirado para a formação das estacas. Caso isto não seja feito, poderão ocorrer grandes perdas de estacas por mortalidade no enraizamento, resultante do seu escurecimento. Outro detalhe importante é a eliminação da parte basal dos ramos que se apresentarem muito lenhosos (Fig. 3).

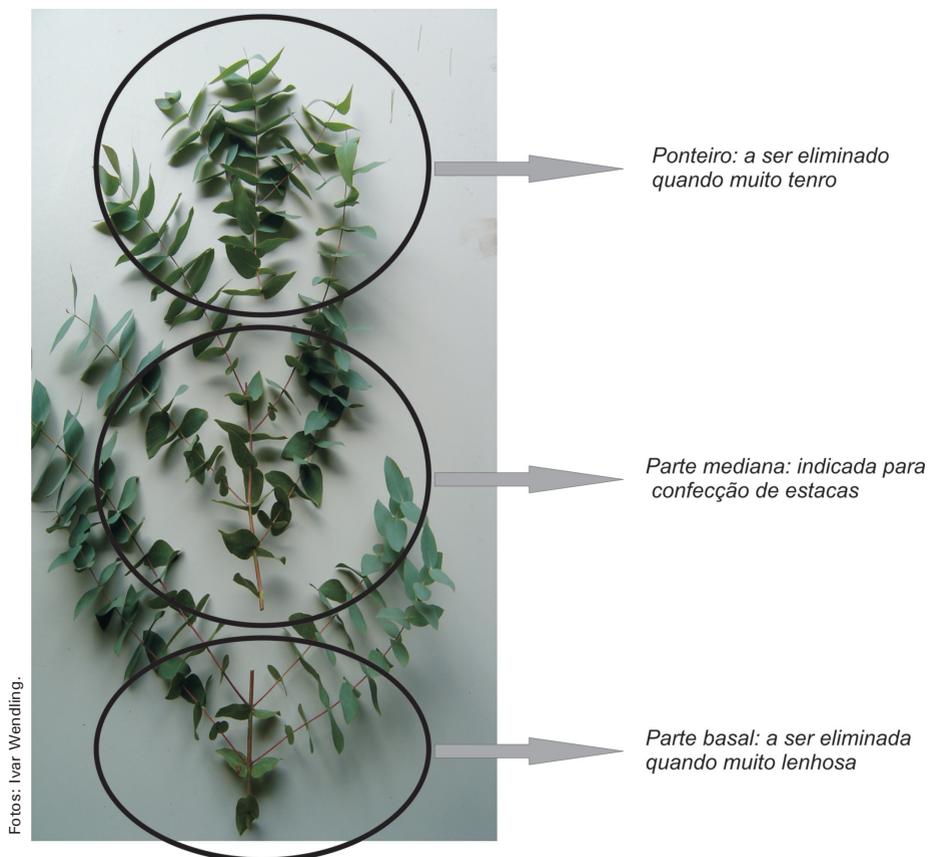


Fig. 3. Parte da brotação recomendada para confecção de estacas quando da presença de ápice muito tenro e base muito lenhosa.

Desinfestação das estacas

As condições ambientais em que as estacas são submetidas ao enraizamento são muito propícias ao aparecimento de doenças, principalmente naquelas plantas difíceis de enraizar, pois permanecerão por maior tempo nessas condições.

Antes e durante o período de enraizamento, é importante proteger as estacas, devido sua exposição a diversos tipos de fungos, resultando esta proteção em maior sobrevivência.

O método de desinfestação tradicionalmente utilizado em estacas de eucalipto consiste em mergulhá-las em solução de fungicida a base de *Benomyl* 0,5 %, durante 15 minutos, logo após serem preparadas. Em alguns viveiros, previamente ao tratamento acima, também tem sido utilizada a desinfestação em hipoclorito de sódio 0,5 %, por 5 minutos, permanecendo o mesmo período em água corrente, para retirada do excesso do produto.

É recomendada a limpeza de caixas e recipientes com hipoclorito de sódio (NaOCl) a 3 % diluído em água durante 24 horas, seguido de tratamento com fungicida sistêmico.

Aplicação de regulador de crescimento e substrato

Os órgãos mais comuns que sintetizam auxinas nas plantas referem-se aos meristemas, nas folhas em estágio de desenvolvimento juvenil, bem como nos frutos e sementes em desenvolvimento. As auxinas desempenham importante papel ao longo do ciclo de vida do vegetal, em que seus estímulos estão ligados ao alongamento celular, fototropismo, geotropismo, dominância apical, indução dos processos rizogênicos com a formação de raízes laterais e adventícias, diferenciação dos tecidos vasculares, expansividade da parede celular, embriogênese, produção de etileno, desenvolvimento das gemas florais e dos frutos, partenocarpia, abscisão e expressão sexual. Aplicações exógenas de auxinas, seja de origem natural ou sintética, têm mostrado resultados positivos no enraizamento de propágulos vegetativos.

Várias são as substâncias reguladoras de crescimento vegetativo que agem sobre a formação e desenvolvimento de raízes adventícias, em que para todas existe uma concentração ótima que pode variar tanto entre espécies, quanto entre populações ou clones. O grupo das auxinas são os únicos reguladores de crescimento que aumentam consideravelmente a formação de primórdios radiculares, pelo menos em tecidos que naturalmente apresentam uma predisposição ao enraizamento.

Dentre os fitorreguladores mais utilizados, destaca-se o ácido indolbutírico (AIB), variando em suas formas de aplicação, como veiculado em talco e líquido (ALMEIDA et al., 2007), e mais recentemente, via gel (BRONDANI et al., 2008). O equilíbrio endógeno entre os fitorreguladores apresenta forte influência na emissão de raízes adventícias, porém as concentrações exógenas podem variar em função das condições de trabalho e das características de cada material.

Em todas as formas de aplicação, o hormônio deve ser dissolvido em algum solvente previamente à sua preparação. Usualmente, é utilizado o álcool etílico a 95 %.

Para estaquia de *E. benthamii* x *E. dunnii*, aconselha-se a imersão da porção basal das estacas em solução a concentração de 8.000 mg.L⁻¹ de AIB, previamente diluído (álcool:água, 1:1, v/v).

Como recipientes de cultivo, podem ser utilizados tubetes plásticos de forma cônica de 55 cm³, contendo como substrato a mistura de casca de arroz carbonizada, vermiculita média e substrato comercial à base de casca de pínus e vermiculita (1:1:1, v/v).

Enraizamento das estacas em casa de vegetação

As estacas de plantas que são difíceis de enraizar precisam ser postas para enraizar em casa de vegetação, com alta umidade (acima de 80 %) e temperaturas entre 25 °C a 28 °C no seu interior. As estacas permanecem na casa de vegetação até a formação das raízes (Fig. 4).

A técnica de nebulização consiste em manter as pequenas estacas numa atmosfera de nevoeiro, de modo a se evitar a dessecação das folhas e sua respectiva queda. O fenômeno da perda da turgescência das folhas requer que essas sejam reduzidas por meio de corte, diminuindo, assim, a superfície de transpiração.



Fotos: Gilvano Ebling Brondani.

Fig. 4. Casa de vegetação com sistema de nebulização intermitente para promover o enraizamento de estacas.

Aclimação das estacas em casa de sombra

A casa de sombra ou telado nada mais é do que uma estrutura composta de postes de madeira, concreto ou metal com sombreamento em torno de 50 %, pelo uso de sombrite ou outro material qualquer.

Quando as estacas estiverem enraizadas em casa de vegetação, estas são levadas para aclimação em casa de sombra, onde ficam em torno de 10 a 15 dias (Fig. 5).



Foto: Ivar Wendling.

Fig. 5. Casa de sombra para o processo de aclimação das mudas enraizadas.

Rustificação das mudas de estaquia em área a pleno sol

Após a aclimação em casa de sombra, as mudas de estaquia são transferidas para uma área a pleno sol, onde completarão o crescimento e a fase de rustificação.

As mudas permanecerão nessas condições até atingirem os padrões de diâmetro e altura recomendados para o seu plantio ou venda (variáveis

em função da espécie e do tipo e tamanho da embalagem usada na sua produção) (Fig. 6).

Foto: Gilvano Ebling Brondani.



Fig. 6. Área de pleno sol para o processo de crescimento e rustificação das mudas.

Constituição do minijardim clonal

A partir das estacas enraizadas em casa de vegetação, pode-se constituir o minijardim clonal, sendo atualmente o sistema semi-hidropônico com areia o mais recomendado.

Aconselha-se utilizar mudas com 90 dias de idade e aproximadamente 15 cm de altura para serem transferidas para sistema semi-hidropônico e plantadas no espaçamento 10 cm x 15 cm.

Decorridos 15 dias para adaptação das mudas ao sistema semi-hidropônico, procede-se a poda da brotação apical para formar as minicepas, a partir do desenvolvimento das brotações basais induzidas pela quebra da dominância apical.

A poda é efetuada 7 cm acima do caule da brotação de cada estaca enraizada, tomando-se o cuidado de manter, no mínimo, um par de folhas remanescentes por minicepa, a fim de reduzir o estresse e facilitar a iniciação da brotação posterior, constituindo desta forma o minijardim clonal (Fig. 7).



Fotos: Gilvano Ebling Brondani.

Fig. 7. Detalhe do minijardim clonal de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii* (A) e brotações aptas para a coleta (B).

Manejo do minijardim clonal

O minijardim clonal pode ser mantido em condições de estufa recoberta com polietileno, onde as minicepas serão submetidas a sucessivas coletas de brotações produzidas durante todo o período. Aconselha-se proceder a limpeza semanal do sistema, com eliminação de folhas, brotações e minicepas mortas.

Eventualmente, devido ao ataque de patógenos, como fungos, pode-se efetuar aplicação de fungicidas conforme recomendações de Alfenas et al. (2004).

As minicepas recebem solução nutritiva por gotejamento, via sistema de fertirrigação. A mesma pode ser fornecida três vezes ao dia a uma vazão total diária de 5 L.m⁻². Na literatura, pode ser encontrado uma variada gama de soluções nutritivas para diferentes espécies de *Eucalyptus*, com composições variadas. Para o preparo da solução nutritiva, a análise do conteúdo de nutrientes presentes na água utilizada é muito importante e os valores devem ser descontados da recomendação adotada. A solução nutritiva utilizada nos estudos desenvolvidos na *Embrapa Florestas* foi composta por monoamônio fosfato (0,04 g.L⁻¹), sulfato de magnésio (0,40 g.L⁻¹), nitrato de potássio (0,44 g.L⁻¹), sulfato de amônio (0,31 g.L⁻¹), cloreto de cálcio (0,79 g.L⁻¹), ácido bórico (2,88 mg.L⁻¹), sulfato de manganês (3,70 mg.L⁻¹), molibdato de sódio (0,18 mg.L⁻¹), sulfato de zinco (0,74 mg.L⁻¹) e hidroferro em pó (81,80 mg.L⁻¹). A análise química da água utilizada no preparado da solução nutritiva apresentou os seguintes conteúdos de nutrientes: 1,4 mg.L⁻¹ de N-NO₃, 0,4 mg.L⁻¹ de N-NH₄, 0,93 mg.L⁻¹ de P, 1,44 mg.L⁻¹ de K, 26,08 mg.L⁻¹ de Ca, 5,07 mg.L⁻¹ de Mg, 0,4 mg.L⁻¹ de Cu, 0,09 mg.L⁻¹ de Fe, 0,04 mg.L⁻¹ de Mn e 0,04 mg.L⁻¹ de Zn.

A condutividade elétrica (CE) da solução nutritiva inicial, a 25 °C, é de aproximadamente 1,50 mS.cm⁻¹. A cada troca de solução ou quando

a condutividade elétrica da solução drenada se tornar superior a $4,0 \text{ mS.cm}^{-1}$ a $25 \text{ }^\circ\text{C}$, deve ser realizada irrigação com água pura para lavar o excesso de sais, usando-se aproximadamente $11,0 \text{ L.m}^{-2}$. O pH das soluções iniciais deve ser ajustado para $5,5 \pm 1$. Para isto, pode ser usado o ácido clorídrico comercial (ácido muriático) (Fig. 8).



Foto: Gilvano Ebling Brondani.

Fig. 8. Armazenamento da solução nutritiva utilizada para fertirrigar o minijardim clonal de *E. benthamii* x *E. dunnii*.

Coleta e confecção das miniestacas

As brotações dos clones de *E. benthamii* x *E. dunnii* são coletadas, preferencialmente, no período matinal, a fim de reduzir a evapotranspiração das miniestacas. Para tal, utilizam-se tesouras de poda, previamente esterilizadas em álcool (70 %, v/v). Durante todo o

processo, as brotações são armazenadas em caixas de isopor contendo água, a fim de minimizar a perda da turgescência celular dos tecidos vegetais.

As coletas podem ser efetuadas em diferentes intervalos de tempo e de maneira seletiva, ou seja, brotações menores que 5 cm e com menos de três pares de folhas serão mantidas na minicepa para as coletas subsequentes. Em função da época do ano e das condições climáticas do local de cultivo, o intervalo entre cada coleta pode variar de 8 a 21 dias, tomando-se o cuidado de manter a padronização estabelecida quanto à seleção das brotações.

Logo após a coleta das brotações, são preparadas as miniestacas, com ou sem a remoção da ponteira (gema apical). Na região basal, é efetuado um corte reto, mantendo um par de gemas. As miniestacas podem ser confeccionadas com tamanho de 5 cm (± 1 cm) contendo um par de folhas, reduzidas a 50 % da sua área total (Fig. 9).

Fotos: Gilvano Ebling Brondani.



Minicepa



Ponteira



Mediana

Fig. 9. Tipos de miniestacas de *E. benthamii* x *E. dunnii* para o enraizamento em casa de vegetação.

Aplicação de regulador de crescimento

Com base nos estudos desenvolvidos na *Embrapa Florestas*, é recomendável que a região basal das miniestacas seja mergulhada durante 10 segundos em solução hidroalcoólica contendo 4.000 mg.L^{-1} do regulador AIB (ácido indolbutírico) (álcool:água, 1:1, v/v). Contudo, pode haver clones onde a concentração do regulador é reduzida ou até que não haja a necessidade de sua aplicação para promover o enraizamento, sendo necessários, portanto, estudos em nível clonal para definição das melhores concentrações.

Substrato e recipiente de enraizamento

Na sequência, as miniestacas são estaqueadas em tubetes plásticos cônicos (55 cm^3), com a inserção de aproximadamente 2 cm da região basal da miniestaca no substrato de cultivo.

Previamente à adição do substrato ao recipiente de cultivo, os tubetes podem ser expostos a uma solução a 0,25 % (v/v) de cloro ativo (NaOCl) por 48 horas, visando erradicar possíveis fontes de patógenos. Em seguida, são enxaguados com água corrente, a fim de remover os resíduos. Outra alternativa, segundo Alfenas et al. (2004), é a desinfestação das caixas e recipientes com vapor ou água quente, a partir de $70 \text{ }^\circ\text{C}$, por três minutos ou a $80 \text{ }^\circ\text{C}$ por um minuto.

Aconselha-se utilizar substrato inerte, o qual pode ser composto pela mistura de casca de arroz carbonizada e vermiculita média (1:1 v/v), podendo ser incorporado 4 kg.m^{-3} de superfosfato simples (20 % de P_2O_5 e 14 % de S) e $1,5 \text{ kg.m}^{-3}$ de FTEBR12 (9 % Zn; 3 % Fe; 2 % Mn; 0,1 % Mo; 1,8 % B e 0,8 % Cu). A nutrição poderá ser ajustada para cada clone e condição de manejo.

Enraizamento das miniestacas em casa de vegetação

Para a promoção dos processos rizogênicos, as miniestacas permanecem em casa de vegetação por períodos variáveis de 25 a 35 dias, em função da época do ano (Fig. 10).

A umidade relativa ($UR \geq 80\%$) e a temperatura do ar ($T < 28\text{ }^{\circ}\text{C}$) são mantidas sob controle automático, através de umidostato e termostato, respectivamente.



Foto: Gilvano Ebling Brondani.

Fig. 10. Miniestacas de *E. benthamii* x *E. dunnii* alocadas em casa de vegetação para o enraizamento.

Aclimação das miniestacas em casa de sombra

Decorrido o tempo de enraizamento, as miniestacas são transferidas para casa de sombra com sombrite de 50 % para aclimação durante 14 a 21 dias, variável em função da época do ano.

O sistema de microaspersão pode funcionar com pressão de água de, no mínimo, 2 kg.cm^{-2} de pressão e ser controlado por *timer* em intervalos pré-estabelecidos. O sistema pode ser composto por microaspersores (amarelos) de 2 kg.cm^{-2} de pressão, com vazão de 144 L.hora^{-1} ($2,4 \text{ L.minuto}^{-1}$).

Rustificação e crescimento das mudas de miniestaquia a pleno sol

Após o processo de aclimação, as miniestacas são transferidas para área a pleno sol, visando à rustificação e crescimento até atingirem os padrões de qualidade indicados para plantio em campo.

O sistema de aspersão pode funcionar com pressão de água de rede (2 kg.cm^{-2}) controlado por *timer* em intervalos pré-estabelecidos. O sistema pode ser composto por microaspersores (verdes) de 97 L.hora^{-1} , o qual liga, em geral, três vezes ao dia, sendo 30 minutos por vez nos períodos mais quentes e 20 minutos nos períodos mais frios.

Da fase de aclimação até a rustificação, sugere-se adubação semanal de cobertura com 6 mL por muda, utilizando-se formulações adequadas para manter a correta nutrição das mudas. A seguinte formulação pode ser adotada, necessitando de refinamentos para cada viveiro: sulfato de amônio (4 g.L^{-1}), superfosfato triplo (10 g.L^{-1}), cloreto de potássio (4 g.L^{-1}), e solução de micronutrientes (10 mL.L^{-1}), composta por: 9 % de Zn; 1,8 % de B; 0,8 % de Cu; 3 % de Fe; 2 % de Mn e 0,12 % de Mo.

Sobrevivência de minicepas

Durante os anos de 2006 e 2007, estudou-se a sobrevivência e produção de miniestacas de três híbridos de *E. benthamii* x *E. dunnii* (H12, H19 e H20). Os dados referem-se a um período de 12 meses de coletas sucessivas de brotações, as quais englobaram as estações do ano (primavera, verão, outono e inverno). O minijardim clonal foi conduzido sob sistema semi-hidropônico do tipo canaletão em leito de

areia, sendo as minicepas plantadas no espaçamento de 10 cm x 15 cm (BRONDANI, 2008).

De forma geral, os clones apresentaram variação quanto à sobrevivência de minicepas, com variações de 77,7 % a 100 % (Fig. 11). A mortalidade de minicepas do clone H19 começou a ser registrada a partir da sexta coleta de brotações, sendo que para o clone H12 iniciou a partir da sétima.

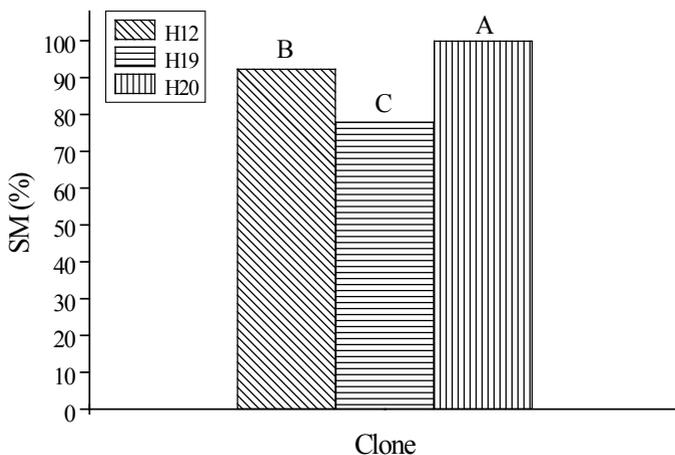


Fig. 11. Valores médios da sobrevivência de minicepas (SM) dos clones H12, H19 e H20 de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*, ao longo de 352 dias de coletas sucessivas de miniestacas. Médias diferem significativamente pelo teste de Tukey, ao nível de 5 % de probabilidade de erro.

De maneira geral, para o gênero *Eucalyptus*, é comum a ocorrência de elevada sobrevivência de minicepas de diferentes materiais genéticos, quando conduzidas em vários tipos de minijardins clonais e submetidas a coletas sucessivas de brotações, possibilitando inúmeras outras sem a ocorrência de mortalidade significativa.

Produção anual de miniestacas em minijardim clonal do tipo “canaletão”

Quanto à produção de miniestacas, em termos de clones, houve variação de 18.934 a 20.942 miniestacas $m^{-2}.ano^{-1}$ (Fig. 12).

De maneira geral, os dados apresentados quanto à produção de miniestacas por metro quadrado ao ano encontram-se dentro dos padrões registrados na literatura para o gênero *Eucalyptus*, quando se utiliza miniestaca apical como propágulo e oriundos de minicepas manejadas em minijardim clonal. Conforme estudos já divulgados, esse tipo de sistema de produção apresenta variação de 7.488 a 41.480 miniestacas $m^{-2}.ano^{-1}$, dependendo do tipo de minijardim clonal e do material genético (ALFENAS et al., 2004).

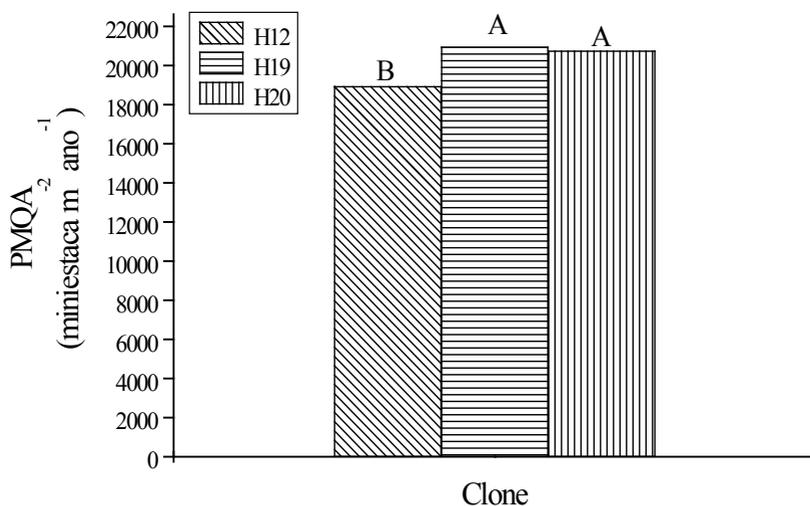
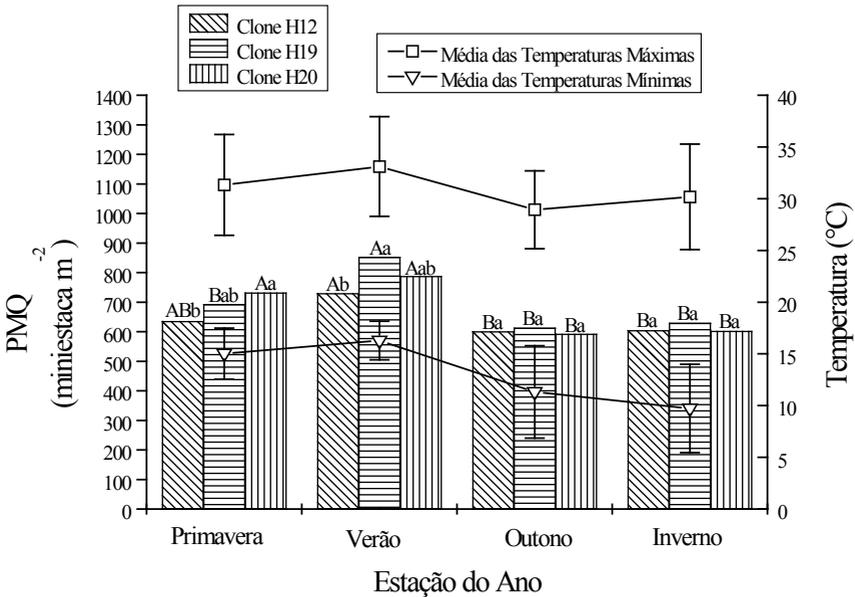


Fig. 12. Variação da produção de miniestacas por metro quadrado ao ano (PMQA) de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*, ao longo de 352 dias de coletas sucessivas de brotações, em sistema semi-hidropônico do tipo canaletão em leito de areia. Médias seguidas por mesma letra não diferem significativamente pelo teste de Tukey, ao nível de 5 % de probabilidade de erro.

Produção de miniestacas em função das estações do ano

A produção de miniestacas é variável em função do clone e da época do ano, com valores de 635 a 692 miniestacas m^{-2} na primavera; 730 a 853 miniestacas m^{-2} durante o verão; 592 a 613 miniestacas m^{-2} no outono e; 602 a 629 miniestacas m^{-2} durante o inverno (Fig. 13).

Fig. 13. Variação da produção de miniestacas por metro quadrado (PMQ) de *Eucalyptus*



benthamii x *Eucalyptus dunnii* em função da estação do ano. Médias seguidas por mesma letra maiúscula para o mesmo clone entre as diferentes estações do ano e letras minúsculas entre os clones dentro da mesma estação do ano não diferem significativamente pelo teste de Tukey, ao nível de 5 % de probabilidade de erro.

Em termos gerais, nas estações da primavera e verão, foram observados os maiores índices de produção de miniestacas, sendo que no outono e no inverno foram registrados os menores valores médios de produção.

Dados de enraizamento ao longo das estações do ano

Experimentos sobre o enraizamento de *E. benthamii* x *E. dunnii* foram realizados ao longo das estações do ano (primavera, verão, outono e inverno) na região de Colombo, PR (25°20' S e 49°14' W, 950 m), demonstrando muita variação do enraizamento das miniestacas em função da sazonalidade e clones (BRONDANI, 2008).

Os clones H12 e H20 apresentaram os menores valores para a sobrevivência na saída da casa de vegetação durante a primavera (41,57 % e 51,80 %, respectivamente) e verão (48,69 % e 55,24 %, respectivamente). No outono, os valores ficaram em níveis intermediários. Porém, os maiores valores da sobrevivência das miniestacas, para ambos os clones, ocorreram apenas no inverno (95,47 % e 96,38 %, respectivamente). Com relação ao clone H19, pode-se observar que os maiores índices para a sobrevivência na saída da casa de vegetação ocorreram no outono e inverno (cerca de 95 %), sendo que os menores valores foram registrados na primavera e verão (Fig. 14).

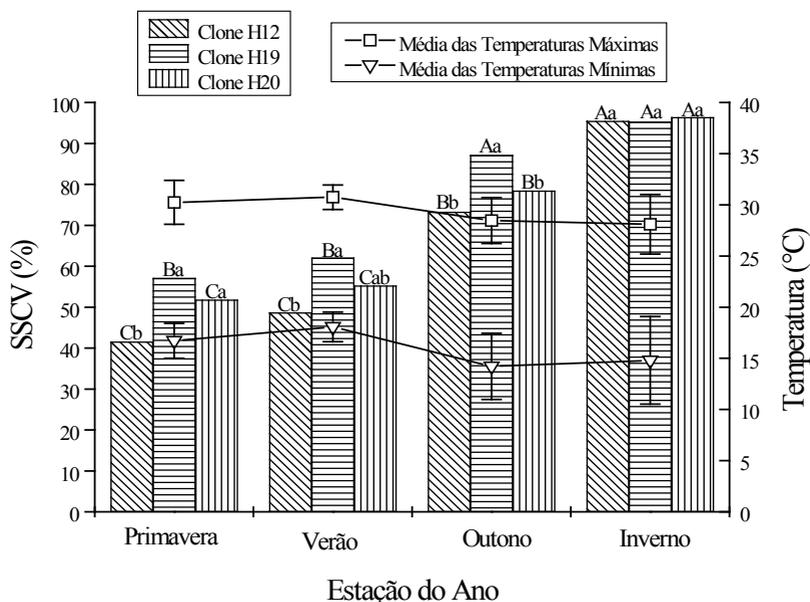


Fig. 14. Valores médios da sobrevivência de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii* durante a saída da casa de vegetação (SSCV) em função da estação do ano. Médias seguidas por mesma letra maiúscula para o mesmo clone entre as diferentes estações do ano e letras minúsculas entre os clones dentro da mesma estação do ano não diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade de erro.

Durante a primavera e verão, em que foram registrados os maiores valores das temperaturas máximas, médias e mínimas, ocorreram os menores valores para a sobrevivência na saída da casa de vegetação, ao passo que no outono e inverno, onde existiu um decréscimo dos valores das temperaturas, os clones apresentaram os maiores valores.

Os maiores valores da sobrevivência das miniestacas na saída da casa de sombra ocorreram durante o inverno, sendo os menores registrados na primavera e verão. No outono foram registrados valores intermediários em comparação as demais estações do ano. O clone H19 foi o único que apresentou comportamento diferenciado em cada estação, com aumento progressivo da sobrevivência na saída da casa de sombra com o passar do tempo (Fig. 15).

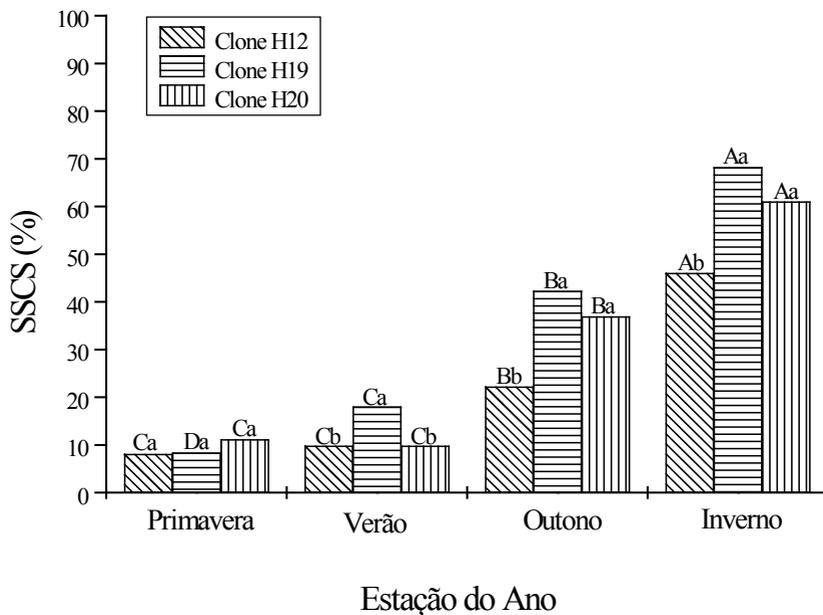


Fig. 15. Valores médios da sobrevivência de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii* durante a saída da casa de sombra (SSCS) em função da estação do ano. Médias seguidas por mesma letra maiúscula para o mesmo clone entre as diferentes estações do ano e letras minúsculas entre os clones dentro da mesma estação do ano não diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade de erro.

Quanto a avaliação da sobrevivência das miniestacas em área a pleno sol em relação às diferentes estações do ano, pode-se verificar que os menores valores de miniestacas enraizadas foram registrados durante a primavera e verão. A maior porcentagem de enraizamento (34,40 %, 56,20 % e 49,12 %, respectivamente para os clones H12, H19 e H20) foi verificada no inverno, seguido do outono. O clone H20 apresentou valores de enraizamento diferenciado ao longo das estações do ano (Fig. 16).

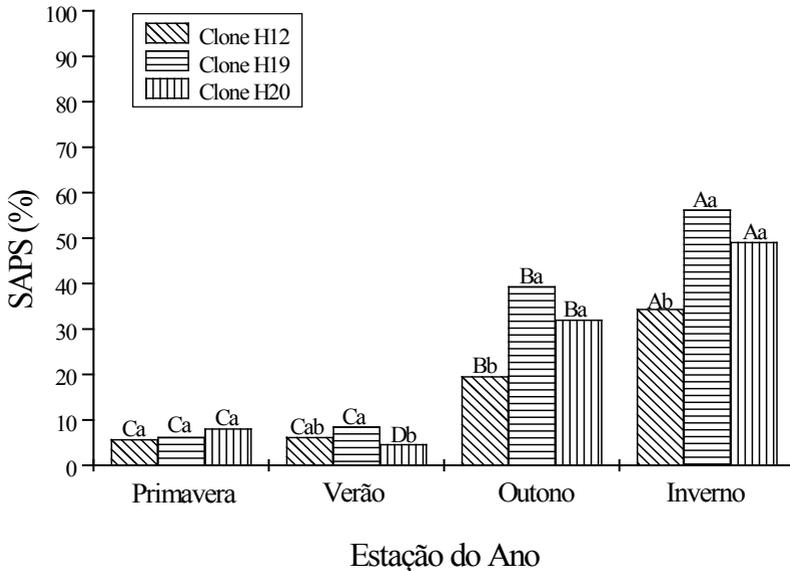


Fig. 16. Valores médios do enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii* durante avaliação da sobrevivência em área de pleno sol (SAPS) em função da estação do ano. Médias seguidas por mesma letra maiúscula para o mesmo clone entre as diferentes estações do ano e letras minúsculas entre os clones dentro da mesma estação do ano não diferem significativamente pelo teste de Tukey a 5 % de probabilidade de erro.

Fatores como as condições fisiológicas das plantas doadoras de brotações, bem como as condições ambientais às quais são submetidos os propágulos vegetativos, exercem influência determinante no enraizamento (ELDRIDGE et al., 1994). Além disso, as oscilações do fotoperíodo e da temperatura ao longo da época do ano apresentam-se como fatores decisivos na indução de raízes em propágulos vegetativos.

Os dados da temperatura registrados na estufa que continha o minijardim clonal das mudas doadoras de propágulos vegetativos para a confecção das miniestacas encontram-se na Tabela 1.

Tabela 1. Valores médios das temperaturas do ar de outubro de 2006 a setembro de 2007 na estufa de polietileno que continha o minijardim clonal de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*.

Semana	Temperatura				Temperatura			
	(°C ± σ)				(°C ± σ)			
	Outubro de 2006				Abril de 2007			
	Coleta	Tmáx	Tméd	Tmín	Coleta	Tmáx	Tméd	Tmín
1	1 ^a	29,6 ± 4,2	21,9 ± 2,3	14,3 ± 0,8		29,3 ± 4,3	22,6 ± 2,8	16,0 ± 1,8
2	2 ^a	29,1 ± 4,1	21,8 ± 1,8	14,4 ± 1,0	18 ^a	27,9 ± 2,2	20,9 ± 1,1	13,9 ± 2,0
3	3 ^a	27,6 ± 8,0	20,3 ± 4,0	13,0 ± 2,2		29,0 ± 1,6	21,9 ± 1,0	14,9 ± 1,2
4	4 ^a	32,8 ± 4,3	23,0 ± 3,2	13,2 ± 2,3	19 ^a	28,1 ± 5,2	20,7 ± 3,0	13,2 ± 3,3
Semana	Novembro de 2006				Maio de 2007			
1		30,7 ± 4,3	23,2 ± 2,0	15,7 ± 1,7		31,6 ± 2,4	22,9 ± 1,3	14,1 ± 2,3
2	5 ^a	29,4 ± 2,7	20,7 ± 1,5	12,0 ± 1,2		27,9 ± 2,7	18,9 ± 2,5	10,0 ± 4,4
3	6 ^a	31,3 ± 6,6	22,9 ± 3,5	14,6 ± 1,3	20 ^a	26,3 ± 4,8	20,6 ± 2,4	15,0 ± 1,2
4	7 ^a	32,1 ± 3,8	24,2 ± 1,7	16,2 ± 1,2		28,3 ± 3,7	18,1 ± 2,8	7,9 ± 4,9
Semana	Dezembro de 2006				Junho de 2007			
1	8 ^a	33,6 ± 5,8	24,7 ± 3,1	15,9 ± 1,2		28,0 ± 3,8	16,6 ± 2,2	5,1 ± 4,6
2		29,6 ± 3,2	22,2 ± 1,7	14,9 ± 0,7	21 ^a	32,3 ± 1,7	19,9 ± 1,6	7,4 ± 2,8
3	9 ^a	34,7 ± 2,5	26,8 ± 2,3	18,9 ± 3,8		31,4 ± 2,0	20,9 ± 1,9	10,3 ± 3,3
4	10 ^a	33,7 ± 4,2	25,3 ± 2,5	16,9 ± 1,9	22 ^a	27,9 ± 4,7	18,7 ± 2,3	9,4 ± 1,9
Semana	Janeiro de 2007				Julho de 2007			
1	11 ^a	29,3 ± 2,4	23,5 ± 1,4	17,7 ± 1,0	23 ^a	31,4 ± 1,1	18,8 ± 1,2	6,1 ± 2,1
2		35,0 ± 4,7	25,5 ± 2,7	16,0 ± 1,0		27,7 ± 6,5	18,9 ± 4,1	10,1 ± 2,1
3	12 ^a	33,4 ± 6,6	24,9 ± 3,7	16,3 ± 1,7		25,0 ± 5,5	15,9 ± 2,3	6,9 ± 4,9
4	13 ^a	33,1 ± 5,6	24,9 ± 3,0	16,7 ± 2,5	24 ^a	27,3 ± 1,6	16,0 ± 2,6	4,6 ± 5,4

continua

Semana	Fevereiro de 2007			Agosto de 2007				
1	34,6 ± 4,5	25,3 ± 2,6	16,0 ± 2,6		30,6 ± 3,0	20,0 ± 1,6	9,4 ± 2,6	
2	14 ^a	30,1 ± 5,0	23,0 ± 2,1	15,9 ± 2,1		27,9 ± 4,0	18,8 ± 3,0	9,7 ± 2,1
3		32,1 ± 5,0	24,1 ± 2,1	16,0 ± 2,2	25 ^a	32,4 ± 2,1	20,9 ± 1,0	9,3 ± 2,1
4	15 ^a	36,4 ± 5,0	27,1 ± 3,1	17,7 ± 1,4		28,1 ± 6,0	19,2 ± 3,4	10,2 ± 4,0
Semana	Março de 2007			Setembro de 2007				
1		36,3 ± 3,1	26,1 ± 1,6	16,0 ± 1,2	26 ^a	36,0 ± 1,4	24,4 ± 0,8	12,7 ± 1,7
2	16 ^a	32,4 ± 2,6	24,4 ± 1,3	16,3 ± 1,0		34,9 ± 2,0	23,3 ± 1,4	11,7 ± 2,9
3		29,4 ± 4,6	22,1 ± 2,3	14,7 ± 2,3	27 ^a	34,3 ± 5,5	24,5 ± 2,9	14,7 ± 1,5
4	17 ^a	34,4 ± 3,0	25,2 ± 2,0	16,1 ± 1,4		28,7 ± 5,2	20,3 ± 4,3	12,0 ± 4,3

Tmáx - média das temperaturas máximas; Tméd - média das temperaturas médias; Tmín - média das temperaturas mínimas; σ - desvio padrão em relação ao valor médio; Período considerado das estações do ano: primavera (22 de setembro a 21 de dezembro), verão (22 de dezembro a 21 de março), outono (22 de março a 21 de junho) e inverno (22 de junho a 21 de setembro).

Os dados da temperatura registrados na casa de vegetação para o enraizamento das miniestacas encontram-se na Tabela 2.

Tabela 2. Valores médios das temperaturas do ar de outubro de 2006 a setembro de 2007 na casa de vegetação automatizada para o enraizamento das miniestacas de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*.

Semana	Temperatura				Temperatura			
	(°C ± σ)				(°C ± σ)			
	Outubro de 2006				Abril de 2007			
	Coleta	Tmáx	Tméd	Tmín	Coleta	Tmáx	Tméd	Tmín
1	1 ^a	29,4 ± 3,8	22,4 ± 1,8	15,4 ± 0,5		28,5 ± 1,9	23,6 ± 1,5	18,3 ± 1,5
2	2 ^a	30,4 ± 2,8	23,1 ± 1,6	15,9 ± 1,5	18 ^a	28,4 ± 1,1	22,4 ± 0,7	16,4 ± 1,3
3	3 ^a	27,3 ± 3,4	21,4 ± 1,8	15,4 ± 0,8		(nc)	(nc)	(nc)
4	4 ^a	30,8 ± 0,6	23,1 ± 0,5	15,4 ± 0,7	19 ^a	(nc)	(nc)	(nc)
Semana	Novembro de 2006				Maio de 2007			
1		30,6 ± 1,5	23,9 ± 1,1	17,3 ± 1,4		(nc)	(nc)	(nc)
2	5 ^a	30,1 ± 1,1	22,6 ± 0,6	15,1 ± 0,4		28,4 ± 1,4	20,6 ± 1,4	12,7 ± 3,0
3	6 ^a	29,3 ± 2,9	23,0 ± 1,6	16,7 ± 1,4	20 ^a	26,4 ± 4,6	20,5 ± 2,2	14,6 ± 1,0
4	7 ^a	30,3 ± 0,5	24,1 ± 0,5	18,0 ± 1,0		28,1 ± 2,0	20,5 ± 1,0	12,8 ± 1,4
Semana	Dezembro de 2006				Junho de 2007			
1	8 ^a	30,6 ± 1,0	23,9 ± 1,1	17,3 ± 1,7		29,4 ± 1,3	20,7 ± 0,8	12,0 ± 1,3
2		29,7 ± 0,8	23,0 ± 0,8	16,3 ± 1,0	21 ^a	30,3 ± 1,2	21,4 ± 1,1	12,6 ± 1,1
3	9 ^a	32,1 ± 1,3	25,8 ± 0,8	19,4 ± 0,5		29,9 ± 0,7	21,2 ± 1,1	12,6 ± 2,5
4	10 ^a	31,1 ± 1,4	24,8 ± 1,2	18,5 ± 1,6	22 ^a	28,4 ± 3,2	19,8 ± 1,7	11,2 ± 1,5
Semana	Janeiro de 2007				Julho de 2007			
1	11 ^a	30,3 ± 0,8	24,8 ± 0,7	19,3 ± 0,8	23 ^a	30,0 ± 1,0	20,2 ± 1,9	10,4 ± 3,6
2		31,4 ± 1,6	24,5 ± 1,1	17,6 ± 1,3		26,9 ± 5,3	20,0 ± 3,6	13,1 ± 2,3
3	12 ^a	31,6 ± 1,3	24,8 ± 0,9	18,0 ± 1,3		26,4 ± 4,9	20,4 ± 2,2	14,3 ± 1,3
4	13 ^a	31,1 ± 1,0	24,6 ± 1,1	18,1 ± 1,9	24 ^a	28,2 ± 1,7	20,7 ± 2,3	13,1 ± 3,8

continua

Semana	Fevereiro de 2007			Agosto de 2007			
1	30,7 ± 0,8	24,2 ± 0,6	17,7 ± 1,4		29,1 ± 1,2	22,4 ± 1,3	15,6 ± 1,8
2	29,3 ± 1,4	23,5 ± 0,6	17,7 ± 1,6		28,1 ± 2,6	20,6 ± 3,8	13,0 ± 5,2
3	30,3 ± 0,8	24,1 ± 1,0	17,9 ± 2,0	25 ^a	29,7 ± 0,5	21,1 ± 0,6	12,6 ± 1,5
4	31,3 ± 1,7	25,1 ± 0,9	19,0 ± 0,8		27,0 ± 3,6	20,0 ± 2,5	12,9 ± 4,1
Semana	Março de 2007			Setembro de 2007			
1	30,9 ± 0,4	24,5 ± 0,4	18,1 ± 1,0	26 ^a	30,0 ± 1,2	22,6 ± 1,4	15,1 ± 2,2
2	30,9 ± 1,8	24,5 ± 1,0	18,1 ± 1,2		29,3 ± 0,5	23,2 ± 1,4	17,1 ± 3,0
3	30,9 ± 0,4	23,8 ± 0,8	16,7 ± 1,7	27 ^a	27,7 ± 1,3	24,8 ± 2,2	21,9 ± 3,6
4	30,5 ± 0,7	24,5 ± 0,7	18,4 ± 1,1		25,7 ± 2,7	22,1 ± 3,1	18,4 ± 3,9

T_{máx} - média das temperaturas máximas; T_{méd} - média das temperaturas médias; T_{mín} - média das temperaturas mínimas; σ - desvio padrão em relação ao valor médio; ^(inc) dados não coletados em função da manutenção e limpeza da casa de vegetação; Período considerado das estações do ano: primavera (22 de setembro a 21 de dezembro), verão (22 de dezembro a 21 de março), outono (22 de março a 21 de junho) e inverno (22 de junho a 21 de setembro).

A sobrevivência das miniestacas na saída da casa de vegetação, saída da casa de sombra e enraizamento em área a pleno sol, apresentaram alta correlação com os valores das médias das temperaturas máximas, médias e mínimas registradas na casa de vegetação automatizada (Tabela 3). Esse fato denota que as variações da temperatura no leito inicial de enraizamento apresentam grande influência no enraizamento das miniestacas e, de certa forma, seus efeitos refletiram diretamente nas fases de aclimatização e rustificação das mudas.

Tabela 3. Matriz de Correlação de Pearson entre a sobrevivência de miniestacas durante saída da casa de vegetação (SSCV), sobrevivência na saída da casa de sombra (SSCS), enraizamento em área a pleno sol (SAPS), médias das temperaturas máximas (Tmáx), temperaturas médias (Tméd) e temperaturas mínimas (Tmín) registradas na casa de vegetação automatizada, ao longo de 352 dias de coletas sucessivas de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* x *Eucalyptus dunnii*.

Caract.	SSCV	SSCS	SAPS	Tmáx	Tméd	Tmín
SSCV	1,000					
SSCS	0,734**	1,000				
SAPS	0,716**	0,956**	1,000			
Tmáx	-0,639**	-0,688**	-0,665**	1,000		
Tméd	-0,582**	-0,655**	-0,735**	0,757**	1,000	
Tmín	-0,441**	-0,514**	-0,632**	0,485**	0,939**	1,000

** significativo a 1 % de probabilidade de erro, pelo teste F.

Apesar dos avanços, existem poucos estudos que relacionam a influência dos fatores ambientais na produção de brotos em minijardins clonais, bem como sobre os processos de enraizamento de miniestacas. Estudos desenvolvidos por Cunha (2006) reforçam que as condições meteorológicas condicionam significativamente a produção de miniestacas por minicepa. Em seus trabalhos, o autor observou que o aumento da temperatura no leito de cultivo, ocasionado pela época do ano, favoreceu positivamente a produção de miniestacas, independente do tipo de minijardim clonal (leito de areia ou tubete), reforçando a importância desses fatores.

Além disso, a capacidade do propágulo em emitir raízes é característica da interação de fatores que se encontram presentes nas células do tecido vegetal, como substâncias transportáveis produzidas nas folhas e gemas. Dessa forma, as variações climáticas sazonais podem afetar significativamente o estado fisiológico da planta-matriz, podendo

sofrer alterações hormonais endógenas, nutricionais e no balanço entre promotores e inibidores do enraizamento (HARTMANN et al., 2002). Torres (2003) observou que as brotações mais aptas para o emprego na miniestaquia estão diretamente relacionadas ao aumento dos níveis de carboidratos em função da época do ano e do intervalo entre as coletas de brotações. O autor salienta que o aumento da periodicidade entre as coletas aumenta a área foliar específica, permitindo assim maior produção de fotoassimilados e incremento dos níveis endógenos de carboidratos no caule.

Os valores médios de enraizamento das miniestacas observados nas estações mais frias (outono e inverno) estão próximos aos valores comumente encontrados na miniestaquia de *Eucalyptus* (TITON et al., 2003; SOUZA JÚNIOR; WENDLING, 2003; WENDLING; XAVIER, 2005; ROSA, 2006; ALMEIDA et al., 2007). No entanto, os valores de enraizamento registrados na primavera e verão (estações mais quentes) indicam comportamento recalcitrante dos clones, em relação a espécies mais adaptadas a essas condições, como o *E. grandis*.

Outra hipótese estaria ligada em nível de comportamento de genótipo, em que praticamente todas as espécies de clima subtropical, as quais são tolerantes ao frio, são consideradas recalcitrantes ao enraizamento, o que dificulta o uso destas em programas clonais visando à resistência ao frio (ASSIS; MAFIA, 2007). Dessa forma, o fato das espécies parentais apresentarem comportamento recalcitrante aos processos rizogênicos, também pode ter influenciado os baixos índices de enraizamento.

No geral, em termos da sobrevivência das miniestacas na saída da casa de vegetação (Fig. 14), sobrevivência na saída da casa de sombra (Fig. 15) e enraizamento em área a pleno sol (Fig. 16) das miniestacas, os clones mostraram-se sensíveis ao efeito da sazonalidade. Nas estações onde foram registrados os maiores valores médios das temperaturas máximas e mínimas, ou seja, na primavera e verão (estações mais quentes), ocorreram as menores porcentagens de enraizamento. Efeito contrário existiu no outono e inverno (estações mais frias), onde, com

o decréscimo dos valores da temperatura, foi seguido de aumento dos índices de sobrevivência.

Muitas questões ainda persistem quanto aos efeitos que estão envolvidos na propagação vegetativa de *Eucalyptus* subtropicais. São necessárias pesquisas na linha nutricional de cultivo de minicepas, visto que a base nutricional pode constituir fator decisivo para o sucesso do enraizamento. Tais investigações mostram-se essenciais e, futuramente, os resultados poderão auxiliar nas estratégias de manejo a serem adotadas para aumentar os índices de enraizamento e, conseqüentemente, a produção de mudas de eucaliptos subtropicais, bem como servir como base para estudos posteriores.

Referências

ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T. F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa, MG: Ed. da Universidade Federal de Viçosa, 2004. 442 p.

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

ASSIS, T. F.; MAFIA, R. G. Hibridação e clonagem. In: BORÉM, A. (Ed.). **Biotecnologia florestal**. Viçosa, MG: [Universidade Federal de Viçosa], 2007. p. 93-121.

BRONDANI, G. E. **Miniestaquia e micropropagação de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cambage x *Eucalyptus dunnii* Maiden**. 2008. 118 f. Dissertação (Mestrado em Engenharia Florestal) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

BRONDANI, G. E.; WENDLING, I.; ARAUJO, M. A.; PIRES, P. P. Ácido indolbutírico em gel para o enraizamento de miniestacas de *Eucalyptus benthamii* Maiden & Cambage x *Eucalyptus dunnii* Maiden. **Scientia Agraria**, Curitiba, v. 9, n. 2, p. 153-158, 2008.

COOPER, M. A.; GRAÇA, M. E. C. **Perspectivas para a maximização de enraizamento de estacas de *Eucalyptus dunnii* Maid**. Curitiba: EMBRAPA-CNPQ, 1987. 9 p. (EMBRAPA-CNPQ. Circular técnica, 12).

COOPER, M. A.; GRAÇA, M. E. C. **Enraizamento de estacas de *Eucalyptus dunnii* Maiden**. Colombo: EMBRAPA-CNPQ, 1994. 15 p. (EMBRAPA-CNPQ. Circular técnica, 22).

CUNHA, A. C. M. C. M. **Relações do estado nutricional de minicepas e condições meteorológicas com o número e o enraizamento de miniestacas de eucalipto**. 2006. 99 f. Dissertação (Magister Scientiae) – Programa de Pós-Graduação em Ciência Florestal, Universidade Federal de Viçosa, Viçosa, MG.

ELDRIDGE, K.; DAVIDSON, J.; HARDWIID, C.; VAN WYK, G. Mass vegetative propagation. In: _____. **Eucalypt domestication and breeding**. Oxford: Clarendon Press, 1994. p. 228-246.

GRAÇA, M. E. C.; SHIMIZU, J. Y.; TAVARES, F. R. Capacidade de rebrota e de enraizamento de *Eucalyptus benthamii*. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 39, p. 135-138, 1999.

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

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

SOUZA JÚNIOR, L.; WENDLING, I. Propagação vegetativa de *Eucalyptus dunnii* via miniestaquia de material juvenil. **Boletim de Pesquisa Florestal**, Colombo, n. 46, p. 21-30, 2003.

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

TORRES, A. G. M. **Relação entre sazonalidade, desrama e carboidratos no crescimento do eucalipto na propagação vegetativa por miniestaquia**. 2003. 65 f. Dissertação (Mestrado em Recursos Florestais) – Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz”, Universidade de São Paulo, Piracicaba.

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