

INSTITUTO DE PESQUISAS E ESTUDOS FLORESTAIS
ISSN 0100-3453

**Propagação vegetativa de *Eucalyptus*:
princípios básicos e a sua evolução no
Brasil**

**Edson Namita Higashi
Ronaldo Luiz Vaz de Arruda Silveira
Antonio Natal Gonçalves**

CIRCULAR TÉCNICA



Nº 192 OUTUBRO 2000

Propagação vegetativa de *Eucalyptus*:
princípios básicos e a sua evolução no Brasil
Eucalyptus vegetative propagation:
principles and its evolution in Brazil

Edson Namita Higashi
Ronaldo Luiz Vaz de Arruda Silveira
Consultores do IPEF
Antonio Natal Gonçalves
Departamento de Ciências Florestais
ESALQ/USP

RESUMO: A silvicultura intensiva clonal proporcionou a maximização da produção, mantendo as características favoráveis, evitando a variabilidade encontrada em árvores obtidas a partir de sementes. No entanto, estes ganhos só foram possíveis a partir de um programa de melhoramento sexuado e pela adoção de técnicas silviculturais adequadas. Este texto tem por objetivo descrever os princípios básicos envolvidos na propagação vegetativa, os métodos de propagação clonal, rejuvenescimento, fatores que afetam o enraizamento, mudanças morfológicas e fisiológicas durante o ciclo de desenvolvimento da planta e a evolução do jardim clonal do campo em minijardins clonais para a produção de miniestacas.

PALAVRAS-CHAVE: Propagação vegetativa, *Eucalyptus*, Rejuvenescimento, Enraizamento, Jardim clonal

ABSTRACT: The clonal intensive silviculture allowed to maximize the production, maintaining the desirable traits, avoiding the variability found in forest stands established by seeds. However, these gains were only possible through the adoption of adequate breeding programs and management techniques. This text describes the basic principles of vegetative propagation, cloning methods, rejuvenation, rooting factors, morphophysiological changes during tree life cycle, the evolution of field clonal garden to greenhouse clonal minigarden for minicutting production.

KEYWORDS: Vegetative propagation, *Eucalyptus*, Rejuvenation, Rooting, Clonal garden

INTRODUÇÃO

No Brasil, ganhos significativos na produtividade de eucalipto vêm sendo obtidos através do melhoramento genético, onde Ferreira e Santos (1997) publicaram um histórico, desde os estudos iniciados por Edmundo Navarro de Andrade a partir de 1904, até o início da silvicultura clonal no país.

A adoção de técnicas silviculturais mais intensivas (preparo do solo, fertilização adequada, combate a pragas e doenças, etc..) aliada à reintrodução de novos materiais genéticos resultaram em ganhos consideráveis de produção. Outra estratégia que alcançou ganhos consideráveis foi através da propagação clonal, maximizando os ganhos em uma única geração, mantendo as características favoráveis, evitando a variabilidade encontrada em árvores obtidas a partir de sementes.

A partir do momento em que a árvore passou a ser uma unidade de propagação clonal, desde 1986, a estaquia passou a ter importância na silvicultura brasileira. Infelizmente, muitas empresas florestais deixaram de dar importância para as estratégias de melhoramento sexuado. Segundo Ferreira e Santos (1997), o futuro dos programas de melhoramento sexuado irá depender de financiamento e novos incentivos, da evolução dos usos múltiplos da madeira, dos avanços na legislação ambiental e do fomento florestal para pequeno produtor.

Comercialmente, a propagação vegetativa por estaquia iniciou na República Popular do Congo, em 1975, onde foram implantados 3.000 ha de florestas (Delwaulle et al., 1983). No Brasil, a produção massal de mudas clonais começou na região litorânea do Espírito Santo, em 1979, e estendeu-se a outras regiões do Brasil (Campinhos e Ikemori, 1983; Campinhos, 1987). Desde então, o processo da clonagem de eucalipto evoluiu muito.

Este artigo não tem o intuito de desmerecer o melhoramento genético sexuado, mas de elucidar os princípios básicos da propagação vegetativa e mostrar a evolução desta tecnologia no Brasil.

PRINCÍPIOS BÁSICOS

A propagação vegetativa, pelo processo convencional de estaquia ou pela técnica da micropropagação, facilita a multiplicação de genótipos desejados. O processo da propagação vegetativa não inclui meiose, portanto, os rametes (brotações originárias da planta matriz) são geneticamente idênticos aos ortetes (planta matriz). Variações fenotípicas entre os rametes dentro de um clone, todavia, existem. As causas das variações são, provavelmente, ambientais e causadas por fatores relacionados ao propágulo, isto é, tamanho da estaca, período que as estacas são coletadas e as condições em viveiro (ou seja, vigor do propágulo ou a qualidade do sistema radicular). Burton e Shelbourne (1974) denominaram este efeito como “Efeito M” (um tipo de efeito maternal) e Lerner (1958) usou o termo “Efeito C”, para os mesmos efeitos. Porém, o “Efeito C” parece ser importante, principalmente para características mensuradas relativamente após a propagação. O estado de maturação do material a ser propagado (ontogenia) tem um grande efeito na capacidade de propagação e subsequente crescimento dos propágulos originários de estacas ou da cultura de tecidos. Técnicas para manter ou reduzir a juvenilidade são a chave do sucesso para qualquer programa de propagação vegetativa. Fases diferenciadas de maturação entre os clones podem parecer como “Efeito C”, e resultariam em um aumento artificial da variação clonal, portanto, poderiam aumentar as estimativas de ganhos genéticos na seleção clonal.

Entre os problemas associados com a propagação vegetativa estão:

a) Os rametes propagados de diferentes partes de uma mesma árvore podem crescer e se desenvolver diferentemente para cada ortete e/ou formas de ortetes (Figura 1). Geralmente, propágulos de regiões inferiores ou centrais de uma árvore possuem características mais juvenis do que aqueles originados das regiões superiores e periféricas (Bonga, 1982);

b) Propágulos de árvores mais velhas, geralmente, crescem diferentemente daqueles derivados de árvores jovens e nem sempre duplicam a expressão das características associadas com a forma de crescimento juvenil. Portanto, os ortetes originários de árvores mais jovens têm menor variação no crescimento e desenvolvimento do que aqueles originados de árvores mais velhas (Franclet, 1985);

c) As condições ambientais das árvores doadoras podem afetar seu desenvolvimento, principalmente na qualidade dos rametes (Libby e Jund, 1962).

Pesquisas envolvendo a propagação vegetativa de espécies arbóreas têm desenvolvido terminologias para descrever as influências desses fatores no desenvolvimento. A ciclófise é o processo de maturação dos meristemas apicais (Olesen, 1978). A topófise é o estado resultante da diferenciação no potencial de desenvolvimento e fisiológico dos meristemas apicais entre as posições hierárquicas dos ramos, independente dos processos de maturação dos meristemas terminais (Dodd e Power, 1988). Perífise é o efeito do ambiente no pré-condicionamento do material vegetal (Hallé et al., 1978).

Devido às influências da ciclófise, topófise e perífise, propágulos derivados de um mesmo genótipo têm desempenhos diferenciados quando estabelecidos em condições de campo. Esses fatores não somente contribuem para variação entre os clones e diferenças entre os tipos de propágulos, mas, se forem comuns aos membros de um clone, podem induzir estimativas de produtividade do desempenho clonal. Tais fatores não genéticos, comuns aos membros de um grupo, tais como clones ou famílias são referidos como “Efeito C”. Em geral, as diferenças entre os tipos de propágulos vegetativos ou entre propágulos originários de diferentes idades são os resultados do “Efeito C” (casos em que grupos geneticamente similares são comparados). Geneticistas quantitativos preocupam-se particularmente, com o “Efeito C”, uma vez que este poderia influenciar nas estimativas da variância genética total e de outros parâmetros, tais como, herdabilidade, correlações entre características e ganhos genéticos.

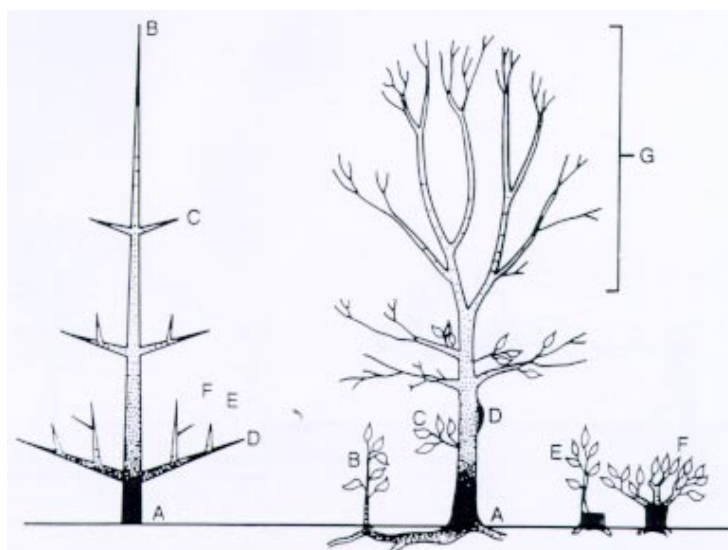


Figura 1. Gradientes de juvenilidade-maturidade que se inicia quase na base da árvore. Esquerda: o gradiente do estado juvenil em $A > F > E > D > C > B$. Direita: o gradiente do estado juvenil em $A > G$; B: broto originário de raízes adventícias; C: brotos epicórmicos; D: esferoblastos (adventícias); E - F: brotação de touças, onde B - F: representam brotações juvenis.

MÉTODOS DE PROPAGAÇÃO CLONAL

A propagação clonal pode ser alcançada pela macropropagação ou pela micropropagação. A propagação vegetativa pela macropropagação envolve métodos convencionais, como a estaquia e a enxertia, enquanto que a micropropagação é realizada através da técnica da cultura de tecidos.

Muito tem sido feito para o melhoramento genético das espécies arbóreas nestas últimas décadas, principalmente no que se refere à hibridação entre árvores superiores e estabelecimento de pomares de sementes. No entanto, para alcançar os ganhos genéticos, em espécies florestais, é necessário um programa de melhoramento para selecionar árvores em poucas gerações, no qual são necessários não menos de 15 a 50 anos. Um dos caminhos para alcançar rapidamente os ganhos de produtividade desejados seria pelo método vegetativo através de material propagado clonalmente.

A propagação de plantas através da cultura de tecidos tem sido realizada pelo emprego das culturas de calos, órgãos, células e protoplastos. Embora explantes vegetativos de espécies arbóreas, geralmente, sejam de difícil crescimento e diferenciação *in vitro*, a cultura de órgãos tem sido promissora para algumas espécies arbóreas, e empregada intensamente na propagação clonal. O emprego da cultura de calos, suspensão e protoplastos não têm tido sucesso em grande escala para regeneração em florestas clonais. A cultura de calos exibe alto grau de variação genética em relação à cultura de órgãos.

A micropropagação, pela embriogênese somática, é outro caminho para a propagação clonal em plantas. Tal como embriões zigóticos, os embriões somáticos também se desenvolvem em uma forma bipolar, tendo dois pólos, um para formação da parte aérea e outro radicular. Embriões somáticos se desenvolvem a partir de células somáticas embriogenicamente competentes *in vitro*. A dificuldade na indução de embriões somáticos em algumas espécies e/ou genótipos está relacionada à maturação e germinação dos embriões somáticos e desenvolvimento de plântulas somáticas viáveis. Estudos quanto à estabilidade morfológica e genética dos embriões somáticos estão sendo intensamente pesquisados.

REJUVENESCIMENTO

A propagação vegetativa de árvores adultas requer material fisiologicamente juvenil (gemas epicórmicas basais) ou com rejuvenescimento da habilidade de formar raízes em material adulto (Hartney, 1980). As árvores adultas necessitam de técnicas especiais de reverter a juvenilidade para resgatar condições favoráveis para enraizamento e crescimento.

A reversão da fase adulta à fase juvenil é denominada rejuvenescimento. O rejuvenescimento para o estágio juvenil, naturalmente, ocorre durante a reprodução sexuada e na apomixia. Durante a propagação vegetativa o rejuvenescimento também pode ocorrer e tem sido alcançado de várias maneiras: (1) poda drástica (“severe hedging”), (2) aplicações de citocininas ou herbicidas, (3) propagação seriada via enxertia, (4) propagação seriada via estaquia e (5) micropropagação.

ENRAIZAMENTO

Para obter uma alta taxa de enraizamento das estacas de eucaliptos alguns fatores são importantes, tais como um ambiente limpo, nebulização para prevenir o estresse hídrico (Poggiani e Suiter Filho, 1974), um substrato que proporcione uma boa drenagem e aeração; temperatura elevadas (25 - 30°C); e uma auxina (ácido indol butírico), usualmente utilizada na base da estaca (Hartney, 1980).

Muitos fatores afetam o enraizamento de estacas. Práticas baseadas nestes fatores têm sido desenvolvidas para promover o enraizamento em espécies com dificuldade para o enraizamento. Estes fatores podem ser divididos em:

a) Fatores químicos (endógeno ou exógeno) que promovam o enraizamento. Os reguladores vegetais mais utilizados para o enraizamento de eucaliptos são as auxinas ácido indolbutírico e ácido naftalacético (Couvillon, 1988). Os experimentos com estes hormônios envolvem a dosagem ótima para a estaquia, o melhor método para a sua aplicação, e a eficácia dos diferentes hormônios auxínicos (Loach, 1988). Além dos estudos com reguladores vegetais, vários estudos estão sendo desenvolvidos com a utilização de açúcares, glucosaminas, herbicidas e nebulização de nutrientes minerais para promover o enraizamento das estacas;

b) Fatores da planta que afetam o enraizamento: a juvenilidade dos brotos, a posição do broto do qual as estacas são retiradas, diâmetro das estacas, a presença de gemas e/ou folhas, efeito do período de coleta das estacas, influência das espécies, efeito do período de dormência e, influência do estado nutricional;

c) Efeitos ambientais no enraizamento: controle da umidade; luminosidade; aquecimento do substrato; fotoperíodo e; tratamento e/ou acondicionamento dos brotos e estacas antes da estaquia;

d) Outros fatores que afetam a resposta ao enraizamento: composição química e física do substrato, alguns estresses ambientais e efeito do ferimento.

DESENVOLVIMENTO DA PLANTA

Durante o ciclo de desenvolvimento (Figura 2), as árvores sofrem sucessivas mudanças morfológicas e fisiológicas. O desenvolvimento geralmente aparece como um acúmulo gradual e contínuo de pequenas alterações, ainda que algumas características pareçam passar por mudanças bruscas e/ou repentinas em um período particular no estágio de desenvolvimento (Sussex, 1976). Visto que, os meristemas são os centros ou pontos de crescimento e organização nas árvores, eles estão intimamente envolvidos nestas alterações.

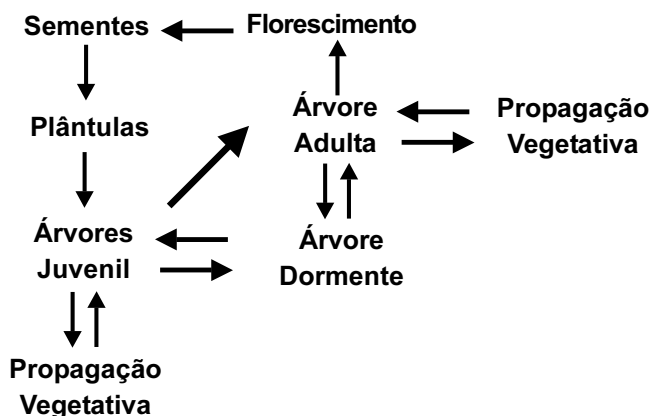


Figura 2. Ciclo de vida da árvore.

Os processos que controlam o desenvolvimento são complexos e não são inteiramente conhecidos, mas parecem estar envolvidos com: (1) reações dos meristemas à competição ou estímulo das diferentes partes da árvore; (2) idade ontogenética dos meristemas (número de divisões celulares que estão sofrendo) e; (3) reações dos meristemas aos fatores externos da árvore (Hackett, 1976).

Durante o processo de maturação, ocorre a ativação e inativação dos genes nos diferentes estágios de desenvolvimento e diferenciação, resultando na síntese ou bloqueio de proteínas específicas. A maturação pode envolver inativação seletiva e progressiva dos genes durante o desenvolvimento. Alguns desses genes podem ser essenciais para reposição das proteínas específicas e na divisão celular. Mecanismos de inativação dos genes podem envolver a metilação do DNA cromossômico, eucromatização, heterocromatização, ou mudanças em nível de clorofila a e b (Cab) junto com as proteínas. Uma hipótese alternativa seria que estariam envolvidas com a ativação de genes específicos levando ao acúmulo gradativo de proteínas associadas à maturação. Imparidade da função do gene pelas alterações genéticas no genoma (eventuais mutações ou elementos transponíveis) poderiam ser ainda possíveis no processo de maturação. O papel do DNA mitocondrial e do DNA dos cloroplastos no processo de maturação não são ainda bem conhecidos. Inativação ou imparidade dos genes mitocondriais poderiam levar a uma perda do potencial energético e respiratório das células. A maturação genética e fisiológica nas plantas poderiam, em parte, ser reguladas pelo DNA do cloroplasto, até mesmo nas árvores adultas. Técnicas de cultura de tecidos podem permitir a expressão seletiva destas células totipotentes, nas árvores adultas, para propagação clonal (Ahuja, 1993).

Portanto, a maturação não ocorre na mesma velocidade em todas as partes da planta, ou seja, em muitas espécies arbóreas existem meristemas que são dormentes, e que são ativados durante o ciclo de desenvolvimento da planta.

No ciclo de desenvolvimento da planta, Fontanier e Jonkers (1976) têm dividido a idade em: idade cronológica, idade ontogenética e idade fisiológica. Estes autores descrevem que a idade cronológica inicia-se na germinação. A idade ontogenética se refere à passagem da planta durante as sucessivas fases do desenvolvimento, isto é, embriogênese, germinação e as fases de crescimento vegetativo e sexual. Idade fisiológica, de acordo com a definição destes autores, refere-se primariamente aos “aspectos negativos da idade, tais como perda do vigor, o aumento da suscetibilidade às condições adversas, ou à deterioração em geral”. O uso do termo “maturação”, portanto, estaria relacionado à idade ontogenética. Os fatores que poderiam estar ligados aos mecanismos de maturação seriam determinados pelo ambiental-nutricional ou fatores intrínsecos da célula. O controle fisiológico, relacionado à maturação, seria induzido por qualquer tipo de estresse, principalmente nutricional e hídrico. Estas agressões que as plantas sofrem durante o seu desenvolvimento poderiam promover a maturação, acarretando não somente a indução do florescimento, mas também a redução da taxa de enraizamento das estacas ou afetar a taxa de flores masculinas ou femininas em algumas árvores. Portanto, a redução do período de enraizamento das estacas seria um indício de rejuvenescimento do material vegetal ou a diferença de enraizamento entre as estacas do mesmo material genético indicariam as diferenças no grau de maturação do material vegetal.

EVOLUÇÃO DO JARDIM CLONAL DE EUCALIPTO PARA A PRODUÇÃO DE MUDAS

A metodologia para a produção de mudas clonais de *Eucalyptus* via estaquia, basicamente é a mesma desde o início da propagação massal, no Brasil. Segundo Campinhos (1987), as árvores são propagadas e plantadas em áreas denominadas de “áreas de teste clonal”, para determinar a adaptabilidade e a superioridade desejável em diferentes sítios, e para se conhecer a melhor interação entre genótipo e ambiente. Os melhores clones, após avaliação da qualidade da madeira, são selecionados para o uso em programas operacionais de reflorestamento. As matrizes selecionadas são propagadas vegetativamente, via estaquia, e plantadas em “áreas de multiplicação clonal” (atuais jardins clonais).

Inicialmente, os jardins clonais eram plantados numa razão de 1:100, ou seja, para se plantar 100 ha de floresta era necessária uma área de 1 ha de jardim clonal (Campinhos e Ikemori, 1983).

As áreas de multiplicação clonal devem estar próximas ao viveiro, visando reduzir custos com transporte de pessoal e com o material a ser propagado (Campinhos e Ikemori, 1987). Os autores recomendam um espaçamento fechado para otimização do uso da área, com possibilidade de irrigação e cuidados especiais para alcançar uma boa produtividade, como: fertilização, erradicação de plantas invasoras, desrama, controle à erosão, etc..

Henriques et al. (1987) citam que a técnica de enraizamento de estacas, na Acesita Energética S/A, localizada na região de Belo Horizonte, MG, é perfeitamente dominada e, até certo ponto, simples, para as suas condições.

Campinhos (1987) já cita um método de plantio mais adensado para os jardins clonais em desenvolvimento, com 40.000 plantas/ha, na região da Aracruz, no Espírito Santo.

A Bahia Sul Celulose S/A, localizada na região de Teixeira de Freitas, BA, optou, a partir de 1990, por utilizar em grande escala o jardim clonal em substituição ao banco clonal (Carvalho et al., 1991). Assim, foi possível alcançar melhor planejamento da produção de mudas no viveiro, quanto ao número de clones usados e área de plantio por clone. O plantio no jardim clonal era de 1,0 x 1,5 m e o corte era realizado aos 6 meses de idade, a uma altura aproximada de 30 cm do solo, deixando-se 1 a 2 ramos (“ramo pulmão” – fonte de fotoassimilados para as brotações e novas raízes em crescimento) para garantir a sobrevivência das cepas. Eram realizadas 6 coletas por cepa, sendo a primeira de 55 a 60 dias após o corte e, as demais, 40 a 50 dias após a coleta anterior. Os autores descrevem que o rendimento em estacas/cepa variou de clone para clone e com a época do ano. No banco clonal, o rendimento foi de 75 estacas/cepa quando se realizou uma única coleta e 150 estacas/cepa, quando foram realizadas 3 coletas. No jardim clonal, o rendimento médio foi de 25 estacas/cepa em cada uma das 6 coletas, totalizando 150 estacas (Tabela 1).

Tabela 1. Produção de estacas por m² e a relação entre área de jardim clonal por área de plantio (Carvalho et al., 1991).

Área de coleta de estacas clonal por área de plantio	Estacas/m ²	Razão entre área de multiplicação
Banco clonal (1 coleta)	8,3	1:44
Banco clonal (3 coletas)	16,7	1:88
Jardim clonal (6 coletas)	100,0	1:525

O jardim clonal adensado, com cerca de 40.000 plantas/ha, citado por Campinhos (1987), é o mais comumente usado pelas empresas florestais no Brasil (Figura 3). Com o processo de rejuvenescimento proporcionado pela propagação *in vitro* (Gonçalves, 1982; Gonçalves et al., 1986), outros sistemas de jardins clonais foram desenvolvidos. Um deles, originados dos trabalhos desenvolvidos por Assis et al. (1992), utiliza plantas rejuvenescidas *in vitro* como fontes de propágulos vegetativos. Ápices caulinares destas plantas são coletados e utilizados como microestacas, os quais são colocados para enraizar sob condição de casa-de-vegetação. A poda contínua destas plantas fornecem novos ápices, que são fontes de propágulos vegetativos, para produção da muda. A coleta se realiza em intervalos de 15 dias no verão e 30 dias no inverno. Com isto, novos ápices são retirados de microestacas enraizadas, originando-se ambientes denominados de microjardim clonal virtual, sem a necessidade de área específica e permanente para a produção de propágulos vegetativos. Seguindo esta tendência, outros trabalhos foram realizados, onde os jardins clonais se localizavam dentro dos viveiros, com altos ganhos de produtividade e enraizamento (Iannelli et al., 1996; Xavier e Comério, 1996).

Assis (1997) cita uma série de vantagens da microestaquia em relação ao enraizamento tradicional de estacas. Entre elas: benefícios operacionais (menor envolvimento de mão-de-obra, preparação de estacas e aplicação de hormônios de enraizamento), maior grau de juvenilidade das microestacas, aumentando o grau de iniciação e crescimento radicular, dando origem a mudas de melhor qualidade, além da diminuição de gastos realizados durante a implantação, tratos culturais, irrigação, manejo, fertilização, etc..

No entanto, o processo da microestaquia, na sua primeira etapa, depende da existência de laboratórios de cultura de tecidos, para alcançar um grau de rejuvenescimento rápido e desejável às plantas. Esta etapa encarece a produção de mudas (Assis, 1997).

Em 1996, um grupo de pesquisadores do IPEF/ESALQ-USP iniciaram estudos com mudas originárias da macropropagação, a mesma técnica da microestaquia, porém, em recipientes maiores e ambiente



Figura 3. Vista geral do jardim clonal adensado com 40.000 plantas ha⁻¹, situado em Capão Bonito, SP.

protegido, usando-se de um sistema hidropônico fechado (IPEF, 1996). Vários sistemas hidropônicos foram testados: “floating”; calhas de fibra de vidro com substrato do tipo resina fenólica, “piscinas” de fibra de vidro ou tubos de PVC com substrato do tipo areia grossa ou resina fenólica (Figura 4). Este sistema foi denominado de minijardim clonal.

Algumas diferenças do sistema convencional de produção de mudas por macroestaquia em relação à miniestaquia:

- a) Intenso efeito da clonagem (“efeito C”) evidenciado pela alta variação dentro dos clones;
- b) A área necessária para a instalação do jardim clonal é muito maior para uma mesma produção de mudas;
- c) O custo de manutenção do jardim clonal é mais elevado devido aos maiores gastos com tratamentos culturais e fertilizantes;
- d) A aplicação intensiva de fertilizantes, fungicidas e herbicidas no jardim clonal proporciona maior impacto ao meio ambiente;
- e) Há necessidade de uso de auxinas para o enraizamento das macroestacas;
- f) Baixa taxa de enraizamento de alguns materiais genéticos;
- g) Baixa taxa de rejuvenescimento do material propagado;
- h) Grande efeito sazonal no crescimento das touças expostas no jardim clonal comprometendo a porcentagem e o tempo de enraizamento das estacas.

A primeira empresa florestal a iniciar um estudo piloto neste sistema de jardim clonal foi a Votorantim Papel e Celulose, em Luiz Antonio, SP, em 1997 (Figura 5). Empresas como a Lwarcel (Figura 6), Ripasa e a Cenibra (Figura 7) já adotaram operacionalmente a nova tecnologia. Estas empresas optaram pela



Figura 4. Sistemas alternativos de jardim clonal hidropônico, em ambiente protegido, instalado em Piracicaba, SP.



Figura 5. Vista geral do jardim clonal, em sistema de canaletão com substrato tipo areia, e fertirrigação por gotejamento, da Votorantim Papel e Celulose, Luiz Antônio, SP.



Figura 6. Vista geral do jardim clonal, em sistema de canaletão com substrato tipo areia, e fertirrigação por gotejamento, da Lwarcel, Lençóis Paulista, SP.



Figura 7. Aspecto geral do jardim clonal, na fase de coleta das miniestacas, em sistema de canaletão, com substrato tipo areia, e fertirrigação por regador, da Cenibra, Belo Oriente, MG.

instalação em calhetões de fibra-cimento, substrato tipo areia grossa, e fertirrigação com solução nutritiva, descritos por Higashi et al. (2000).

Tabela 2. Evolução dos jardins clonais para produção de estacas.

Local	Espaçamento de Plantio	Idade da 1ª poda (dias)	Frequência de coleta (dias)	Tamanho da estaca (cm)	Produtividade Média (estacas/m ² /ano)	Referências
Campo	3 x 3 m	540	30 – 40	10 – 15	114	Campinhos e Ikemori (1983, 1985)
Campo	1 x 1,5 m	180	40 – 60		121	Carvalho et al. (1991)
Campo	0,5 x 0,5 m	30 – 40	40 – 60	6 - 8	1752	*
Viveiro	Tubete (55 cm ³)	30 – 40	15 – 20	2 – 3	29200	Xavier e Comério (1996)
Viveiro	0,1 x 0,1 m (Sistema hidropônico)	20 – 30	7 – 15	2 – 3	41480	*

* Valor médio das empresas florestais

Comparando-se a produção de estacas, no decorrer da evolução dos jardins clonais, observa-se uma redução na área e um aumento da produtividade (Tabela 2).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

A redução da área do jardim clonal proporcionou maior controle ambiental, fitopatológico e nutricional das miniestacas resultando em: aumento da produtividade por unidade de área, aumento da taxa de enraizamento; redução do uso de reguladores vegetais e maior uniformidade e rejuvenescimento das miniestacas.

Avaliações bioquímicas serão úteis para compreender o processo de rejuvenescimento de material adulto.

Os programas de melhoramento genético juntamente com as técnicas silviculturais adequadas serão as bases para o sucesso da propagação vegetativa de eucalipto, por estaquia, no Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHUJA, M.R. Biotechnology and clonal forestry. In: AHUJA, M.R.; LIBBY, W.J., ed. **Clonal forestry: genetics and biotechnology**. Berlin: Springer-Verlag, 1993. v.1, p.135-144.
- ASSIS, T.F. Propagação vegetativa de *Eucalyptus* por microestaquia. In: IUFRO CONFERENCE ON SILVICULTURE AND IMPROVEMENT OF EUCALYPTS, Salvador, 1997. **Anais**. Colombo: EMBRAPA/CNPQ, 1997. v.1, p.300-304
- ASSIS, T.F.; ROSA, O.P.; GONÇALVES, S.I. Propagação clonal de *Eucalyptus* por microestaquia. In: CONGRESSO FLORESTAL ESTADUAL, 7, Nova Prata, 1992. **Anais**. Santa Maria: UFSM, 1992. p.824
- BONGA, J.M. Plant propagation in relation to juvenility, maturity, and rejuvenation. In: BONGA, J.L.; DURZAN, D.J., ed. **Tissue culture in forestry**. Dordrecht: Nijhoff, 1982. p.387-412
- BURTON, R.D.; SHELBOURNE, C.J.A. The use of the vegetative propagules for obtaining genetic information. **New Zealand journal of forestry science**, v.4, p.418-425, 1974.
- CAMPINHOS, E. Propagacion vegetativa de *Eucalyptus* spp. por enraizamento de estacas. In: SIMPOSIO SOBRE SILVICULTURA Y MEJORAMIENTO GENETICO DE ESPECIES FORESTALES, Buenos Aires, 1987. **Anais**. Buenos Aires: CIEF, 1987. v.1, p.208-214.
- CAMPINHOS, E.; IKEMORI, Y.K. Cloning *Eucalyptus* species. In: FIGUEROA COLON, J., ed. **Management of the forests of tropical America: prospects and technologies**. Rio Piedras: Institute of Tropical Forestry, 1987. p.291-296
- CAMPINHOS, E.; IKEMORI, Y.K. Introdução de novas técnicas na produção de mudas de essências florestais. **Silvicultura**, v.8, n.28, p.226-228, 1983.
- CAMPINHOS, E.; IKEMORI, Y.I. **Produção de propágulos vegetativos (por enraizamento de estacas) de *Eucalyptus* spp. em viveiro**. Aracruz: Aracruz Florestal, 1983. 16p.
- CAMPINHOS, E.; IKEMORI, Y.K. Production of vegetative propagules of *Eucalyptus* spp by rooting of cuttings. In: IUFRO/MAB/UFV. **Florestas plantadas nos neotrópicos como fonte de energia**. Viçosa: UFV, 1985. p.60-67.
- CARVALHO, P.L.P.T.; MOREIRA, A.M.; SOUZA, A.J.; BERTOL, R.; MAGNAGO, J.M.; BUFFON, J.B.; AZEVEDO, J.A. Jardim clonal como área de multiplicação de estacas na Bahia Sul Celulose S/A. In: SIMPÓSIO IPEF, 2, São Pedro, 1991. **Anais**. Piracicaba: IPEF, 1991. p.71-75
- COUVILLON, G.A. Rooting responses to different treatments. **Acta horticulturae**, n.227, p.187-196, 1988.
- DELWAILLE, J.C.; LAPLACE, Y.; QUILLET, G. Production massive de boutures d' *Eucalyptus* en République Populaire du Congo. **Silvicultura**, v.8, n.32, p.779-81, 1983.
- DODD, R.S.; POWER, A.R. Clarification of the term topophysis. **Silvae genetica**, v.37, p.14-15, 1988.
- FERREIRA, M.; SANTOS, P.E.T. Melhoramento genético florestal dos *Eucalyptus* no Brasil: breve histórico e perspectivas. In: IUFRO CONFERENCE ON SILVICULTURE AND IMPROVEMENT OF EUCALYPTS, Salvador, 1997. **Proceedings**. Colombo: Embrapa/CNPQ, 1997. v.1, p.14-34.
- FONTANIER, E.J.; JONKERS, H. Juvenility and maturity of plants as influenced by their ontogenetical and physiological aging. **Acta horticulturae**, v.56, p.37-44, 1976.
- FRANCLLET, A. Rejuvenation: theory nad practical experiences in clonal silviculture. In: MEETING OF THE CANADIAN TREE IMPROVEMENT ASSOCIATION, 19, 1983. **Clonal forestry: its impact on tree improvement and our future forests, proceedings**. Toronto, 1985. p.96-134.
- GONÇALVES, A.N. **Reversão a juvenildade e clonagem de *Eucalyptus urophylla* in vitro**. Piracicaba, 1982. 112p. Tese (Doutorado) - Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz. Universidade de São Paulo
- GONÇALVES, A.N.; CROCOMO, O.J.; ALMEIDA, C.V.; UNTERPENTINGER, J.P.; CHAVES, R.A.B. Reversion to juvenility in micropropagation of *Eucalyptus*. In: IAPTC, 6, Minneapolis, 1986. **Abstracts**. Minneapolis: IAPTC, 1986.
- HACKETT, W.P. Control of phase change in wood plants. **Acta horticulturae**, v.56, p.143-154, 1976.

- HALLÉ, F.; OLDEMANN, R.A.A.; TOMLINSON, P.B. **Tropical trees and forests: an architectural analysis**. Berlin: Springer Verlag, 1978.
- HARTNEY, V.J. Vegetative propagation of the *Eucalyptus*. **Australian forest research**, v.10, n.3, p.191-211, 1980.
- HENRIQUES, E.P.; ASSIS, T.F.; NOVELI, A.B.; ULHOA, M.A.; PEREIRA, A.R. Produção de mudas na Acesita Energética S.A. In: SIMÕES, J.W. Problemática da produção de mudas em essências florestais. **Série técnica IPEF**, v.4, p.1-29, 1987.
- HIGASHI, E.N.; SILVEIRA, R.L.V.A.; GONÇALVES, A.N. Monitoramento nutricional e fertilização em macro, mini e microjardim clonal de *Eucalyptus*. In: GONÇALVES, J.L.M.; BENEDETTI, V. **Nutrição e fertilização florestal**. Piracicaba: IPEF, 2000. p.191-217
- IANNELLI, C.; XAVIER, A.; COMÉRIO, J. Micropropagação de *Eucalyptus* spp na Champion. **Silvicultura**, v.17, p. 33-35, 1996.
- IPEF – INSTITUTO DE PESQUISAS E ESTUDOS FLORESTAIS. Sistemas alternativos de microjardim clonal via solução nutritiva. **Boletim informativo IPEF**, v.2, n.15, p.1-2, 1996.
- LERNER, I.M. **The genetic basis of selection**. New York: John Wiley, 1958.
- LIBBY, W.J.; JUND, E. Variance associated with cloning. **Heredity**, v.17, p.533-540, 1962.
- LOACH, K. Hormone applications and adventitious root formaton in cuttings: critical review. **Acta Horticulturae**, n.227, p.126-133, 1988.
- OLESEN, P. On cyclophysis and topophysis. **Silvae genetica**, v.27, p.173-178, 1978.
- POGGIANI, F.; SUITER FILHO, W. Importância da nebulização intermitente e efeito do tratamento hormonal na formação de raízes em estacas de eucalipto. **IPEF**, n.9, p.119-129, 1974.
- SUSSEX, I. Phase change: physiological and genetic aspects. **Acta horticulturae**, n.56, p.275-280, 1976.
- XAVIER, A.; COMÉRIO, J. Miniestaquia: uma maximização da micropropagação de *Eucalyptus*. **Revista árvore**, v.20, p.9-16, 1996.

Circular Técnica IPEF (ISSN 0100-3453) é publicada sem periodicidade regular pelo Instituto de Pesquisas e Estudos Florestais (IPEF) em convênio com o Departamento de Ciências Florestais da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” da Universidade de São Paulo. *Circular Técnica IPEF* divulga conhecimentos técnicos e científicos referentes ao setor florestal. Os objetivos principais são transferência de tecnologia, disseminação de métodos, técnicas e informações importantes para o desenvolvimento das atividades florestais e para a atualização dos profissionais que atuam no setor.

Os manuscritos devem ser submetidos à Comissão Editorial em três cópias. Inicialmente, somente manuscritos impressos são necessários. Após a aceitação do trabalho, será solicitado o manuscrito em formato digital. Para maiores informações contate:

Circular Técnica IPEF
IPEF - ESALQ/USP
Av. Pádua Dias, 11 - Caixa Postal 530
13400-970, Piracicaba, SP - Brasil
fone: 55-19-430-8618
fax: 55-19-430-8666
E-mail: mmpoggia@carpa.ciagri.usp.br
<http://www.ipef.br/publicacoes>

O conteúdo e as opiniões apresentadas nos trabalhos publicados não são de responsabilidade de *Circular Técnica IPEF* e não representam necessariamente as opiniões do IPEF ou do Departamento de Ciências Florestais, ESALQ/USP.

Circular Técnica IPEF (ISSN 0100-3453) teve início em 1979.

Comissão Editorial / Editorial Board

Editora Executiva / Executive Editor
Marialice Metzker Poggiani

Editores Científicos / Scientific Editors
Antonio Natal Gonçalves - ESALQ/USP
Biotecnologia e Melhoramento Florestal / Biotechnology and Tree Improvement

Fábio Poggiani - ESALQ/USP
Ecologia Florestal e Gerenciamento Ambiental / Forest Ecology and Environmental Management

Fernando Seixas - ESALQ/USP
Silvicultura e Manejo Florestal / Silviculture and Forest Management

Ivaldo Pontes Jankowsky - ESALQ/USP
Tecnologia de Produtos Florestais / Forest Products Technology

Editores Associados / Associate Editors

Antonio Carlos da Silva Zanzini - UFLA
Antonio Lelis Pinheiro - UFV
Antonio Riroyei Higa - UFPR
Benedito Rocha Vital - UFV
Edson Seizo Mori - UNESP / Botucatu
Efraim Rodrigues - UEL
Elias Silva - UFV
Fátima Piña Rodrigues - UFRRJ
Francisco Antonio Rocco Lahr - EESC / USP
Giselda Durigan - Instituto Florestal de São Paulo
Hélio Garcia Leite - UFV
Hélio Grassi Filho - UNESP / Botucatu
Helton Damin da Silva - EMBRAPA / CNPF
José Luiz Pereira Rezende - UFLA
Luciano José Minetti - UFV
Luiz Carlos Estraviz Rodriguez - ESALQ / USP
Mário Luiz Teixeira de Moraes - UNESP / Ilha Solteira
Miguel Cooper - ESALQ / USP
Paulo Fernando Trugilho - UFLA
Paulo Sant'Anna e Castro - UFV
Paulo Yoshio Kageyama - ESALQ / USP
Renato Luiz Grisi Macedo - UFLA
Roland Vencovsky - ESALQ / USP
Sergius Gandolfi - ESALQ / USP
Solon Jonas Longhi - UFSM
Tasso Leo Krügner - ESALQ / USP
Vera Lex Engel - UNESP / Botucatu

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO (USP)

Jacques Marcovitch - Reitor
Adolpho José Melfi - Vice-Reitor

Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” (ESALQ/USP)
Júlio Marcos Filho - Diretor
Walter de Paula Lima - Vice-Diretor

INSTITUTO DE PESQUISAS E ESTUDOS FLORESTAIS (IPEF)

Manoel de Freitas (Champion Papel e Celulose Ltda.) - Presidente
Edson Antonio Balloni - Vice-Presidente

José Otávio Brito (ESALQ/USP) - Diretor Científico
Ivaldo Pontes Jankowsky - Vice-Diretor Científico

Empresas Associadas ao IPEF

Aracruz Celulose S.A.	– Espírito Santo
Bahia Sul Celulose S/A	– Bahia
CAF Santa Bárbara Ltda.	– Minas Gerais
Celulose Nipo Brasileira S.A.	– Cenibra – Minas Gerais
Champion Papel e Celulose Ltda.	– São Paulo
Cia Suzano de Papel e Celulose S/A	– São Paulo
Cyanamid Química do Brasil Ltda.	– Rio de Janeiro
Desarrollo Forestal	– México
Duratex S/A	– São Paulo
Eucatex S/A Indústria e Comércio	– São Paulo
Hydro Fertilizantes Ltda.	– Bahia
Inpapel Agroflorestal Ltda.	– Paraná
Klabin Fabricadora de Papel S/A	– Paraná
Lwarcel Celulose e Papel Ltda.	– São Paulo
Monsanto do Brasil Ltda.	– São Paulo
Perez Compans S/A	– Argentina
Pisa Florestal S/A	– Paraná
Riocell S/A	– Rio Grande do Sul
Ripasa S.A. Celulose e Papel	– São Paulo
Votorantim Celulose e Papel	– São Paulo

Editores e Diagramação

Luiz Erivelto de Oliveira Júnior - IPEF



INSTITUTO DE PESQUISAS
E ESTUDOS FLORESTAIS