

Capítulo

Produção de mudas de araucária por estaquia e miniestaquia

*Ivar Wendling
Carlos André Stuepp
Flávio Zanette*

1 Introdução

De forma similar à maioria das coníferas, a araucária é propagada por via sexuada. No entanto, a baixa longevidade de suas sementes, com perda total de viabilidade em até 12 meses após a coleta, aliada às desvantagens associadas a este método de propagação, como indefinição do sexo e variabilidade genética nas mudas, fazem com que técnicas de propagação vegetativa necessitem ser aprimoradas.

As poucas tentativas de estabelecimento de protocolos de propagação vegetativa para araucária têm apresentado uma série de limitações, inviabilizando sua adoção em escala comercial. Estas limitações estão relacionadas à adequação de métodos eficientes de resgate e rejuvenescimento de material adulto, obtenção de materiais com hábito ortotrópico (crescimento normal, vertical), técnicas de manejo do ambiente de propagação e pós-enraizamento, vigor do sistema radicular, bem como o estabelecimento de testes clonais, visando estudos de comparação do crescimento de mudas clonais com mudas originárias de sementes (WENDLING et al., 2009).

Dentre as principais técnicas de propagação vegetativa aplicáveis à araucária visando à produção de madeira, destacam-se a estaquia e a miniestaquia que têm apresentado resultados eficientes e relativamente rápidos à obtenção de clones geneticamente superiores para uma série de coníferas, como *Pinus*, *Cryptomeria japonica* e *Pseudotsuga* (COPES; MANDEL, 2000; RASMUSSEN et al., 2009; SHIBUYA et al., 2014).

Estudos relacionados à propagação vegetativa por estaquia em araucária foram iniciados no século passado. Desde o início, os resultados têm inviabilizado o uso do processo em escala comercial por uma série de limitações, principalmente em relação aos baixos índices de enraizamento de material adulto, hábito de crescimento das brotações, entre outros. A técnica de miniestaquia, por sua vez, desenvolvida para araucária a partir de 2010, promoveu avanços na propagação vegetativa da espécie, com a obtenção de maiores índices de enraizamento e consequente diminuição ou mesmo eliminação do uso de reguladores vegetais para indução radicular, além de um aumento considerável na taxa de multiplicação de genótipos selecionados.

A utilização das técnicas de estaquia e miniestaquia torna-se eficiente à medida que sejam definidas as características ideais do material a ser propagado, podendo resultar em elevados índices de enraizamento e aproveitamento final

de mudas. Contudo, os resultados apresentados até o momento para a estaquia de araucária não condizem com o sucesso esperado pelo uso desta técnica para fins comerciais, não ultrapassando os 25% (IRITANI; SOARES, 1983), 30% (WENDLING; BRONDANI, 2015) e 53,7% (WENDLING et al., 2016b). Para a miniestaquia, os resultados apresentados até o momento com o uso de material juvenil (mudas de semente) giram em torno de 30% a 80% (PIRES et al., 2013, 2015). Estes estudos, principalmente aqueles relacionados a propágulos adultos, apontam para uma característica recalcitrante da espécie à propagação vegetativa.

O sucesso das técnicas de estaquia e miniestaquia depende de diversos fatores que estão diretamente relacionados ao enraizamento, variando para cada espécie/clon, de acordo com o tratamento subsequente, sendo a maior ou menor facilidade de enraizar explicada pelo conhecimento dos fatores intrínsecos ao propágulo, como estágio fisiológico, balanço hormonal, juvenilidade e idade da planta matriz e, extrínsecos, como a estação do ano, substrato, luz, temperatura e umidade (WENDLING et al., 2010, 2014; XAVIER et al., 2013).

A necessidade de desenvolvimento de protocolos específicos de propagação vegetativa de araucária por matriz selecionada é de fundamental importância, visto que a variação da capacidade de enraizamento entre indivíduos é notável. Neste sentido, torna-se importante ressaltar a necessidade dos programas de melhoramento e plantio comercial da espécie estarem em perfeita sincronia com o desenvolvimento de protocolos de propagação vegetativa específicos para cada material genético selecionado.

2 Produção de mudas de araucária por estaquia

A técnica de estaquia consiste na produção de mudas a partir de propágulos (caule, raiz ou folha) coletados de uma planta matriz selecionada de acordo com características de interesse (p.e. produtividade, características fenotípicas e, ou genotípicas e fitossanitárias). As mudas assim obtidas apresentam as mesmas características genéticas da planta matriz, devido ao processo de meiose, sendo denominadas clones (HARTMANN et al., 2011). Algumas das vantagens dessa técnica referem-se à homogeneidade das plantas produzidas, transmissão de características da planta matriz que se deseja propagar, possibilidade de multiplicação de plantas resistentes a pragas e doenças,

além de se evitar a rejeição, quando comparada com a técnica de enxertia (WENDLING, 2004).

A estaquia permite também a multiplicação de plantas que não produzem ou produzem poucas sementes; de plantas com sementes de elevado custo; de mudas durante todo o ano, dependendo das condições climáticas e estruturais disponíveis (WENDLING, 2004). Em termos de desvantagens, pode-se destacar: risco de estreitamento da base genética dos plantios clonais, quando da utilização de um reduzido número de clones; dificuldade de enraizamento em alguns clones; em geral, maior custo de produção das mudas e; as limitações de enraizamento em plantas com elevada maturação (WENDLING; DUTRA, 2010).

O método natural de propagação da araucária é por via sexuada o qual apresenta algumas desvantagens, entre elas, a baixa longevidade das sementes, dificultando o seu armazenamento em períodos prolongados. Além disto, a indefinição do sexo e a variabilidade genética das mudas produzidas fazem com que a estaquia se apresente como uma alternativa para superação destas deficiências, possibilitando a produção de plantas com características conhecidas, uniformes, idênticas às plantas matrizes e possibilitando a produção de mudas durante o ano inteiro, independentemente da disponibilidade de sementes. Apesar das vantagens potenciais da técnica de estaquia em araucária, as poucas tentativas de propagação da espécie não tem apresentado a eficiência desejada, com resultados que não ultrapassam os 25% (IRITANI; SOARES, 1983), 30% (WENDLING; BRONDANI, 2015) e, mais recentemente, os 50% de enraizamento (WENDLING et al., 2016b).

2.1 Índices de enraizamento

A estaquia em coníferas tem sido estudada há várias décadas, sendo quase sempre definidas como espécies de difícil enraizamento, principalmente quando os propágulos têm origem em plantas adultas (RAGONEZI et al., 2010). De maneira semelhante, o enraizamento de estacas de araucária ainda não tem sido o esperado. Estes resultados podem ser consequência de fatores intrínsecos e extrínsecos ao material vegetal, tais como condições de cultivo, planta matriz, idade, época do ano, tipo de propágulo utilizado, substrato, nutrição, concentração de hormônios relacionados ao enraizamento (IRITANI et al., 1993; WENDLING et al., 2009, 2016b; XAVIER et al., 2013).

A busca por protocolos eficientes para o resgate de matrizes de araucária por meio de brotações epicórmicas mostrou-se limitada pela baixa produção de brotos ortotrópicos (WENDLING et al., 2009). Além disso, os percentuais de enraizamento para brotações epicórmicas mostraram-se baixos, variando de 12-30% (brotações de cepa) e de 0-28% (brotações de galhos) (WENDLING; BRONDANI, 2015). A utilização de materiais juvenis tem sido uma das vias de escape para a propagação de araucária. Niella e Rocha (2007) verificaram bons percentuais de enraizamento (70%) de estacas provenientes de mudas de sementes com 12 meses, em condições de casa de sombra.

Estudos recentes com a utilização de estacas oriundas de jardim clonal, conduzido em condições de campo, têm mostrado resultados promissores para estaquia da araucária. Nestes estudos, a utilização de estacas apicais de matrizes femininas apresentou percentuais de enraizamento de 53,7% (WENDLING et al., 2016b). Deve-se ressaltar que este estudo utilizou propágulos provenientes de jardim clonal implantado com estacas enraizadas oriundas de árvores adultas (26 anos) (WENDLING; BRONDANI, 2015), em que a capacidade morfogenética é reconhecidamente mais baixa em comparação a plantas jovens originadas de sementes (WENDLING et al., 2014). Apesar de medianos, os resultados obtidos até o momento para estaquia de araucária oriundas de jardim clonal podem ser considerados satisfatórios, embora os percentuais ainda necessitem ser melhorados para recomendar o uso desta técnica para fins comerciais.

Uma das possíveis causas da baixa porcentagem de enraizamento de propágulos de araucária oriundos de árvores adultas é a baixa juvenildade e conseqüente lignificação das brotações que lhes deram origem. Portanto, a utilização de técnicas que visem induzir brotações ortotrópicas juvenis do ponto de vista fisiológico é de fundamental importância para o sucesso de sua propagação por estaquia, embora poucos estudos tenham avaliado estes aspectos em araucária. Wendling et al. (2009) avaliaram quatro métodos de indução de brotações epicórmicas em plantas adultas da espécie: poda de ramos laterais, ramos destacados (acondicionados em casa de vegetação e casa de sombra), decepa e remoção do ponteiro. Os autores identificaram que a decepa e a poda de ramos (20 cm e 50 cm) proporcionaram maior número de brotos.

Em outro estudo, Wendling e Brondani (2015) avaliaram dois métodos de indução de brotações epicórmicas em plantas adultas com 20 e 26 anos, por meio de corte raso (decepa) e poda dos ramos primários no terço superior da copa a 2 cm, 20 cm e 50 cm do tronco principal. A decepa apresentou menor

produção de brotos viáveis para a estaquia (47 estacas por planta), contudo, 90% destes eram ortotrópicos. A poda de galhos resultou em uma produção substancialmente maior (182 estacas por planta), mas apenas 44% de brotações eram ortotrópicas. Com relação ao enraizamento, ambas as técnicas mostraram baixa eficiência, 12% a 30% (brotações de decepa) e 0% a 28% (brotações de galhos). Apesar dos baixos índices de enraizamento, ambas as técnicas apresentam-se como potenciais, cada qual com suas aplicações na produção de mudas, sendo a decepa para estaquia (fins madeireiros) e a poda de galhos para enxertia (fins de produção de pinhões).

2.2 Tipo de propágulo e tratamento asséptico

Uma série de estudos tem sido realizada para definir o tipo de propágulo ideal para a estaquia de araucária, de acordo com a origem do material vegetal propagado. A medida que as técnicas de rejuvenescimento e propagação evoluem, nota-se uma redução nas dimensões dos propágulos, ou seja, para estacas provenientes de resgate vegetativo (decepa, anelamento ou poda) tem-se um padrão de propágulos com dimensões maiores. Já para miniestacas (seminais ou clonais) os propágulos apresentam dimensões menores.

Uma característica marcante em coníferas, verificada também em araucária, que se relaciona à disposição imbricada das folhas nos ramos (CASSANA, 2012) faz com que a preparação das estacas seja feita de forma distinta. Assim, os resultados verificados até o momento têm indicado a manutenção de dois terços das acículas na região apical das estacas, sendo a remoção basal feita para facilitar a inserção das mesmas no substrato (WENDLING; BRONDANI, 2015; WENDLING et al., 2016b). De maneira geral, não se tem estudos específicos dos efeitos gerados pela manutenção de acículas em propágulos de araucária. Contudo, a sua manutenção favorece as trocas gasosas, além de ser importante fonte de energia para a formação e crescimento das raízes.

Existe uma significativa variação no que diz respeito às dimensões das estacas utilizadas na propagação de araucária, em geral, associadas à origem dos propágulos. Com a utilização de brotações juvenis de plantas de 12 meses, Niella e Rocha (2007) utilizaram estacas com 8 cm de comprimento e diâmetro inferior a 3 mm. Já em estacas provenientes de brotações epicórmicas de árvores adultas, Wendling e Brondani (2015) empregaram estacas com 12 ± 2 cm de comprimento, com a remoção das acículas do terço basal. Para propágulos

provenientes de jardim clonal de campo, Wendling et al. (2016b) obtiveram resultados superiores com estacas de 15 cm a 20 cm de comprimento e 5 mm a 10 mm de diâmetro, com a manutenção de 2/3 das acículas na região apical.

Por se tratar de uma espécie predominantemente dioica, Wendling et al. (2016b) avaliaram o efeito do sexo das plantas matrizes na qualidade e consequente sobrevivência e enraizamento de estacas de araucária. Com a utilização de estacas de jardim clonal de campo, avaliaram estacas intermediárias e apicais, provenientes de ramos com hábito de crescimento ortotrópico e plagiotrópico, de clones do sexo masculino e feminino. Os autores concluíram que estacas apicais de clones femininos dos ramos de hábito ortotrópico apresentam maior capacidade de enraizamento (53,7%), em comparação às demais.

A desinfestação de estacas é prática recomendada para propágulos vegetais coletados diretamente do campo. Sua principal função é a eliminação de possíveis contaminantes, reduzindo assim os riscos de inserção de patógenos no ambiente de enraizamento. De maneira geral, a desinfestação de estacas é realizada em duas etapas, a primeira com ação bactericida, geralmente com uso de soluções à base de cloro ativo e, posteriormente, um tratamento com ação fungicida. Existem relatos de metodologias de desinfestação aplicadas na estaquia de araucária, como, por exemplo, a imersão em Benomil (0,5%), por uma hora e posterior tratamento das bases das estacas com hipoclorito de sódio ou água sanitária (NaOH) (pH 10), por 20 segundos (IRITANI et al., 1986). Já Wendling (2015) recomendou a imersão total das estacas em solução de hipoclorito de sódio a 2%, seguido de cinco minutos em água corrente e posterior imersão das bases em fungicida sistêmico à base de Carbendazim 2 g L⁻¹, por 15 minutos.

A imersão em hipoclorito de sódio (1% de cloro ativo) durante cinco minutos e posterior lavagem em água corrente, seguida de tratamento com fungicida sistêmico Benomil (1 g L⁻¹) por 10 minutos (tratamento asséptico) com posterior lavagem das estacas foi utilizada por Wendling e Brondani (2015). Esta metodologia adaptada foi utilizada por Wendling et al. (2016b), com tratamento asséptico em Benomil (1 g L⁻¹) por cinco minutos. Há ainda o uso de desinfestação em uma única etapa, apenas com a imersão das estacas em solução de hipoclorito de sódio a 0,5% por cinco minutos (PEREIRA, 2013). É importante ressaltar que o processo de desinfestação é uma etapa intermediária e deve ser realizada logo após a preparação das estacas e previamente ao tratamento com reguladores vegetais, quando for o caso.

2.3 Reguladores vegetais e cofatores para o enraizamento

A utilização de reguladores vegetais, principalmente do grupo das auxinas, tem sido frequente visando à indução de raízes adventícias em araucária. Sua importância vai além da indução, com influência direta na velocidade de formação de raízes, número, comprimento e, principalmente, a qualidade das raízes formadas (WENDLING, 2015).

Na estaquia de araucária, as concentrações de reguladores vegetais recomendadas são elevadas (6.000 mg L^{-1}) e decrescem a medida que se utilizam propágulos vegetais com maior juvenilidade. Utilizando propágulos oriundos de ramos da parte superior da copa de indivíduos de 12 anos, Tessdorff (1971) avaliou três concentrações (5.000 mg L^{-1} , 10.000 mg L^{-1} e 20.000 mg L^{-1}) de AIB via solução e talco na estaquia de araucária. Os percentuais de enraizamento obtidos foram baixos (média geral de 25%) e não foram observados efeitos do AIB, independentemente do método de aplicação.

De maneira semelhante, Iritani et al. (1986) avaliaram o efeito de ácido indol-3-acético (AIA) e ácido indolbutírico (AIB) nas concentrações de 3.000 mg L^{-1} e 5.000 mg L^{-1} no enraizamento de estacas de araucária provenientes de plantas com quatro anos de idade, em duas épocas (março e agosto). Apesar da boa formação de calos, os baixos percentuais de enraizamento (6,2% em março e 19,4% em agosto) foram associados a um possível efeito fitotóxico das auxinas, principalmente na primeira coleta.

Utilizando estacas provenientes de brotações basais de matrizes de araucária com 20 anos, Bettio et al. (2008) avaliaram o efeito de diferentes concentrações de AIB (2.000 mg L^{-1} , 4.000 mg L^{-1} , 6.000 mg L^{-1}) na sobrevivência de estacas. Apesar dos elevados percentuais de sobrevivência (97% aos 130 dias), não foi observado efeito significativo das concentrações do regulador vegetal.

Um período maior de imersão das bases das estacas foi avaliado em propágulos plagiotrópicos de araucária, com uso de três concentrações de AIB em solução hidroalcoólica (0 mg L^{-1} , 2.000 mg L^{-1} e 4.000 mg L^{-1}) por 60 segundos (PEREIRA, 2013). De maneira geral, os percentuais de enraizamento foram baixos e não foram verificadas diferenças entre os tratamentos avaliados. Wendling e Brondani (2015) avaliaram as concentrações de 0 mg L^{-1} , 2.000 mg L^{-1} , 4.000 mg L^{-1} e 6.000 mg L^{-1} de AIB em dois tipos de brotações epicórmicas (decepa e brotos de ramos da copa podados), contudo, verificaram reduzidos índices de enraizamento e sem efeito das concentrações de AIB.

Utilizando estacas apicais de mudas de 12 meses produzidas por semente, Niella e Rocha (2007) avaliaram a imersão da base das estacas por 15 segundos em seis concentrações de AIB (0 mg L^{-1} , 1 mg L^{-1} , 10 mg L^{-1} , 100 mg L^{-1} , 1.000 mg L^{-1} , 5.000 mg L^{-1}) com a testemunha (0 mg L^{-1}) representada por água e as demais diluídas em álcool 70. Apesar dos bons percentuais de enraizamento (até 70%), os autores não observaram efeito do AIB no enraizamento das estacas. Em outros estudos, principalmente os mais recentes, tem sido constatada a utilização da concentração de 3.000 mg L^{-1} de AIB em solução hidroalcoólica (1:1 em volume), por dez segundos de imersão da base, como referência para enraizamento de estacas de araucária. Essa concentração foi utilizada em estacas provenientes de brotações epicórmicas de cepas (DELGADO et al., 2007), de brotos plagiotrópicos (OLIVEIRA, 2010) e para diferentes tipos de estacas ortotrópicas e plagiotrópicas provenientes de jardim clonal de campo (WENDLING et al., 2016b). Por outro lado, Wendling (2015) recomendou a aplicação de AIB na concentração de 6.000 mg L^{-1} em solução hidroalcoólica (dez segundos de imersão) ou talco, para se obter melhores percentuais de enraizamento de estacas de araucária.

Embora os índices de enraizamento ainda não se apresentem comercialmente viáveis para a propagação vegetativa de araucária, o uso do AIB parece exercer importante papel na estaquia da espécie. Ressaltam-se os efeitos positivos na indução e formação de raízes estruturalmente funcionais e no aumento do vigor radicial nas estacas, em alguns casos.

2.4 Substratos e recipientes para o enraizamento

Não há na literatura estudos que avaliem diferentes substratos para a estaquia de araucária, embora seja um fator exógeno citado como preponderante no enraizamento de diferentes espécies florestais. Assim, a escolha do substrato ideal deve levar em conta certos fatores de ordem econômica (custo, disponibilidade, qualidade e facilidade de manuseio), química (pH e nível de fertilidade do material) e física (textura e densidade), resultando em aeração, capacidade de retenção de umidade e boa agregação das raízes formadas (KRATZ et al., 2015).

Diversos substratos vêm sendo avaliados no enraizamento de coníferas, embora as características ideais dos substratos entre as espécies podem ser bastante variadas. Com relação à araucária, diversos substratos vêm sendo utilizados na

estaquia. Iritani et al. (1986) utilizaram areia de construção (peneirada e lavada) e, com base nos elevados percentuais de sobrevivência e formação de calos nas estacas, inferiram que aquele material se apresentou adequado, embora não se mostrasse um fator determinante no enraizamento das estacas. Niella e Rocha (2007) obtiveram bons percentuais de enraizamento de estacas de araucária utilizando como substrato casca de pinus decomposta e perlita (3:1 em volume).

Em grande parte dos estudos, sobretudo os mais recentes, tem se utilizado, com diferentes níveis de eficiência, uma composição de partes iguais de vermiculita média ou fina e casca de arroz carbonizada, principalmente pela disponibilidade destes dois componentes na região Sul do Brasil, onde estão concentradas as pesquisas envolvendo propagação vegetativa de araucária (BETTIO et al., 2008; DELGADO et al., 2007; PEREIRA, 2013; WENDLING; BRONDANI, 2015; WENDLING, 2015; WENDLING et al., 2016b). Apesar dos melhores resultados até o momento terem sido verificados com a utilização de vermiculita média e casca de arroz carbonizada como substrato (WENDLING et al., 2016b), outros materiais podem ser eficientes no enraizamento de estacas de araucária, principalmente os substratos comerciais desenvolvidos especificamente para estaquia.

Diversos recipientes para enraizamento têm sido utilizados na estaquia de araucária, sem, no entanto, apresentar um efeito determinante no sucesso ou não do processo de enraizamento. Como exemplo, podem-se citar as caixas de polipropileno (IRITANI et al., 1986), tubetes de polipropileno com capacidade de 115 cm³ (PEREIRA, 2013), de 90 cm³ (NIELLA; ROCHA, 2007) e de 170 cm³ (BETTIO et al., 2008; WENDLING; BRONDANI, 2015). A definição do recipiente ideal vai depender da origem e tipo de propágulo a ser enraizado, uma vez que, quanto maior seu tamanho (diâmetro e comprimento), maior deverá ser o recipiente, além da altura final das mudas a serem produzidas.

2.5 Ambiente de enraizamento

O sistema de nebulização intermitente é o ideal para o enraizamento de estacas de espécies florestais (XAVIER et al., 2013). A nebulização mantém a umidade das folhas, reduzindo a pressão de vapor, a temperatura e a taxa de respiração, mantendo-as funcionais por mais tempo, o que pode ser decisivo para o enraizamento.

Para araucária ainda não foram desenvolvidos estudos buscando avaliar diferentes ambientes de enraizamento das estacas. No entanto, Iritani et al. (1986) ao avaliar a estaquia de propágulos provenientes de matrizes de quatro anos, enfatiza a necessidade de manutenção da umidade nas estacas e no substrato por meio de sistemas de nebulização, com frequência de dez segundos a cada oito minutos. Os autores utilizaram também a adubação foliar aplicada juntamente ao sistema de nebulização e intensidade luminosa de 2000 lux (16 horas/dia), por um período de 90 dias. Além disso, na segunda instalação (agosto) os autores mantiveram a temperatura do substrato em 20 °C durante todo o período experimental. Contudo, este conjunto de fatores não foi suficiente para o sucesso da estaquia, resultando em baixos percentuais de enraizamento das estacas.

De modo geral, vários estudos de estaquia de araucária têm utilizado ambientes com sistema de controle parcial ou total de temperatura e umidade (temperatura de 25 ± 5 °C e umidade relativa acima de 80%) (BETTIO et al., 2008; DELGADO et al., 2007; NIELLA; ROCHA, 2007; PEREIRA, 2013; WENDLING; BRONDANI, 2015; WENDLING et al., 2016b). O período de manutenção das estacas em ambiente de enraizamento tem sido variável, entre 90 dias (NIELLA; ROCHA, 2007; WENDLING; BRONDANI, 2015), 120 dias (WENDLING et al., 2016b), 130 dias (BETTIO et al., 2008) e 180 dias (PEREIRA, 2013), principalmente em função das condições climáticas de cada estação do ano, do tipo de propágulo utilizado e planta matriz.

Estudos comparando dois ambientes (casa de vegetação climatizada com sistema de nebulização intermitente e casa de sombra com 50% de sombreamento e irrigação por microaspersão de 1 minuto a cada 30 minutos e vazão de 144 L hora⁻¹) no enraizamento de diferentes tipos de estacas de araucária ainda estão em andamento (Figura 1). Os resultados prévios mostram que as condições de casa de sombra não são favoráveis à sobrevivência das estacas e, por outro lado, o ambiente de casa de vegetação tem resultado em percentuais de sobrevivência acima de 80%, independente das características dos propágulos.

Fotos: Ivar Wendling



Figura 1. Casas de vegetação para enraizamento de estacas: automatizada (esquerda) e modelo rústico (direita).

2.6 Aclimação, rustificação e adubação das mudas

Na literatura existem poucas informações a respeito da aclimação, rustificação e adubação das mudas de araucária produzidas em estudos de estaquia. O manejo adotado depende da estrutura do viveiro, como casa de vegetação, casa de sombra e área de crescimento e rustificação, bem como o tipo de adubação adotada em sistemas de produção de mudas clonais (WENDLING, 2015).

Os estudos realizados com estaquia de araucária e que detalham as condições de aclimação e rustificação apresentam períodos semelhantes entre si. Após a retirada dos propágulos do ambiente de enraizamento (casa de vegetação), as mudas já enraizadas são transferidas para casa de sombra (50% de sombreamento) para aclimação, por um período de dez a 35 dias (WENDLING; BRONDANI, 2015; WENDLING, 2015; WENDLING et al., 2016b). Passado o período de aclimação, as mudas já estão prontas para receber condições de luminosidade e temperatura naturais, momento no qual são transferidas para área de pleno sol, visando à rustificação e crescimento, onde permanecem por um período variável de 30 (WENDLING et al., 2016b) a 50 dias (WENDLING; BRONDANI, 2015) ou até que estejam em condições adequadas para serem levadas ao campo (WENDLING, 2015).

Existem ainda uma série de lacunas a serem preenchidas quanto ao sistema de manejo e nutrição para o adequado crescimento e rustificação das mudas de araucária, principalmente em termos de casa de vegetação, casa de sombra e

área de pleno sol, pois, em cada ambiente, pode ser adotado um tipo específico de adubação e tempo de permanência das mudas enraizadas (WENDLING, 2015).

2.7 Jardim clonal de campo

O jardim clonal de campo é a área destinada à produção de propágulos ou gemas axilares de plantas selecionadas, com a finalidade de produção de brotos para as técnicas de propagação vegetativa (Figura 2). Os clones conduzidos neste sistema podem ser obtidos por meio de estaquia ou enxertia em porta-enxertos seminais quando a matriz não apresenta aptidão ao enraizamento. A condução do jardim clonal é relativamente simples onde, uma vez implantado, a coleta das estacas pode ser realizada de maneira periódica e seletiva, de acordo com a capacidade produtiva das cepas. Para araucária, a coleta tem sido realizada em intervalos de três a quatro meses, variável em função da época do ano.



Foto: Ivar Wendling

Figura 2. Jardim clonal de araucária em condições de campo.

A produtividade do jardim clonal é considerada elevada em comparação à coleta em plantas matrizes no campo, no entanto apresenta-se abaixo da produção de miniestacas em sistema semi-hidropônico (WENDLING et al., 2016b). A Tabela 1 apresenta dados de produtividade de jardim clonal de campo estabelecido em Colombo, PR, manejado durante um ano. Apesar da menor produtividade em relação ao minijardim clonal (ver item 3.8.1), apresenta como vantagens o baixo investimento para a sua instalação e manutenção.

Tabela 1. Dados de produtividade para diferentes coletas em jardim clonal de campo estabelecido em Colombo, PR, para clones do sexo masculino e feminino.

Data	IC (dias)	Plantas macho		Plantas fêmea	
		Estacas cepa ⁻²	Estacas m ⁻² mês ⁻²	Estacas cepa ⁻²	Estacas m ⁻² mês ⁻²
11/2008	65	0,8	1,5	1,5	2,8
02/2009	97	4,6	5,7	4,4	5,4
04/2009	65	0,8	1,5	0,8	1,5
08/2009	125	1,3	1,2	1,3	1,2
11/2009	76	1,0	1,6	1,5	2,4
Média	86	1,7	2,3	1,9	2,7

IC = intervalo entre coletas de estacas.

Fonte: Laboratório de Propagação de Espécies Florestais, Embrapa Florestas, Colombo, PR.

O espaçamento recomendado para a formação do jardim clonal destinado a fornecer brotos de araucária para enraizamento é 0,50 m x 0,50 m. A primeira poda objetiva estabelecer um padrão das cepas a uma altura de 15 cm a 20 cm. A partir daí a poda das cepas deverá ser realizada de acordo com o vigor das brotações, devendo ser coletadas somente aquelas com tamanho e rigidez adequadas para estaquia.

A nutrição das cepas é fator de grande importância para uma produção adequada de brotações com bom vigor fisiológico, resultando em maior produção de brotos e melhor potencial de enraizamento. Para tanto, recomenda-se uma adubação na implantação do jardim clonal e, na sequência, adubações de manutenção ou produção, com base em análises de solo e de tecido vegetal. Como exemplo de adubação de implantação, pode-se aplicar 50 g de N-P-K 4-14-8 ou 25 g de 8-28-16 por cova. O adubo deverá ser bem misturado ao solo da cova e, de preferência, aplicado duas semanas antes do plantio das mudas.

Recomenda-se que as adubações de manutenção ou produção sejam realizadas a cada duas semanas, com um rigoroso acompanhamento do estado nutricional das cepas, evitando-se excesso ou falta de nutrientes. Na Tabela 2 é apresentada uma sugestão de adubação de manutenção ou produção, a ser aplicada a cada 14 dias, a qual deverá ser ajustada de acordo com as condições de clima e solo do local de cultivo, bem como dos clones em multiplicação.

É importante que a localização do jardim clonal seja o mais próximo possível do viveiro ou área de preparação das estacas, a fim de reduzir o estresse e o custo

Tabela 2. Sugestão de adubação de manutenção ou produção para jardim clonal de campo

Adubo	g/L de água
Sulfato de amônio	3
Superfosfato triplo	4
Nitrato de potássio	4
FTE BR-12	1

Aplicar 25 mL da solução por planta por aplicação.

gerado pelo transporte em longas distâncias. Recomenda-se a identificação com postes e placas, onde apareça o nome do clone, de forma a não haver troca ou perda de material genético.

2.8 Sequência esquemática da técnica de estaquia

Visando facilitar o entendimento das etapas operacionais envolvidas na técnica de estaquia de araucária, adiante descreve-se uma sequência lógica e operacional do processo, com base nos melhores tratamentos e resultados das pesquisas realizadas na Embrapa Florestas.

2.8.1 Seleção da planta matriz

A seleção correta das plantas matrizes que servirão de base para a formação dos plantios clonais é de suma importância para a qualidade dos futuros plantios. Deve-se atentar para o fato de que a seleção de árvores superiores, em termos de produtividade e de qualidade em um povoamento, é somente o primeiro passo para a sua indicação em plantios comerciais. As matrizes selecionadas deverão ser submetidas a testes clonais em áreas similares, em termos de clima e solo aos locais de plantio futuro, para avaliar o efeito do ambiente no seu comportamento, sendo recomendadas somente aquelas que apresentarem crescimento e desenvolvimento superiores.

Para a seleção de matrizes (Figura 3), devem ser levados em consideração aspectos básicos como produtividade, resistência a pragas e doenças, e aqueles específicos como a qualidade da madeira, capacidade de desrama precoce, distância de entrenós, diâmetro dos ramos, capacidade de enraizamento, etc. Os critérios de seleção a serem adotados são variáveis em função dos

Foto: Ivar Wendling



Figura 3. Árvore matriz de araucária selecionada para estaquia em plantio pelo seu vigor de crescimento superior em relação às vizinhas e boa sanidade (nove anos).

objetivos comerciais (pinhão ou madeira) e, uma vez selecionada uma planta de má qualidade, as mudas deste clone terão sempre a mesma característica em condições similares de clima, solo e manejo, podendo-se perder as possíveis vantagens do processo de clonagem. É importante ressaltar que, sempre que possível, sejam selecionadas plantas sujeitas à competição por outras da mesma espécie (plantas não isoladas), condição similar ao plantio clonal para fins comerciais.

2.8.2 Resgate da planta matriz

Quando a árvore matriz de araucária cresce e se desenvolve (em geral após o segundo ano de idade), torna-se difícil ou, às vezes, impossível a sua propagação por estaquia. Para superar os efeitos gerados pela maturação, faz-se necessário a aplicação de tratamentos para indução de brotações juvenis em plantas adultas.

Em araucária, o método mais recomendado para a produção de brotos juvenis é o corte raso ou decepa da árvore a uma altura aproximada de 15 cm do solo (Figura 4), de preferência com uma leve inclinação, a fim de evitar o apodrecimento da cepa (tronco) provocado pelo acúmulo de água na superfície cortada. A época ideal para a realização da decepa é o final do inverno, para que a rebrota

Fotos: Ivar Wendling



Figura 4. Cepa de araucária recém-cortada em plantio (esquerda) e após seis meses, com brotações aptas a serem coletadas para estaquia (direita).

ocorra na primavera. No momento da coleta das brotações (6 a 12 meses após a decepa, quando os brotos atingirem de 25 cm a 45 cm de comprimento), deve-se atentar para a manutenção de um a três brotos na cepa, evitando a morte da mesma, impossibilitando coletas subsequentes. Entre as desvantagens deste método, estão a necessidade do corte da árvore e a possível perda da matriz selecionada (caso ela não rebrote), além dos fatores legais envolvidos, por se tratar de uma espécie nativa e ameaçada de extinção, tornando-a sujeita a uma série de regulamentações legais, as quais devem ser observadas para o corte. O recomendável é fazer esta ação em árvores estabelecidas em plantios comerciais.

Outra técnica de indução de brotações basais em araucária, o anelamento parcial (remoção de um anel de casca) é recomendado nos casos em que não seja possível o corte raso da planta matriz. Como desvantagens, apresenta uma menor frequência de emissão e produção de brotos quando comparada à decepa. Consiste basicamente na remoção de um anel da casca com 1,5 cm a 2,0 cm de largura, em praticamente toda a circunferência da árvore (90%). Em torno de 6 a 12 meses após o anelamento, dependendo das condições climáticas do local e da idade da planta, as brotações podem ser coletadas (Figura 5). Em termos de época indicada para este procedimento, vale a mesma recomendação dada para a técnica de corte raso (decepa). Este método não tem se mostrado eficiente para araucária, uma vez que os percentuais de plantas que emitem brotações basais se apresentam ao redor de 20%, com grande influência da idade da planta matriz e incidência luminosa sobre a região anelada.

Foto: Ivar Wendling



Figura 5. Planta de araucária anelada mostrando brotações epicórmicas juvenis na base, no ponto de coleta para estaquia.

2.8.3 Coleta e transporte das brotações e preparo das estacas

A época do ano em que se procede a coleta das estacas é de fundamental importância para o sucesso do enraizamento. Geralmente, as melhores épocas para a coleta são primavera ou verão, embora a araucária também apresente enraizamento de suas estacas em outras épocas. A coleta é feita com tesouras de poda e, sempre que possível, deve ser realizada nas primeiras horas da manhã, devido à menor temperatura e insolação, o que reduz as perdas de água por transpiração das brotações coletadas.

Após a coleta, deve-se manter a turgescência dos brotos, acondicionando-os em recipientes com água (caixas de isopor ou baldes), ou então realizando pulverizações constantes de água sobre os mesmos. O transporte dos brotos deve ser realizado logo após a coleta, mantendo-se os mesmos em local sombreado. Uma alternativa interessante para o transporte a maiores distâncias é a colocação das brotações dentro de uma caixa de isopor tampada e com gelo no fundo, recoberto com folhas de jornal umedecidas. Este sistema forma um microclima com elevada umidade e baixa temperatura.

As estacas com aproximadamente 10 cm a 15 cm de comprimento são preparadas próximo ao local de enraizamento (casa de vegetação), removendo-se as acículas em cerca de um terço de sua base (Figura 6), para facilitar a

Fotos: Ivar Wendling



Figura 6. Estaca apical (esquerda) e intermediária (direita) de araucária preparada para estaquia, com remoção das acículas em cerca de um terço da base.

inserção no substrato. A manutenção do ápice (estacas apicais) tem favorecido o enraizamento em comparação àquelas intermediárias (sem ápice). No entanto, visando a uma maior produção de estacas, as intermediárias também têm sido utilizadas. A tesoura de poda deve estar sempre bem afiada para evitar danos aos tecidos vegetais no local de corte.

A aplicação de indutores de enraizamento (reguladores vegetais ou hormônios) é importante para o aumento da velocidade de formação de raízes, aumento do número e melhoria da qualidade das raízes formadas, bem como aumentar a uniformidade de enraizamento na técnica da estaquia. O regulador AIB (ácido indol butírico) na forma líquida ou talco, na concentração de 6.000 mg L^{-1} (solução hidroalcoólica 1:1 v/v) ou mg kg^{-1} (talco), tem sido o mais indicado para o uso no enraizamento de estacas de araucária, embora ainda necessite de mais estudos para a confirmação das melhores concentrações. Na aplicação via líquida, as bases das estacas são imersas na solução do regulador durante dez segundos (Figura 7). Na aplicação via talco, as bases das estacas são nele introduzidas, contendo o regulador e imediatamente plantadas no substrato e conduzidas ao ambiente de enraizamento.

Fotos: Ivar Wendling



Figura 7. Aplicação de regulador vegetal (AIB) em estacas de araucária: via líquida (esquerda) e via talco (direita).

Em nível comercial estão disponíveis diferentes formulações de reguladores vegetais para indução de raízes em plantas, incluindo AIB, preparadas em gel ou talco. No entanto, são escassos os estudos que comprovem a eficiência destes componentes. Em termos gerais, a aplicação via gel ou talco tem como vantagem a praticidade, visto que já vem pronto para uso na concentração recomendada, além disso apresenta maior durabilidade no armazenamento.

2.8.4 Desinfestação das estacas e equipamentos

Tendo em vista a origem das estacas coletadas em condições de campo, com exposição aos diversos tipos de agentes patogênicos, antes e durante o período de enraizamento, é importante promover sua proteção, garantindo assim uma maior sobrevivência e enraizamento. O método de desinfestação recomendado consiste em imergir as estacas por um período de cinco minutos em hipoclorito de sódio 2% (diluído em água), seguido da lavagem das estacas por cinco minutos (água corrente), complementada por imersão das bases das estacas por 15 minutos em fungicida sistêmico à base de Carbendazim 2 g L⁻¹.

Os materiais e equipamentos a serem utilizados no preparo das estacas devem estar totalmente livres de patógenos, pois podem prejudicar o enraizamento e o posterior desenvolvimento das mudas. Para isso, recomenda-se a desinfestação das caixas e recipientes com vapor ou água quente, a partir de 70 °C por três minutos ou a 80 °C por um minuto (ALFENAS et al., 2004).

2.8.5 Enraizamento, aclimação, crescimento e rustificação

Como substrato recomenda-se a utilização de casca de arroz carbonizada e vermiculita média (1:1 em volume), embora outros tipos de materiais também possam ser utilizados, principalmente os substratos comerciais desenvolvidos para estaquia de espécies florestais.

Após o adequado preenchimento dos recipientes e preparo das estacas, estas devem ser inseridas no substrato (em torno de 1 cm a 2 cm de sua base), de forma que fiquem firmes e não sofram inclinação ou tombamento no período de enraizamento. Como recipientes pode-se usar bandejas de polipropileno, com posterior repicagem das estacas enraizadas para outros recipientes (tubetes ou embalagens plásticas) ou diretamente em tubetes. No uso de tubetes, o volume deve ser de, no mínimo, 110 cm³. Em geral, maiores percentuais de enraizamento têm sido obtidos com o uso de bandejas (Figura 8).

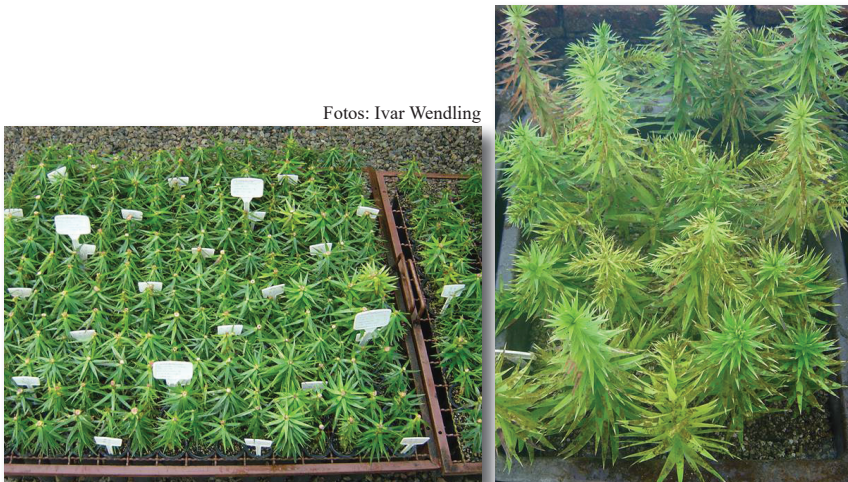


Figura 8. Estacas introduzidas no substrato para enraizamento: em tubetes (esquerda) e em bandeja (direita).

Caso se faça uso de regulador vegetal via talco, recomenda-se realizar a perfuração do substrato para melhor acondicionamento da base das estacas ou utilização de uma camada de substrato mais poroso, evitando a remoção do produto aplicado no momento da inserção das mesmas, procedimento desnecessário quando da utilização de reguladores em solução (líquida). Quando da utilização de AIB em solução líquida, deve-se atentar para a sua característica hidrofóbica, devendo ser inicialmente diluído em álcool (50% do volume total) e, posteriormente, avolumado com água (preferencialmente destilada), formando ao final uma solução hidroalcoólica (50% v/v) pronta para ser aplicada nas estacas. O período recomendado para imersão das bases das estacas é de dez segundos, sendo este o último procedimento antes do plantio das mesmas no substrato.

Tendo em vista a araucária ser uma espécie de difícil enraizamento, suas estacas precisam ser enraizadas em casa de vegetação, com umidade acima de 80% e temperaturas relativamente constantes no seu interior, porém sempre inferiores a 30 °C (Figura 1A). O tempo de permanência das estacas na casa de vegetação varia de 90 a 180 dias, dependendo da região, da época do ano e da matriz de origem (clone). Quando forem usados tubetes como recipientes para enraizamento das estacas, uma indicação do momento adequado para a sua retirada da casa de vegetação é a presença de raízes saindo no fundo desses recipientes (Figura 9) e, no caso das bandejas, deve-se retirar algumas estacas para verificação da existência de raízes. Durante a permanência em casa de



Fotos: Ivar Wendling



Figura 9. Estacas de araucária mostrando raízes no fundo do tubete, indicando o momento de sua retirada da casa de vegetação.

vegetação é de suma importância que se façam coletas periódicas de estacas mortas ou contaminadas, evitando assim a proliferação de fungos e bactérias nocivas à sobrevivência das mesmas.

Após o período de enraizamento em casa de vegetação, as estacas devem ser levadas para aclimação e crescimento em casa de sombra, com sombreamento em torno de 50%, obtido com o uso de sombrite ou outro material adequado. As estacas deverão permanecer nesta área por um período suficiente para promover a sua aclimação, o que tem sido alcançado com 10 a 20 dias.

Após a fase de aclimação, as mudas são transferidas para a área de pleno sol, onde serão rustificadas, visando sua preparação para o plantio definitivo no campo. Nesta fase, as mudas devem receber tratamentos de rustificação, diminuindo-se a irrigação e a concentração de nitrogênio das adubações. Caso as mudas tenham como finalidade a formação de minijardim clonal (técnica de miniestaquia), as estacas poderão ser plantadas no sistema semi-hidropônico quando tiverem raízes suficientes para possibilitar a sua retirada do recipiente (ver item 3.1).

A utilização de substratos com baixa disponibilidade de nutrientes faz com que as mudas de estaquia necessitem de adubações específicas durante o período de aclimação até a rustificação. Para tanto, se recomenda a adubação semanal de cobertura com seis mL por muda da seguinte formulação: 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.

É importante que, em todas as etapas envolvidas no processo de produção de mudas de araucária por estaquia, desde o enraizamento em casa de vegetação até a rustificação, seja feito o acompanhamento das condições fitossanitárias e, sempre que necessário, realizadas pulverizações curativas. Para tanto, recomenda-se o acompanhamento por um profissional habilitado para o alcance de melhores resultados.

2.9 Fluxograma geral da técnica de estaquia de araucária

Visando facilitar a compreensão das etapas envolvidas na produção de mudas de araucária por estaquia, na Figura 10 é apresentada uma sequência esquemática resumida do processo.

Fotos: Ivar Wendling



Matriz selecionada em plantio



Corte raso



Brotações basais induzidas



Em bandejas e em túneis

Casa de vegetação = enraizamento



Tratamento com AIB



Estacas preparadas



Casa de sombra

Casa de sombra = aclimação



Pleno sol

Pleno sol = crescimento/rustificação



Plantio ou Jardim miniclinal

Figura 10. Fluxograma geral da técnica de estaquia de araucária.

Fonte: Wendling (2015).

3 Produção de mudas de araucária por miniestaquia

A técnica de miniestaquia é um aprimoramento da estaquia e consiste na utilização de brotos oriundos de mudas produzidas pelo método de estaquia ou por sementes como fonte de propágulos vegetativos. Dentre as vantagens da miniestaquia em relação à estaquia destacam-se o maior grau de juvenildade dos propágulos vegetativos, maior controle fitossanitário e da nutrição mineral das minicepas, o que garante a obtenção de brotações com qualidade fisiológica mais adequada para o processo de enraizamento (PIRES et al., 2013; XAVIER et al., 2013). Além disso, a redução no tamanho dos propágulos, o aumento da produtividade de brotos por área, o melhor enraizamento e, muitas vezes, a dispensa do uso de reguladores vegetais são outras vantagens importantes.

A miniestaquia é a técnica de clonagem mais difundida entre as médias e grandes empresas florestais que trabalham com produção de mudas clonais do gênero *Eucalyptus*. A utilização da miniestaquia tem subsidiado uma evolução na silvicultura clonal com aumento da produtividade, homogeneização das florestas e, principalmente, qualificando os produtos de origem florestal. Para araucária, essa técnica de propagação apresentou aumento dos índices de enraizamento ao compará-la com a estaquia tradicional (PIRES et al., 2015). Seu uso é recomendado em larga escala para a multiplicação clonal de plantas matrizes selecionadas de araucária que apresentam características especiais de produção (produtividade e qualidade).

De modo geral, as etapas de produção de mudas via miniestaquia são similares àquelas descritas para a estaquia (itens 2.2, 2.3, 2.4, 2.5 e 2.6), com pequenas variações, conforme descrito a seguir.

3.1 Minijardim clonal

O minijardim clonal é definido como a área para produção de brotos formada por um conjunto de minicepas, objetivando fornecer brotações para o preparo de miniestacas. Também tem sido encontrada na literatura a denominação jardim miniclonal.

A miniestaquia de araucária é ainda recente. Os poucos estudos até o momento têm mostrado um elevado potencial da técnica à produção de mudas clonais da espécie. A condução das minicepas em sistema semi-hidropônico é eficiente para a produção de brotações, garantindo disponibilidade de brotos durante o

ano inteiro, efeito gerado pelo controle nutricional favorecido pela promoção de fertirrigações programadas e frequentes (PIRES et al., 2015; WENDLING, 2015). Além disso, o sistema semi-hidropônico favorece o manejo, condução e coleta de material propagativo, visto sua praticidade, localização e ergonomia.

A formação do minijardim inicia-se com o plantio das mudas com aproximadamente 15 cm de altura, provenientes de estacas ou sementes em sistema semi-hidropônico com leito de areia. Em torno de uma semana após, procede-se a poda do ápice das minicepas a uma altura de 5 cm a 8 cm para a quebra da dominância apical e indução de brotações axilares (PIRES et al., 2013, 2015; WENDLING, 2015).

Pires et al. (2013) apresentam uma solução nutritiva para o manejo de minicepas de araucária em sistema semi-hidropônico do tipo canaletão com areia, a qual foi ajustada visando o aumento da produção de brotos (Tabelas 3 e 4). Posteriormente, a utilização do sistema semi-hidropônico foi descrita por Pires et al. (2015), transferindo mudas produzidas por sementes com 45 dias para sistema semi-hidropônico em areia, com espaçamento de 10 cm x 15 cm e podando o ápice das mudas após uma semana de adaptação ao sistema. Os autores avaliaram duas soluções nutritivas, compostas por macro e micronutrientes, aplicadas por gotejamento numa frequência de três vezes ao dia, com vazão total de 5 L m⁻² (Tabela 4). Os autores enfatizaram a necessidade de substituição

Tabela 3. Adubos comerciais recomendados para formulação de solução nutritiva para a condução de minicepas de araucária em sistema semi-hidropônico.

Adubo comercial	Concentração (mg L ⁻¹)
Monoamônio fosfato (MAP)	80,00
Cloreto de potássio	300,00
Nitrato de cálcio	578,00
Sulfato de amônio	112,00
Sulfato de magnésio	356,00
Cloreto de cálcio	134,00
Ácido bórico	2,88
Sulfato de manganês	3,70
Molibdato de sódio	0,18
Sulfato de zinco	0,74
Hidro Fe-pó	81,80

Tabela 4. Concentrações das fontes de nutrientes puros utilizados em diferentes sistemas de manejo nutritivo de minicepas de araucária em sistema semi-hidropônico.

Fonte do elemento puro		Solução 1 ⁽¹⁾	Solução 2 ⁽²⁾	Solução 3 ⁽¹⁾
	mg L ⁻¹		
Macronutrientes	N-NO ₃	151,67	65,00	54,20
	N-NH ₄	32,72	35,00	49,55
	P	31,63	25,87	25,87
	K	234,45	101,10	200,60
	Ca	119,82	40,00	93,74
	Mg	30,55	15,00	33,70
	S	44,46	30,44	70,88
Micronutrientes	B	0,50	0,20	0,00
	Cu	0,40	0,40	0,40
	Fe	5,00	2,00	0,09
	Mn	1,04	1,60	0,04
	Zn	0,20	0,20	0,04
	Mo	0,07	0,02	0,00

⁽¹⁾ Pires et al. (2013); ⁽²⁾ Pires et al. (2015).

total da solução nutritiva a cada três semanas, ajustando a condutividade elétrica da solução em 1,6 mS m⁻² a 25 °C e o pH para 5,5±1. Ambas as soluções apresentaram-se adequadas após 11 coletas com 100% de sobrevivência das minicepas, contudo a solução nutritiva B (mais concentrada) apresentou maior produtividade de miniestacas (cerca de 27%) ao longo do período de avaliação, alcançando 1.356 miniestacas m⁻² ano⁻¹ no verão.

Estudos realizados em minijardim clonal com propágulos originários de árvores adultas de 26 anos de idade¹ mostraram resultados semelhantes aos apresentados por Pires et al. (2013). A produção de brotações foi maior no verão (920 miniestacas m⁻² ano⁻¹), sendo esta inferioridade de produção em relação ao trabalho de Pires et al. (2013) atribuída ao menor vigor de minicepas oriundas de árvores adultas.

¹ Pesquisas não publicadas desenvolvidas na Embrapa Florestas pelos pesquisadores Carlos A. Stuepp e Ivar Wendling, Colombo, 2016.

3.2 Índices de enraizamento

De maneira geral, os percentuais de enraizamento de miniestacas de araucária têm sido superiores aos de estacas. Dentre os fatores que influenciam esses maiores percentuais, pode-se destacar o maior controle nutricional das minicepas, as melhores condições ambientais (temperatura, umidade relativa do ar), o maior controle de patógenos, as podas frequentes das minicepas para coleta de propágulos e os demais tratamentos culturais.

Poucos estudos foram conduzidos visando avaliar os índices de enraizamento de propágulos de araucária pela técnica de miniestaquia. Em termos gerais, os índices de enraizamento têm variado entre épocas de coleta das miniestacas e clones, com resultados entre 30% e 60%, confirmando a espécie como de difícil enraizamento.

Pires et al. (2013) avaliaram a miniestaquia para a produção de mudas de araucária com a utilização de propágulos juvenis, oriundos de mudas produzidas por sementes e uso de reguladores vegetais. Os autores observaram um leve incremento nos percentuais de enraizamento até 1.500 mg L⁻¹, alcançando 32% de miniestacas enraizadas após 120 dias, em casa de vegetação climatizada. Com o objetivo de verificar a influência do manejo nutricional em minijardim seminal (propágulos juvenis) de araucária, Pires et al. (2015) avaliaram o efeito de duas soluções nutritivas nas quatro estações do ano. Os resultados mostraram que as coletas de inverno apresentaram os melhores resultados de enraizamento, com média de 83% em casa de sombra, contra 31% das demais estações.

Estudos realizados em minijardim clonal com propágulos originários de árvores adultas de 26 anos de idade², mostraram resultados semelhantes aos apresentados por Pires et al. (2013). A sobrevivência média foi de 95% na saída da casa de vegetação (SCV), 60% na saída da casa de sombra (SCS) e 27% no final do período de rustificação em pleno sol (SPS), respectivamente. Os autores verificaram ainda um aumento na sobrevivência, a medida que aumentou o comprimento das miniestacas, sendo os melhores resultados obtidos com aquelas de 8 cm. Já para o efeito de AIB, verificaram que a concentração de 2.000 mg L⁻¹ apresentou os melhores resultados de sobrevivência, de 90%, 63% e 27% em SCV, SCS e SPS, respectivamente.

² Pesquisas não publicadas desenvolvidas pelo pesquisador Carlos Stuepp da Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, 2016.

De maneira geral, conforme pode ser observado pelos resultados anteriores, em araucária os percentuais de enraizamento verificados por meio da técnica de miniestaquia com a utilização de propágulos provenientes de árvores adultas selecionadas ainda não são considerados adequados. Novos estudos deverão ser desenvolvidos para um melhor domínio da tecnologia, considerada tão potencial para a formação de mudas visando o estabelecimento de plantios clonais para a produção de madeira da espécie.

3.3 Tipo de propágulo e tratamento asséptico

Na miniestaquia de araucária, os propágulos são menores em comparação à técnica de estaquia. Geralmente são utilizadas miniestacas apicais (sem a remoção do ápice) com 5 cm a 10 cm de comprimento e remoção das acículas da base (PIRES et al., 2013, 2015; WENDLING, 2015).

Pires et al. (2013) utilizaram miniestacas de 10 ± 1 cm e redução de $4 \pm 0,5$ cm das acículas basais. De maneira semelhante, Pires et al. (2015) utilizaram brotações de 5 cm a 8 cm de comprimento com remoção de $4 \pm 0,5$ cm das acículas da base para o preparo das miniestacas. Alguns estudos estão sendo conduzidos na Embrapa Florestas com o objetivo de avaliar diferentes tamanhos de miniestacas (4 cm, 8 cm e 12 cm). Os resultados parciais mostram não haver diferenças significativas entre os três comprimentos na saída da casa de vegetação, aos 120 dias. Contudo, a expressão do comprimento das miniestacas mostrou-se mais acentuada na saída da casa de sombra (150 dias) e a pleno sol (180 dias), sendo os melhores resultados verificados em miniestacas de 8 ± 1 cm (90%, 62,5% e 27,5% em SCV, SCS e PS, respectivamente).

3.4 Reguladores vegetais

O maior grau de juvenilidade das miniestacas em comparação às estacas faz com que as concentrações de reguladores vegetais necessárias à indução radicial sejam menores, ou até mesmo desnecessárias para alguns materiais genéticos. Pires et al. (2013) avaliaram os efeitos de quatro concentrações de AIB (0 mg L^{-1} , 1.500 mg L^{-1} , 3.000 mg L^{-1} e 4.000 mg L^{-1}) em solução hidroalcoólica, por dez segundos de imersão da base das miniestacas. Verificaram que a aplicação resultou em um pequeno acréscimo no enraizamento, com os melhores percentuais (32%) verificados com 1.500 mg L^{-1} . Por outro lado, Pires et al.

(2015) verificaram que a miniestaquia de araucária com propágulos de origem seminal é tecnicamente viável sem a necessidade de aplicação de reguladores vegetais, tornando-se uma alternativa para a produção de mudas em menor tempo e durante todo o ano. Entretanto, os resultados para sobrevivência de miniestacas variaram de 83% (inverno) e 31% nas demais estações.

3.5 Recipientes e substratos para o enraizamento

Com relação aos recipientes para enraizamento, diversos tipos têm sido utilizados até o momento na propagação de araucária, sem, no entanto, apresentar um efeito determinante no sucesso do enraizamento. Pires et al. (2013) utilizaram caixas plásticas perfuradas para o enraizamento e, mais recentemente, Pires et al. (2015) adotaram tubetes de 55 cm³. Por se tratar de uma espécie com reduzido vigor radicial, a utilização de recipientes de 55 cm³ a 110 cm³ tem sido favorável, principalmente pela menor área ocupada em casa de vegetação.

A miniestaquia de araucária tem alcançado bons resultados para a sobrevivência, utilizando como substratos a mistura de casca de arroz carbonizada e vermiculita média (1:1, v/v) (PIRES et al., 2013, 2015; WENDLING, 2015), embora outros materiais também possam ser utilizados, principalmente os substratos comerciais desenvolvidos para estaquia (WENDLING, 2015). É importante ressaltar a necessidade de se utilizar substratos puros ou compostos que consigam proporcionar boas condições de aeração, capacidade de retenção de umidade e agregação em um único componente.

3.6 Ambiente de enraizamento

Independente da técnica empregada ser a estaquia ou a miniestaquia, o ambiente para o enraizamento inicial deve permitir a sobrevivência dos propágulos vegetativos, principalmente, pelo controle da umidade relativa do ar e da temperatura. De acordo com Wendling (2015), a permanência das miniestacas em casa de vegetação varia de 80 a 120 dias, com base na observação de enraizamento, podendo variar de acordo com a época do ano e material genético. O autor identifica ainda a necessidade de manutenção da umidade no ambiente de enraizamento acima de 80% e temperaturas relativamente constantes no seu interior, porém sempre inferiores a 30 °C.

De maneira semelhante, Pires et al. (2013, 2015) avaliaram o enraizamento de miniestacas de origem seminal em casa de vegetação com temperatura entre 20 °C e 30 °C e umidade relativa do ar superior a 80%. Os percentuais de sobrevivência mantiveram-se elevados após 120 dias, evidenciando a qualificação do sistema para manutenção da sobrevivência de miniestacas juvenis de araucária. Condições semelhantes de temperatura e umidade foram avaliadas para miniestacas oriundas de minijardim clonal (propágulos adultos), apresentando sobrevivência entre 90% e 100% após 120 dias, independentemente da estação do ano³.

3.7 Aclimação, rustificação e adubação das mudas

Existe ainda uma indefinição quanto ao tratamento ideal para aclimação e rustificação de mudas clonais de araucária. Contudo, as avaliações até o momento têm mostrado bastante semelhança dos protocolos de miniestaquia em comparação com aqueles de estaquia. De forma similar à estaquia, após a retirada das miniestacas do ambiente de enraizamento, as mudas já enraizadas são transferidas para casa de sombra (50% de sombreamento) para aclimação, por um período de dez a 35 dias (WENDLING; BRONDANI, 2015; WENDLING, 2015; WENDLING et al., 2016b). Passado o período de aclimação, as mudas já estão prontas para serem submetidas às condições de luminosidade e temperatura naturais, momento no qual são transferidas para área de pleno sol, visando a rustificação e crescimento, onde permanecem por um período variável de 30 (WENDLING et al., 2016b) a 50 dias (WENDLING; BRONDANI, 2015) ou até que estejam em condições adequadas para serem levadas ao campo (WENDLING, 2015).

Em termos de nutrição, Pires et al. (2015) adotaram adubação de base composta por 4 kg m⁻³ de superfosfato simples (20% de P₂O₅ e 14% de S) e 1,5 kg m⁻³ de FTE BR12 (9% Zn, 3% Fe, 2% Mn, 0,1% Mo, 1,8% B e 0,8% Cu) diretamente no substrato (casca de arroz carbonizada e vermiculita, 1:1 v/v).

³ Dados não publicados desenvolvidos na Embrapa Florestas pelos pesquisadores Carlos A. Stuepp e Ivar Wendling, Colombo, 2016.

3.8 Sequência esquemática da técnica de miniestaquia

Visando facilitar o entendimento das etapas operacionais envolvidas na técnica de miniestaquia de araucária, adiante será fornecida uma sequência lógica e operacional do processo, com base nos melhores resultados obtidos nos estudos desenvolvidos. Cabe reforçar que a técnica da miniestaquia pode ser iniciada com a utilização de brotações de mudas propagadas pelo método de estaquia ou de mudas produzidas por sementes como fonte de propágulos vegetativos. No entanto, para que se aproveitem todas as vantagens da propagação vegetativa, mudas oriundas de estaquia de matrizes selecionadas devem ser utilizadas para o início do processo e, conseqüentemente, a qualidade dos genótipos a serem multiplicados via miniestaquia depende da qualidade da seleção realizada na etapa da estaquia (ver item 2.8.1, Seleção da planta matriz).

3.8.1 Formação e manejo do minijardim clonal

Após a seleção e resgate das matrizes para propagação em escala comercial, deve-se proceder o plantio destas mudas no minijardim clonal. A etapa inicial de formação do minijardim consiste em podar o ápice da brotação da minicepa. Após esta poda, em intervalos de 20 a 40 dias, haverá emissão de novas brotações que poderão ser coletadas e colocadas para enraizar em casa de vegetação. Assim, a parte basal da brotação da muda podada constitui uma minicepa que fornecerá as brotações (miniestacas) para a formação de novos clones. O conjunto das minicepas denomina-se minijardim clonal. Após a obtenção das primeiras mudas de miniestaquia, é recomendável o plantio destas no minijardim em substituição àquelas produzidas por estaquia, o que resultará em maiores índices de enraizamento e vigor de raiz das novas mudas a serem formadas por miniestaquia, reflexo da maior juvenildade dos propágulos.

O minijardim clonal pode ser instalado em diferentes modelos, podendo ser constituído em tubetes dispostos em bandejas, vasos, sistema semi-hidropônico em areia (canaletão) e mantidos em viveiro ou estufas, com ou sem o controle das condições ambientais. Pelos resultados experimentais obtidos, o sistema semi-hidropônico (Figura 11) é o mais indicado, pois apresenta maior produtividade (Tabela 5), qualidade dos brotos, facilidade de manejo e menor incidência de doenças, assim como possibilita a produção de propágulos durante todo ano.



Figura 11. Minijardim clonal de araucária em sistema semi-hidropônico (esquerda) e detalhe de minicepa (direita).

Tabela 5. Dados de produtividade de minijardim clonal de araucária estabelecido durante um ano, em sistema de tubete e semi-hidropônico em areia, em Colombo, PR.

Data	IC (dias)	Tubetes ⁽¹⁾			Semi-hidropônico		
		ME MC ⁻²	ME m ⁻² mês ⁻²	SMC	ME.MC ⁻²	ME m ⁻² mês ⁻²	SMC
02/04/2009	35	4,8	329,1	100,0	8,2	562,3	100
22/04/2009	20	8,0	960,0	95,0 ⁽²⁾	5,1	612,0	100
21/07/2009	90	0,0	0,0	100,0	3,5	93,3	100
31/08/2009	41	0,0	0,0	100,0	5,5	322,0	100
01/10/2009	31	0,0	0,0	100,0	6,5	503,2	100
05/11/2009	35	0,0	0,0	100,0	5,8	397,7	100
03/12/2009	28	10,4	184,9	100,0	7,8	668,6	100
07/01/2010	35	6,0	411,4	100,0	8,0	548,6	100
11/02/2010	35	5,6	384,0	100,0	9,8	672,0	100
29/03/2010	46	4,8	250,4	100,0	9,4	490,4	100
29/04/2010	31	2,0	154,8	100,0	4,8	371,6	100
Média	39	3,8	243,2	99,5	6,8	476,5	100

⁽¹⁾ Tubetes de 110 cm³, substrato casca de pinus e vermiculita média (1:1, v/v); IC = intervalo entre coletas de miniestacas; ME = miniestacas; MC = minicepas; SMC = sobrevivência de minicepas. ⁽²⁾ minicepa morta posteriormente replantada.

A adubação das minicepas no minijardim clonal de araucária deve ser a mais adequada possível, visando proporcionar elevada produção de brotações para atender a produção de mudas e em condições fisiológicas adequadas para a formação de raízes. O pH da solução inicial deve ser ajustado para $6,0 \pm 0,5$. A solução nutritiva deverá ser aplicada três vezes ao dia, com vazão total de 4 L m^{-2} a 5 L m^{-2} . Quando a condutividade elétrica da solução drenada do sistema se tornar maior que 3 mS cm^{-1} a $25 \text{ }^\circ\text{C}$, deve ser realizada irrigação com água pura para lavar o excesso de sais, com aproximadamente 11 L m^{-2} (WENDLING, 2015).

3.8.2 Coleta e transporte das brotações e preparo das miniestacas

A coleta de miniestacas no minijardim clonal é realizada de forma seletiva, em períodos a serem definidos conforme o vigor das brotações, colhendo-se todas aquelas que tenham, no mínimo, 5 cm de comprimento (Figura 12).



Figura 12. Coleta de miniestacas de araucária (esquerda) e miniestaca preparada (direita).

As miniestacas são preparadas com 5 cm a 10 cm de comprimento, mantendo-se a região apical intacta e removendo o terço basal ou mais das acículas. Recomenda-se o corte em bisel na base das miniestacas para facilitar sua inserção no substrato e ampliar a superfície de enraizamento. Durante todo o processo,

as brotações devem ser armazenadas em caixas de isopor ou similar contendo água resfriada, a fim de minimizar a perda da turgescência celular dos tecidos vegetais e a oxidação. O período entre o preparo e o plantio das miniestacas no substrato, dentro da casa de vegetação, deverá ser o mais reduzido possível, sempre que possível, inferior a 20 minutos.

3.8.3 Tratamentos pós-colheita nas miniestacas e equipamentos

Tendo em vista a origem das miniestacas ser de ambiente protegido (estufa) e não de condições de campo, como no caso da estaquia, não tem sido recomendada a sua desinfestação. Outro fator que favorece a manutenção de boas condições fitossanitárias nas minicepas é a ausência de irrigações superficiais, mantendo as brotações livres de umidade e diminuindo os riscos de proliferações de patógenos. É recomendado o acompanhamento das miniestacas durante o período de permanência em casa de vegetação, bem como das minicepas no minijardim clonal, fazendo-se tratamentos curativos caso haja incidência de patógenos. Se este for o caso, um profissional habilitado deverá ser consultado.

3.8.4 Enraizamento, aclimação, crescimento e rustificação

Para a produção de mudas clonais de araucária por miniestaquia, as miniestacas são colocadas para enraizamento em casa de vegetação (permanência de 80 a 120 dias), seguindo posteriormente para a casa de sombra (permanência de 10 a 20 dias), para crescimento e aclimação, e, finalmente, transferidas para pleno sol, onde serão rustificadas para posterior plantio em condições de campo. Os períodos de permanência das miniestacas em casa de vegetação e de sombra, conforme descrito anteriormente, dependem da época do ano, das condições oferecidas pelo ambiente de propagação e do material genético envolvido.

Quanto à aplicação de reguladores vegetais promotores de enraizamento, recomenda-se concentrações de até 2.000 mg L⁻¹, variável em função do material genético e da idade da planta matriz. Essas concentrações, porém, devem ser avaliadas para cada clone, condição climática e manejo nutricional das minicepas.

A miniestaquia a partir de brotações de mudas produzidas por sementes (clonagem em nível de famílias) é uma ferramenta com potencial para obtenção

de melhorias da qualidade genética das mudas produzidas, pois, mesmo que não se tenha certeza do genótipo a ser multiplicado, têm-se estimativas de superioridade das plantas matrizes, bem como uma maior uniformidade dos plantios obtidos. Além disso, são de suma importância nos casos em que as sementes são demasiadamente caras, de qualidade genética superior e insuficientes para o suprimento da demanda comercial, possibilitando a produção de mudas durante todo ano, sem dependência da disponibilidade de sementes.

Do período de aclimação até a rustificação, recomenda-se a aplicação semanal de adubação de cobertura com 6 mL por muda da seguinte formulação: 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.

3.9 Fluxograma geral da técnica de miniestaquia de araucária

Visando facilitar a compreensão das etapas envolvidas na produção de mudas de araucária por miniestaquia, a Figura 13 apresenta uma sequência esquemática resumida do processo.

Fotos: Ivar Wendling



Figura 13. Fluxograma geral da técnica de miniestaqueira de araucária.

Fonte: Wendling (2015).

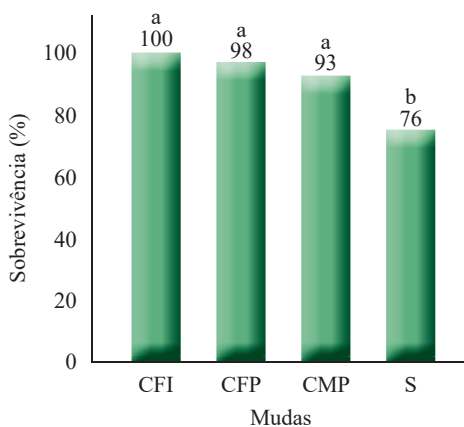
4 Avaliação em campo de mudas produzidas por propagação vegetativa

Para qualquer tecnologia de propagação, um dos passos mais importantes é a avaliação do crescimento e desenvolvimento das mudas em condições de campo. No caso da araucária, a avaliação da produtividade e qualidade comparativa de mudas produzidas por propagação sexuada e vegetativa é de fundamental importância para a validação da silvicultura clonal da espécie.

Em abril de 2008 foi estabelecido o primeiro e único (até o momento) teste clonal de araucária com mudas de estaquia no Município de Colombo, PR, com três clones machos, três clones fêmeas e mudas de vários clones (misto de clones), obtidos de árvores adultas estabelecidas em teste de procedências e progênes implantado em abril de 1980, propagadas conforme detalhado por Wendling e Brondani (2015). Como testemunha, foram plantadas mudas produzidas a partir de sementes. O plantio no campo foi realizado no espaçamento de 3 m x 3 m. No momento do plantio, as mudas de estaquia estavam com seis meses de idade e as de sementes com quatro meses. Avaliações de sobrevivência (Figura 14) e crescimento (Figura 15), embora ainda precoces, indicam um bom comportamento dos clones avaliados, quando comparado com mudas produzidas por semente (testemunha), principalmente dos clones do sexo feminino.

Figura 14. Sobrevivência de plantas de araucária aos nove meses após o plantio. Onde: CFI = Mudas produzidas com estacas da parte intermediária dos ramos de plantas femininas; CFP = Mudas produzidas com estacas da parte apical dos ramos de plantas femininas; CMP = Mudas produzidas com estacas da parte apical dos ramos de plantas masculinas e; S = Mudas produzidas por sementes. Médias seguidas por mesma letra não diferem entre si pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade.

Fonte: Wendling et al. (2016a)



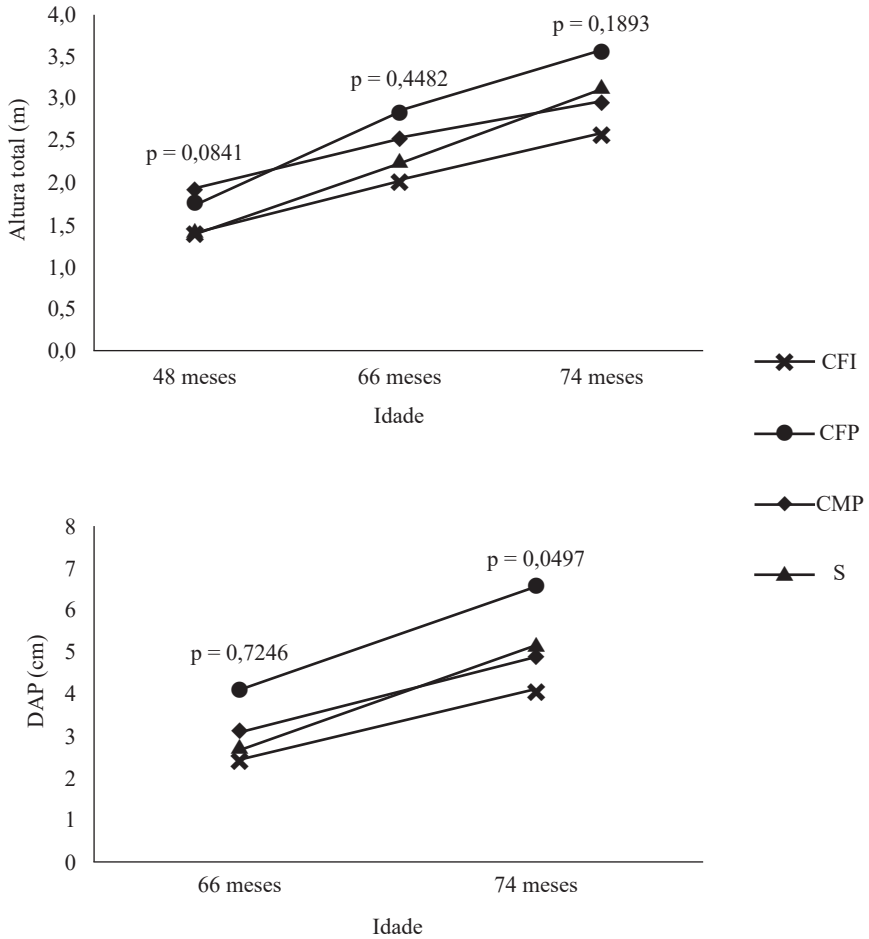


Figura 15. Altura total média aos 48, 66 e 74 meses após o plantio (acima) e diâmetro à altura do peito (DAP) aos 66 e 74 meses após o plantio (abaixo) em função do método de propagação e origem das mudas utilizadas no plantio de araucária. Onde: CFI = Mudas produzidas com estacas intermediárias de plantas femininas; CFP = Mudas produzidas com estacas apicais de plantas femininas; CMP = Mudas produzidas com estacas apicais de plantas masculinas e; S = Mudas produzidas por sementes.

Fonte: Wendling et al. (2016a)

Na Figura 16 pode ser visto o mesmo teste clonal de araucária, conforme discutido anteriormente, evidenciando as plantas oriundas de estaquia, agora com seis anos de idade, com grande uniformidade de diâmetro e altura.



Figura 16. Teste clonal de araucária aos nove anos de idade, evidenciando as plantas produzidas por estaquia.

5 Considerações gerais

As técnicas de estaquia e miniestaquia ora apresentadas e descritas para araucária trazem uma grande oportunidade de inserção da espécie na silvicultura clonal brasileira. Tendo em vista os baixos percentuais de enraizamento obtidos pela técnica de estaquia (inferiores a 50%), esta somente é recomendada para o resgate de árvores selecionadas e para formação do minijardim clonal. A miniestaquia, por outro lado, é uma técnica de grande potencial para a espécie, tendo em vista seus percentuais gerais de sobrevivência e enraizamento maiores e, principalmente, a melhor qualidade das mudas formadas. Cabe ressaltar que os índices de enraizamento na miniestaquia ainda precisam ser melhorados, necessitando-se, assim, mais estudos nesta linha do conhecimento para torná-la viável em escala comercial.

Referências

- ALFENAS, A. C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T. F. **Clonagem e doenças do eucalipto**. Viçosa, MG: Ed. da UFV, 2004. 442 p.
- BETTIO, G. P.; WENDLING, I.; DUTRA, L. F. Enraizamento de estacas de *Araucaria angustifolia*. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 7., 2008, Colombo. **Anais...** Colombo: Embrapa Florestas, 2008. CD ROM.
- CASSANA, F. F. **Ecofisiologia da absorção de água por folhas do pinheiro brasileiro (*Araucaria angustifolia*)**. 2012. 121 f. Tese (Doutorado em Botânica) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre.
- COPEES, D. L.; MANDEL, N. L. Effect of IBA and NAA treatments on rooting Douglas-fir stem cuttings. **New Forests**, v. 20, p. 249-257, 2000. DOI: 10.1023/A:1006752717350.
- DELGADO, M. E.; WENDLING, I.; BRONDANI, G. E. Indução de brotações basais e estaquia de *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. In: EVENTO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA DA EMBRAPA FLORESTAS, 6., 2007, Colombo. **Anais...** Colombo: Embrapa Florestas, 2007. CD-ROM.
- HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVIES JUNIOR, F. T.; GENEVE, R. L. **Plant propagation: principles and practices**. 8th ed. Boston: Prentice-Hall, 2011. 915 p.
- IRITANI, C.; ZANETTE, F.; CISLINKSKI, J. Aspectos anatômicos da cultura in vitro da *Araucaria angustifolia*. II. 0 enraizamento dos brotos axilares. **Acta Biológica Paranaense**, n. 22, v. 1/2/3/4. p. 1-13, 1993.
- IRITANI, C.; SOARES, R. V. Indução do enraizamento de estacas de *Araucaria angustifolia* através da aplicação de reguladores de crescimento. **Silvicultura**, v. 8, n. 28, p. 313-317, 1983.
- IRITANI, C.; SOARES, V. R.; GOMES, A. V. Aspectos morfológicos da ação de reguladores de crescimento em estacas de *Araucaria angustifolia* (Bert) O. Ktze. **Acta Biológica Paranaense**, v. 15, p. 1-20, 1986. DOI: 10.5380/abpr.v15i0.815.
- KRATZ, D.; WENDLING, I.; PIRES, P. P.; STUEPP, C. A. Produção de mudas de erva-mate por miniestaquia em substratos renováveis. **Floresta**, v. 45, n. 3, 2015. DOI: 10.5380/ rf.v45i3.36531
- NIELLA, F.; ROCHA, P. Efecto del tratamiento inductivo en el enraizamiento de estacas de *Araucaria angustifolia*, *Myrocarpus frondosus*, y *Balfourodendron riedelianum*. **Yvyrareta**, n. 14, p. 41-46, 2007.

OLIVEIRA, L. S. **Enxertia, microenxertia e descrição do tropismo em *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze.** 2010. 90 f. Tese (Doutorado em Ciências Agrárias) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

PEREIRA, G. P. **Atividade respiratória de meristemas apicais de ramos plagiotrópicos e enraizamento de estacas de *Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze.** 2013. 53 f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) - Universidade Federal do Paraná, Curitiba.

PIRES, P.; WENDLING, I.; AUER, C.; BRONDANI, G. Sazonalidade e soluções nutritivas na miniestaquia de *Araucaria angustifolia* (Bert) O. Ktze. **Revista Árvore**, v. 39, n. 2, p. 283-293, 2015. DOI: 10.1590/0100-67622015000200008.

PIRES, P. P.; WENDLING, I.; BRONDANI, G. E. Ácido indol butírico e ortotropismo na miniestaquia de *Araucaria angustifolia*. **Revista Árvore**, v. 37, n. 3, p. 393-399, 2013. DOI: 10.1590/S0100-67622013000300002.

RAGONEZI, C.; KLIMASZEWSKA, K.; CASTRO, M. R.; LIMA, M.; OLIVEIRA P.; ZAVATTIERI, M. A. Adventitious rooting of conifers: influence of physical and chemical factors. **Trees**, v. 24, p. 975-992, 2010. DOI: 10.1007/s00468-010-0488-8.

RASMUSSEN, A.; SMITH, T. E.; HUNT, M. A. Cellular stages of root formation, root system quality and survival of *Pinus elliottii* var. *elliottii* x *P. caribaea* var. *hondurensis* cuttings in different temperature environments. **New Forests**, v. 38, p. 285-294, 2009. DOI: 10.1007/s11056-009-9147-6.

SHIBUYA, T.; TANIGUCHI, T.; TSUKUDA, S.; SHIOZAKI, S.; ITAGAKI, K. Adventitious root formation of Japanese cedar (*Cryptomeria japonica* D. Don) cuttings is stimulated by soaking basal portion of cuttings in warmed water while cooling their apical portion. **New Forests**, v. 45, p. 589-602, 2014. DOI: 10.1007/s11056-014-9414-z.

TESSDORFF, J. N. F. Enraizamento en estacas de híbridos de *Araucaria* com ajuda de hormonas. In: CONGRESSO FLORESTAL ARGENTINO, 1968. **Anais...** Buenos Aires: Serviço Nacional Forestal, 1971. p. 290-291.

WENDLING, I.; BRONDANI, G. E.; DUTRA, L. F.; HANSEL, F. A. Mini-cuttings technique: a new ex vitro method for clonal propagation of sweetgum. **New Forests**, v. 39, n. 3, p. 343-353, 2010. DOI: 10.1007/s11056-009-9175-2.

WENDLING, I.; BRONDANI, G. Vegetative rescue and cuttings propagation of *Araucaria angustifolia*. **Revista Árvore**, v. 39, n. 1, p. 93-104, 2015. DOI: 10.1590/0100-67622015000100009.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F.; HOFFMANN, H. A.; BETTIO, G.; HANSEL, F. Indução de brotações epicórmicas ortotrópicas para a propagação vegetativa de árvores adultas de *Araucaria angustifolia*. **Agronomia Costarricense**, v. 33, n. 2, p. 309-319, 2009.

WENDLING, I.; DUTRA, L. F. (Ed.). **Produção de mudas de eucalipto**. Colombo: Embrapa Florestas, 2010. 184 p.

WENDLING, I. **Estaquia e miniestaquia de *Araucaria angustifolia* para produção de madeira**. Colombo: Embrapa Florestas, 2015. 9 p. (Comunicado técnico 350).

WENDLING, I. **Propagação vegetativa de erva-mate (*Ilex paraguariensis* Saint Hilaire): estado da arte e tendências futuras**. Colombo: Embrapa Florestas, 2004. 46 p. (Embrapa Florestas. Documentos, 91).

WENDLING, I.; STUEPP, C. A.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C. Araucaria clonal forestry: types of cuttings and mother tree sex in field survival and growth. **Cerne**, v. 22, n. 1, p. 19-26, 2016a. DOI: 10.1590/01047760201622012105.

WENDLING, I.; STUEPP, C. A.; ZUFFELLATO-RIBAS, K. C. Rooting of *Araucaria angustifolia*: types of cuttings and stock plants sex. **Revista Árvore**, v. 40, p. 1013-1021, 2016b. DOI: 10.1590/0100-67622016000600006.

WENDLING, I.; TRUEMAN, S.; XAVIER, A. Maturation and related aspects in clonal forestry-part II: reinvigoration, rejuvenation and juvenility maintenance. **New Forests**, v. 1, p. 1-14, 2014. DOI: 10.1007/s11056-014-9415-y.

XAVIER, A.; WENDLING, I.; SILVA, R. L. **Silvicultura clonal: princípios e técnicas**. 2. ed. Viçosa, MG: Ed. da UFV, 2013. 279 p.