

**ARIANE APARECIDA DE LACERDA MARQUES PORTELLA**

**ESTAQUIA DE *Jasminum mesnyi* Hance.**

**Monografia apresentada à disciplina de Estágio em Botânica como requisito para obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas, Curso de Ciências Biológicas, pelo Setor de Ciências Biológicas, Universidade Federal do Paraná.**

**Orientador: Profa. Dra. Katia Christina Zuffellato-Ribas.**

**CURITIBA  
2006**



Ministério da Educação  
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ  
Setor de Ciências Biológicas  
Coordenação do Curso de Ciências Biológicas



**PARECER DA COMISSÃO DE AVALIAÇÃO  
DO TRABALHO DE CONCLUSÃO DA DISCIPLINA  
DE ESTÁGIO CURRICULAR**

Aos cinco do mês de dezembro, a Comissão de Avaliação da Monografia de Estágio Curricular do Curso de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, composta por Profa. Dra. KATIA CHRISTINA ZUFFELLATO RIBAS (orientadora), JULIANY DE BITENCOURT e MICHELLE MELISSA ALTHAUS OTTMANN, reuniu-se para proceder a avaliação da Monografia **Propagação vegetativa de *Jasminum mesnyi* Hance**, de autoria da acadêmica **Ariane Aparecida de Lacerda Marques Portella**.

A Comissão julgou o trabalho e atribui a nota 9,5.

  
\_\_\_\_\_  
Prof. Orientador

  
\_\_\_\_\_  
Membro da Comissão

  
\_\_\_\_\_  
Membro da Comissão

Curitiba, 05 de dezembro de 2006.

Gastei uma hora pensando um verso  
que a pena não quer escrever.  
No entanto ele está cá dentro  
Inquieto, vivo.  
Ele está cá dentro  
e não quer sair.  
Mas a poesia deste momento  
inunda minha vida inteira.  
*Carlos Drummond de Andrade*

## AGRADECIMENTOS:

A Deus, que tornou possível a realização deste trabalho, colocando pessoas tão especiais em meu caminho.

Aos meus pais, Morgana e Ário, fundamentais incentivadores em minha vida. Pessoas que sempre estiveram por perto, me apoiando, me agüentando, me dando colo... É por eles e para eles todo o meu esforço.

À minha avó Marlene, grande parceira e amiga, que mesmo de longe olha por mim. Sei que ficaria imensamente orgulhosa de saber o quanto adoro a Botânica.

Ao meu irmão Álvaro, pequenino do meu coração, que além de me ajudar em uma tarde de feriado, enche meus dias de alegria.

À Katia Christina Zuffellato-Ribas, orientadora e grande amiga, que acreditou que a caçulinha um dia seria “gente-grande”. Que me incentivou, me ensinou, puxou minha orelha quando precisei, me tranqüilizou, me apoiou... Sim, sem ela este trabalho não seria possível!

À Juliany de Bitencourt, uma baixinha muito querida. Me ensinou muito, me divertiu muito, agüentou muito “Um minuto para o fim do mundo” e sempre esteve no lugar certo e na hora certa quando eu precisei. E agora que é minha banca, tenho que puxar o saco, né?! =)

À Juliana Rechetelo, grande amiga e parceira, que me mostrou a direção, me incentivou, acreditou em mim... e que me deu “a ajuda” quando eu precisei.

À todas as Zuffelletes, pela parceria e amizade.

Ao prof. Juarez Gabardo, que tornou minha vida estatisticamente mais fácil.

Tiago, presente que Deus colocou no meu caminho. Pessoa que me apóia, me incentiva, me ajuda e acredita em mim.

Michelle, grande amiga e parceira em todos esses anos de graduação... André, Gilson, Kaká, Sarah... amigos queridos, que entenderam meus chiques e minhas ausências, e que fizeram meus dias muito mais alegres.

Enfim, obrigada a todas as pessoas que de uma forma ou de outra fizeram parte da minha vida, tornando-a mais feliz e agradável. Obrigada mesmo!!!

## SUMÁRIO

<b>LISTA DE FIGURAS</b> .....	iv
<b>LISTA DE TABELAS</b> .....	iv
<b>RESUMO</b> .....	v
<b>ABSTRACT</b> .....	vi
<b>1 INTRODUÇÃO</b> .....	1
<b>2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA</b> .....	3
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS</b> .....	10
3.1 EXPERIMENTO 1 .....	12
3.2 EXPERIMENTO 2 .....	13
3.3 EXPERIMENTO 3 .....	15
3.4 EXPERIMENTO 4 .....	16
3.5 EXPERIMENTO 5 .....	18
3.6 EXPERIMENTO 6 .....	19
<b>4 RESULTADOS E DISCUSSÃO</b> .....	20
4.1 EXPERIMENTO 1 .....	20
4.2 EXPERIMENTO 2 .....	22
4.3 EXPERIMENTO 3 .....	24
4.4 EXPERIMENTO 4 .....	26
4.5 EXPERIMENTO 5 .....	29
4.6 EXPERIMENTO 6 .....	31
<b>5 CONSIDERAÇÕES FINAIS</b> .....	33
<b>6 CONCLUSÕES</b> .....	35
<b>REFERÊNCIAS</b> .....	36
<b>APÊNDICE</b> .....	40

## LISTA DE FIGURAS

<b>FIGURA 1</b>	- EXEMPLAR DE <i>Jasminum mesnyi</i> .....	3
<b>FIGURA 2</b>	- DETALHE DA FLOR DE <i>Jasminum mesnyi</i> .....	4
<b>FIGURA 3</b>	- ABELHA EXTRAINDO NÉCTAR DA FLOR DE <i>Jasminum mesnyi</i> .....	4
<b>FIGURA 4</b>	- CASA-DE-VEGETAÇÃO LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA – PR .....	10
<b>FIGURA 5</b>	- PLANTA MATRIZ DE <i>Jasminum mesnyi</i> LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA-PR.....	11
<b>FIGURA 6</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> CONFECCIONADAS NO EXPERIMENTO 1.....	12
<b>FIGURA 7</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.....	14
<b>FIGURA 8</b>	- ESPUMA FENÓLICA.....	17
<b>FIGURA 9</b>	- CASA-DE-SOMBRA LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA-PR.....	17
<b>FIGURA 10</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 1.....	21
<b>FIGURA 11</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.....	23
<b>FIGURA 12</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.....	23
<b>FIGURA 13</b>	- ESTACAS ENRAIZADAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> REFERENTES AO EXPERIMENTO 3.....	25
<b>FIGURA 14</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 4.....	28
<b>FIGURA 15</b>	- ESTACAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 5.....	30
<b>FIGURA 16</b>	- ESTACAS ENRAIZADAS DE <i>Jasminum mesnyi</i> REFERENTES AO EXPERIMENTO 6.....	32

## LISTA DE TABELAS

<b>TABELA 1</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 1) .....	21
<b>TABELA 2</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 2) .....	24
<b>TABELA 3</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 3) .....	26
<b>TABELA 4</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 4) .....	29
<b>TABELA 5</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 5) .....	30
<b>TABELA 6</b>	- RESULTADOS (EXPERIMENTO 6) .....	32

## RESUMO

O presente trabalho foi conduzido em casa-de-vegetação, localizada no Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, durante os meses de janeiro a novembro de 2006 e objetivou analisar a propagação vegetativa via estaquia de *Jasminum mesnyi* Hance. Neste contexto, estacas de jasmim-amarelo foram submetidas a seis experimentos, nos quais avaliou-se: a) tamanho das estacas (5cm; 10cm; 15cm), b) substratos diversos (vermiculita; casca de arroz carbonizada; coxim), c) influência da aplicação de auxinas sintéticas (IBA e NAA), d) quatro combinações entre os fatores: hidratação do substrato espuma fenólica (água; água + hidróxido de cálcio) e influência da aplicação de NAA (0mgL<sup>-1</sup>NAA; 500mgL<sup>-1</sup>NAA), e) cinco diluições alcoólicas para 500mgL<sup>-1</sup> IBA (10%, 20%, 30%, 40%, 50%), f) influência do horário de coleta do material vegetal (8h; 12h; 19h). Após cerca de 36 dias em casa-de-vegetação, estacas com 10cm mostraram-se mais propícias (100% estacas enraizadas) para a propagação vegetativa de jasmim-amarelo. O substrato coxim apresentou maior porcentagem de enraizamento (92,7%). Não houve diferença significativa entre as aplicações de IBA e NAA. Estacas plantadas em espuma fenólica hidratada com água + hidróxido de cálcio e sem aplicação de NAA apresentaram melhor porcentagem de enraizamento (42,7%). Quanto às cinco diluições alcoólicas de IBA, não houve diferença significativa entre os tratamentos. O horário mais indicado para a coleta das estacas foi 19h (98,5% estacas enraizadas).

**Palavras-chave:** estaquia, jasmim-amarelo, auxinas, substratos, diluições, espuma-fenólica, horários de coleta.

## ABSTRACT

This work was conducted in a greenhouse, localized in the Biology Sector of Paraná's Federal University during the months of January to November of 2006 and aimed to analyse the vegetative propagation of *Jasminum mesnyi* Hance. In this context, cuttings of primrose jasmine were submitted to six experiments, which were: a) cuttings' size (5cm; 10cm; 15cm), b) variety of substratum (vermiculite; carbonized rice bark; coconut fiber), c) application influence of synthetic auxins (IBA e NAA), d) four combinations between the factors: hydration of substratum phenolic foam (water; water + calcium hydroxide) and the application influence of NAA ( $0\text{mgL}^{-1}\text{NAA}$ ;  $500\text{mgL}^{-1}\text{NAA}$ ), e) five alcoholics dilutions to  $500\text{mgL}^{-1}$  IBA (10%, 20%, 30%, 40%, 50%), f) collect timetable influence of the vegetal material (8h; 12h; 19h). after about 36 days in greenhouse, cuttings shown 10cm were considered more promising (100% rooting cuttings) for the vegetative propagation of primrose jasmine. The coconut fiber substratum showed the highest percentage of rooting (92,7%). There were no significant difference between IBA and NAA applications. Cuttings planted in phenolic foam hydrated with water + calcium hydroxide and no application of NAA showed the best rooting percentage (42,7%). About the five alcoholics dilutions, there were no significant difference among the applications. The collect timetable recommended is 19h (98,5% rooting cuttings).

**Key words:** cuttings, primrose jasmine, auxins, plant growing medium, dilutions, phenolic foam, collect timetable.

## 1 INTRODUÇÃO

*Jasminum mesnyi* Hance (Oleaceae) é uma importante planta arbustiva originária da China. Popularmente conhecida por jasmim-amarelo, apresenta textura semi-herbácea, escandente, com muitos ramos longos de 2 a 3 metros de comprimento. Por seu valor ornamental, o jasmim é amplamente utilizado em jardinagem (LORENZI; SOUZA, 1999).

O gênero *Jasminum*, que compreende cerca de 200 espécies de arbustos e trepadeiras lenhosas é amplamente utilizado não só para fins ornamentais, mas também na indústria de perfumaria e para fins medicinais (CÁCERES, 2003).

O comércio de mudas ornamentais é crescente, tomando cada vez mais impulso em nossa sociedade. Em vista disso, sua produção proporciona boas oportunidades de agronegócio, resultando no surgimento de grande número de empresas nesse ramo (WENDLING; GATTO; PAIVA, 2002).

A propagação vegetativa, também chamada clonagem, é um dos meios de se manipular os vegetais visando torná-los altamente produtivos. Além de propiciar uniformidade e vigor na produção, a utilização da clonagem pode ser uma importante ferramenta para propagar indivíduos que apresentam reduzida produção de sementes, sementes de difícil germinação ou ainda sementes de alto custo (EDMOND et al., 1957).

Dentre as diversas técnicas de propagação vegetativa, a estaquia é considerada a mais simples, pois além de rápida, é bastante eficiente e relativamente barata, desde que se tenha previamente uma casa-de-vegetação com sistema de nebulização.

Em espécies de difícil enraizamento, a deficiência pode ser devido aos baixos níveis de auxina endógena. Para viabilizar tal enraizamento, a aplicação de reguladores vegetais vem sendo amplamente utilizada (HINOJOSA, 2000). Segundo ZUFFELLATO-RIBAS et al. (2002), o uso de auxinas sintéticas vem se tornando uma importante ferramenta na propagação vegetativa, pois estas proporcionam maior porcentagem de enraizamento além de maior uniformidade do material e menor tempo de permanência no leito de enraizamento.

Outro fator fundamental e muitas vezes limitante na produção de mudas via estaquia é o substrato utilizado, uma vez que dependem dele a absorção e retenção de água, a boa aeração e drenagem para evitar o acúmulo de umidade (KÄMPF, 2000; WENDLING et al., 2002). Este deve, portanto, proporcionar condições adequadas para o enraizamento e crescimento de mudas.

Tendo em vista que o sucesso da propagação vegetativa é dependente de inúmeros fatores, tanto endógenos quanto exógenos, e que as condições ideais para o enraizamento variam entre as diferentes espécies, o objetivo do presente trabalho foi verificar alguns dos fatores que interferem no enraizamento, buscando subsídios técnicos para a produção em escala comercial de *Jasminum mesnyi* Hance, uma vez que, embora considerada uma espécie de fácil enraizamento, pode funcionar também como um indicador da interferência de diferentes fatores para a indução radicial.

Para tal, a espécie em questão foi submetida a seis experimentos distintos, dentre eles: variação do tamanho das estacas, uso de diferentes substratos, uso de dois reguladores vegetais (ácido naftaleno-acético e ácido indol-butírico), aplicação de IBA (ácido indol-butírico) submetido a cinco diferentes diluições alcoólicas, uso do substrato espuma fenólica hidratado com água ou água + hidróxido de cálcio combinado ainda com a aplicação de NAA (ácido naftaleno-acético) e diferentes horários de coleta do material vegetal.

Além do objetivo principal de inferir sobre os diversos fatores que podem influenciar no enraizamento, este trabalho constitui um passo inicial para a elaboração de uma metodologia para a produção de mudas de jasmim-amarelo, uma vez que, apesar de sua importância comercial, devido seu grande valor ornamental, ainda há poucos trabalhos publicados sobre esta espécie, principalmente no que diz respeito à estaquia e produção de mudas.

## 2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

O gênero *Jasminum* compreende cerca de 200 espécies, dentre as quais destacam-se *Jasminum mesnyi* ou jasmim-amarelo, *Jasminum azoricum* ou jasmim-dos-açores, *Jasminum nitidum* ou jasmim-estrela, *Jasminum officinale* ou jasmim-verdadeiro, *Jasminum polyanthum* ou jasmim-dos-poetas, entre outros (WIKIPÉDIA, 2006).

Conhecida popularmente por jasmim-amarelo, *Jasminum mesnyi* Hance., pertencente à família Oleaceae, é um arbusto de folhagem e florescimento decorativos, podendo ainda ocorrer na forma variegada, com folhas de cor verde e amarela. Suas flores apresentam-se solitárias, amarelas, dispostas ao longo dos ramos, dobradas ou semi-dobradas (Figuras 1 e 2). Muito utilizado em paisagismo, o jasmim-amarelo vem sendo amplamente utilizado em regiões urbanas, principalmente na região Sul do país, onde seu florescimento é mais intenso (LORENZI; SOUZA, 1999).

Espécie de crescimento rápido, *Jasminum mesnyi* é fácil de ser cultivada, uma vez que apresenta certa tolerância aos diversos tipos de solo, exceto solos constantemente molhados. É uma importante ferramenta no controle de bancos ou encostas em erosão, uma vez que apresenta galhos longos que quando tocam o chão emitem raízes, contendo assim o deslizamento de encostas (FLORIDATA, 2006).

**FIGURA 1** – EXEMPLAR DE *Jasminum mesnyi*.



**FIGURA 2 - DETALHE DA FLOR DE *Jasminum mesnyi*.**



Originário da China, *Jasminum mesnyi* floresce desde a primavera até o outono (LORENZI; SOUZA, 1999). Sua floração ocorre ao longo da ramagem, e por esta ser muito densa pode ser cultivada como cerca-viva, apresentando seus galhos pendentes ou ainda, galhos podados (CASA E CIA, 2006).

Embora a poda possa diminuir a beleza natural desse elegante arbusto, se *Jasminum mesnyi* for cultivada em local com espaço restrito, ela pode exigir diversas podas ao longo do ano (CHRISTMAN, 2004).

A beleza de *Jasminum mesnyi* é reforçada pelo fato da mesma possuir flores cujo néctar é adequado à alimentação de beija-flores e abelhas, sendo, dessa forma, uma planta com grande importância ecológica (GEOCITIES, 2005).

**FIGURA 3 – ABELHA EXTRAINDO NÉCTAR DA FLOR DE *Jasminum mesnyi*.**



A propagação vegetativa utiliza qualquer parte destacada da planta mãe a fim de produzir um indivíduo idêntico à ela (ZUFFELLATO-RIBAS; RODRIGUES, 2001). É utilizada por apresentar uma série de vantagens, tais como reprodução fiel da planta matriz, produção de mudas com rapidez, multiplicação de indivíduos que não florescem por falta de adaptação ou de indivíduos estéreis, além de precocidade de florescimento (LOPES; SÃO JOSÉ; MORAIS, 2004). Indivíduos selecionados e multiplicados dessa forma passam a constituir os clones (ALFENAS et al., 2004).

A estaquia é um dos métodos de propagação vegetativa mais simples, uma vez que é relativamente barata e rápida (HARTMANN et al., 2002). É bastante utilizada em se tratando de plantas ornamentais, uma vez que permite que muitos indivíduos sejam produzidos, além da vantagem de apresentar custo reduzido quando comparada à técnicas de micropropagação (READ; YANG, 1991).

O termo estaca refere-se a qualquer parte destacada da planta matriz, capaz de regenerar parte ou partes que lhe estão faltando, a fim de formar um novo indivíduo (JANICK, 1966). Segundo HARTMANN et al. (2002), algumas vantagens oferecidas pela propagação vegetativa são: antecipação do período de florescimento e, portanto, da maturidade; uniformidade na produção; possibilidade de combinação de mais de um genótipo em uma mesma planta e fixação de genótipos selecionados, entre outras.

De acordo com HARTMANN et al. (2002), condições fisiológicas da planta mãe e de suas respectivas estacas, bem como idade, presença de inibidores naturais, concentração de reguladores vegetais, substrato utilizado, tamanho da estaca, época do ano, entre outros fatores, também têm influência fundamental no enraizamento de estacas.

A formação de raízes em estacas é um processo que engloba bases anatômicas e fisiológicas, uma vez que está associada à desdiferenciação e ao redirecionamento do desenvolvimento de células vegetais totipotentes para a formação de meristemas que darão origem às raízes adventícias (ALFENAS et al., 2004). Segundo TOFANELLI (1999), a capacidade de enraizamento de uma estaca varia de acordo com a espécie, o cultivar e o tipo de estaca.

Diversos outros fatores, relacionados não só à própria planta, mas também relacionados a condições ambientais podem influenciar o enraizamento (NORBERTO, 2001), uma vez que tal processo está intimamente relacionado com diversos fatores, tais como injúrias, balanço hormonal, constituição genética, presença de inibidores e estado nutricional e hídrico da planta matriz, ou seja, o indivíduo doador de propágulos (ALFENAS et al., 2004).

Segundo HARTMANN et al. (2002), o uso de auxinas sintéticas, o qual visa promover e acelerar o enraizamento de estacas vem sendo uma prática cada vez mais comum. Aplicações exógenas de auxina proporcionam maior porcentagem, qualidade e uniformidade de enraizamento, além de tornar o processo mais rápido.

De acordo com BOLIANI e SAMPAIO (1998), auxinas sintéticas podem estimular a emissão de raízes em espécies de difícil enraizamento ou ainda promover maior porcentagem de enraizamento em espécies que apresentam naturalmente baixa porcentagem do mesmo. Além disso, auxinas sintéticas podem proporcionar raízes mais vigorosas.

Algumas espécies apresentam em suas estacas a formação de uma massa de células indiferenciadas próximas ao corte basal. Essa massa de células, oriunda do parênquima, apresenta células em vários estágios de lignificação sendo esta denominada calo. Frequentemente raízes emergem através dessa massa, dando a impressão de que a formação do calo se faz necessária para o enraizamento, porém, o calo pode ser tanto precursor das raízes como ser inibidor das mesmas, como também é possível que a formação dos calos e das raízes possa ocorrer independentemente (HARTMANN et al., 2002).

Dentre as auxinas sintéticas, o ácido indol-butírico (IBA) e ácido naftaleno-acético (NAA) são as mais utilizadas. Embora o NAA seja mais estável, o IBA é eficaz em um número maior de espécies, de modo que se a estaca não responder a ele, dificilmente responderá a aplicação de outra auxina sintética. Ambas podem ser veiculadas em líquido ou em talco (HARTMANN et al., 2002).

O talco é um veículo sólido, e permite que o produto fique aderido à base da estaca, sendo, portanto, o período de exposição ao produto muito maior que para

veículos líquidos, onde a base da estaca é imersa na solução por um determinado período (CUQUEL; MINAMI, 1994). Embora o tratamento com talco seja mais rápido e prático, uma vez que é de fácil obtenção, pode apresentar resultados desuniformes de enraizamento devido a quantidade variável de material que adere à estaca (HARTMANN et al., 2002).

A aplicação de auxinas via líquida (imersão da base das estacas) utiliza soluções aquosas de baixas concentrações, onde a base das estacas ficam imersas desde algumas horas até dias, e também soluções de altas concentrações, geralmente em solução alcoólica, com imersão da base das estacas por 5-10 segundos (LOPES; BARBOSA, 2004).

De acordo com JANICK (1966), a maioria das auxinas apresenta estreita faixa para sua ótima atuação, podendo ser ineficazes quando utilizadas abaixo do nível crítico, ou ainda ser prejudicial, causando inclusive a morte de estacas ou sérios danos morfológicos quando forem utilizadas acima deste nível.

A concentração ideal para o enraizamento de espécies vegetais pode variar bastante, dependendo não só da natureza da estaca, se herbácea ou lenhosa, mas também de fatores intrínsecos de cada espécie (CUKEL; MINAMI, 1994). Segundo MAHLSTEDE e HABER (1957), são indicados de 500 a 2000 mgL<sup>-1</sup> de IBA para estacas mais fáceis de enraizar; particularmente as herbáceas.

Segundo WEAVER (1972), apenas o uso de reguladores vegetais não é suficiente e não dispensa a necessidade de outras práticas visando a boa iniciação de raízes, tais como seleção de material de propagação, seleção de um bom substrato, manutenção de suficientes níveis de umidade, escolha de luz, aeração e temperatura.

Outro fator de grande importância na propagação vegetativa é o substrato utilizado. Segundo KÄMPF (2000), o meio no qual se desenvolvem plantas cultivadas na ausência de solo é chamado substrato. Ele influi não só na qualidade das raízes formadas por estaca, mas também na porcentagem de enraizamento das mesmas (JANICK, 1966). Para FACHINELLO et al. (1994), o substrato deve atuar na fixação das estacas, possuir aeração adequada e atuar na manutenção das condições do ambiente que envolve a base das estacas, o qual deve ser úmido e escuro.

TAKEYOSHI et al. (1983) utilizando diferentes substratos no enraizamento de crisântemo (casca de arroz, solo + areia + esterco, vermiculita + solo, vermiculita fina, vermiculita grossa e vermiculita + palha de arroz), não observaram diferenças significativas no enraizamento das mesmas. Já CALDWELL et al. (1988), trabalhando com enraizamento de kiwi (*Actinida deliciosa*) verificou que houve diferença significativa na porcentagem de estacas enraizadas nos diferentes substratos, sendo nesse caso a vermiculita o substrato com melhor desempenho.

Alguns substratos orgânicos, tais como a casca de arroz carbonizada (CAC) e a fibra da casca de coco (coxim) estão se configurando em soluções para o aproveitamento de resíduos da agroindústria (KÄMPF, 2000; SILVEIRA et al., 2002). Ambos são considerados praticamente inertes, possuem longa durabilidade e não alteram suas características físicas (CARRIJO; LIZ; MAKISHIMA, 2002).

A casca de arroz carbonizada é um substrato obtido a partir da carbonização da casca de arroz sem outros resíduos. Apresenta baixa densidade e pouca capacidade de retenção de água, oferecendo drenagem rápida e eficiente, além de boa aeração (KÄMPF, 2000).

O coxim é produzido a partir do parênquima da casca de coco, tecido este localizado entre as fibras, e substitui com vantagens o xaxim que, devido ao extrativismo intenso, hoje se encontra em extinção, ou seja, proibido de ser comercializado (MINISTÉRIO DA CIÊNCIA E TECNOLOGIA, 2005).

A vermiculita nada mais é do que uma argila específica expandida em altas temperaturas. Possui alta capacidade de retenção de água e boa aeração (KÄMPF, 2000).

A espuma fenólica é um substrato relativamente novo no mercado. Utilizada em semeadura e em estaquia, vem ganhando destaque, pois proporciona melhor aeração nas raízes; é biodegradável, é livre da contaminação por fungos e bactérias; é inerte, uma vez que não interfere na nutrição da planta; é mais higiênico, pois não deixa resíduos; é econômico, permitindo a produção de grande número de mudas em menos espaço, é fácil de manusear; protege as mudas de danos físicos no momento do

transplante, uma vez que as mudas são transplantadas ainda inseridas na espuma; além de permitir diferentes manejos de água, pH e nutrientes (FLORALATLANTA, 2006).

De acordo com HARTMANN et al. (2002), o melhor horário para se realizar a coleta do material vegetal é logo pela manhã, garantindo assim que a planta esteja com suprimento suficiente de água, uma vez que a região do corte nas estacas é bastante vulnerável ao estresse hídrico, e visto que a rehidratação é dificultada nas mesmas, já que se trata de indivíduos desprovidos de raízes, e as estacas recém confeccionadas sofrem diretamente com a desidratação.

Segundo KUDREV (1994), há dois tipos de déficit hídrico: o temporário e o residual ou constante. O primeiro deles é o que se observa próximo ao meio-dia, em dias quentes de verão. Já o déficit residual é aquele que persiste dias e noites, não sendo possível revertê-lo apenas durante a noite. A desidratação, além de interromper o processo de crescimento, reduz o crescimento de massa fresca e massa seca do indivíduo.

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

O presente trabalho foi conduzido em casa-de-vegetação climatizada com temperatura de  $24^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$  e 95% de umidade relativa do ar, localizada no Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná (UFPR), sendo composto de seis experimentos, alguns dependentes entre si.

**FIGURA 4** – CASA-DE-VEGETAÇÃO LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA-PR.



Neste trabalho foram utilizadas estacas caulinares de ramos herbáceos de *Jasminum mesnyi* Hance (Oleaceae), obtidas a partir de plantas matrizes localizadas nos jardins do Centro Politécnico, da Universidade Federal do Paraná, em Curitiba-Pr. Em todos os experimentos as estacas foram confeccionadas com 10cm de comprimento (exceto no experimento 1), com a base cortada em bisel e ápice com corte reto, contendo um par de folhas reduzidas à metade na porção apical.

Como tratamento fitossanitário prévio, as estacas foram imersas em solução de hipoclorito de sódio 0,5% (50ml hipoclorito de sódio P.A./10L), de ação bactericida, por 15 minutos, sendo em seguida lavadas em água corrente por 5 minutos.

Já desinfestadas, as estacas foram plantadas em tubetes de polipropileno ( $53\text{cm}^3$ ), os quais foram preenchidos com o substrato previamente umedecido, não ultrapassando cada estaca, no momento do plantio, a profundidade de 2cm.

O período decorrido entre a instalação de cada experimento e sua respectiva avaliação foi de 36 dias, exceto nos experimentos 4 e 6, relativos ao uso de espuma fenólica como substrato e diferentes horários de coleta do material vegetal, respectivamente, que exigiram 45 dias para obtenção de resultados.

Todos os experimentos tiveram as seguintes variáveis analisadas: porcentagem de estacas enraizadas (estacas vivas que enraizaram); porcentagem de estacas vivas (estacas vivas que não enraizaram) e porcentagem de estacas mortas. Quando observada a presença de calos (estacas vivas, com calos e sem raízes), esta variável também foi avaliada. As variáveis número de raízes/estaca e comprimento das raízes formadas/estaca também foram avaliadas em todos os experimentos, exceto no Experimento 4, que envolveu placas de espuma fenólica como substrato, sendo inviáveis tais avaliações, uma vez que para tal, seria necessário destruir o fragmento de espuma fenólica onde a muda estivesse inserida, prejudicando-a desta forma.

O número de estacas por repetição, bem como o número de repetições, tratamentos e parcelas não foram os mesmos em todos os experimentos, sendo especificados em cada um destes.

Os resultados obtidos foram submetidos à análise de variância pelo teste F, exceto o Experimento 4, que contou com uma análise fatorial 2 X 2, sendo em todos os casos as médias comparadas pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

**FIGURA 5** – PLANTA MATRIZ DE *Jasminum mesnyi* LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA-PR.



### 3.1 EXPERIMENTO 1: Influência do tamanho da estaca no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Neste experimento, testou-se o tamanho ideal para a confecção das estacas. Para tal, as estacas, plantadas em vermiculita foram submetidas aos seguintes tratamentos (T) com diferentes comprimentos de estacas:

T<sub>1</sub>: 5cm;

T<sub>2</sub>: 10cm;

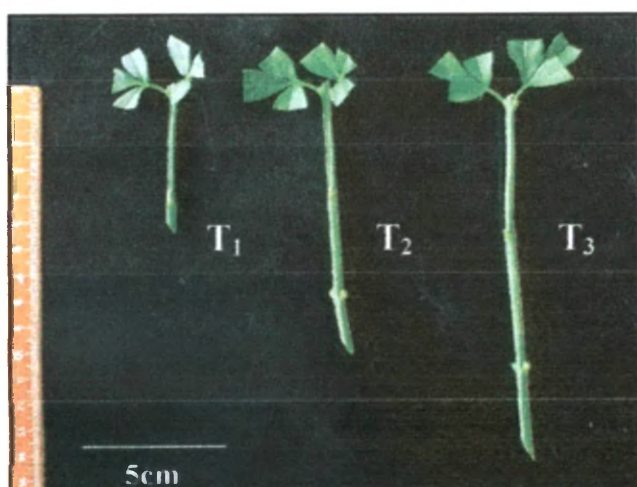
T<sub>3</sub>: 15cm.

O experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 4 repetições, contendo 50 estacas por parcela, totalizando 200 estacas por tratamento (600 estacas no experimento).

Este experimento foi implantado em casa-de-vegetação climatizada no dia 24 de março e avaliado no dia 28 de abril de 2006, totalizando 36 dias de permanência no leito de enraizamento.

A partir de então, as estacas foram confeccionadas com o tamanho que apresentou melhor resultado nesta etapa.

**FIGURA 6 - ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* CONFECCIONADAS NO EXPERIMENTO 1.**



NOTA: Da esquerda para a direita: T<sub>1</sub>: 5cm, T<sub>2</sub>: 10cm, T<sub>3</sub>: 15cm.

### 3.2 EXPERIMENTO 2: Influência do substrato utilizado no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Neste experimento, testou-se o substrato ideal para o enraizamento das estacas. Para tal, estas foram submetidas aos seguintes tratamentos (T) com diferentes substratos:

T<sub>1</sub>: vermiculita de granulometria média;

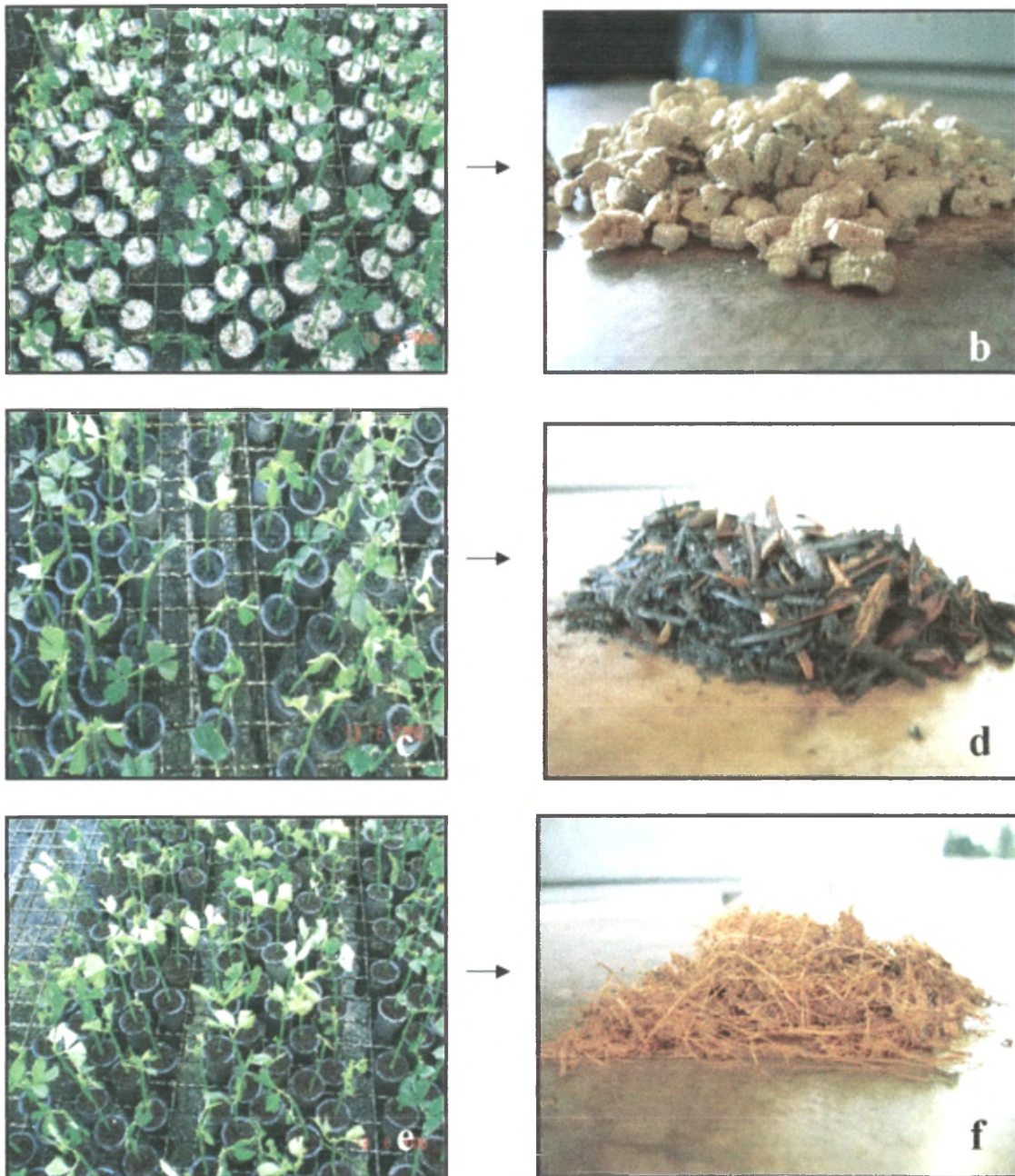
T<sub>2</sub>: casca de arroz carbonizada (CAC);

T<sub>3</sub>: fibra da casca de coco (coxim).

Tal experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 4 repetições, contendo 50 estacas por parcela, totalizando 200 estacas por tratamento (600 estacas no experimento).

Este experimento foi implantado em casa-de-vegetação climatizada no dia 3 de junho e avaliado no dia 8 de julho de 2006, totalizando 36 dias de permanência no leito de enraizamento.

FIGURA 7 - ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.



NOTA: a. e b. Vermiculita; c. e d. Casca de arroz carbonizada (CAC); e. e f. Fibra da casca de coco (coxim).

### 3.3 EXPERIMENTO 3: Influência da aplicação das auxinas sintéticas ácido naftaleno-acético (NAA) e ácido indol-butírico (IBA) no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Nesta etapa, as estacas foram submetidas aos seguintes tratamentos (T) com reguladores vegetais, por um período de 10 segundos de imersão das bases das mesmas:

T<sub>1</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> NAA

T<sub>2</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> NAA

T<sub>3</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> NAA

T<sub>4</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> NAA

T<sub>5</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> IBA

T<sub>6</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> IBA

T<sub>7</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> IBA

T<sub>8</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> IBA

O NAA (ácido naftaleno-acético) utilizado foi um produto comercial chamado RADIMAXI 20<sup>®</sup>, da Empresa FertSana Indústria de Produtos Agrícolas Ltda. O IBA (ácido indol-butírico) utilizado foi um produto P. A. (puro para análise), do Laboratório Sigma.

O substrato utilizado para o preenchimento dos tubetes foi a CAC.

O experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 8 tratamentos, 4 repetições contendo 20 estacas por parcela, totalizando 80 estacas por tratamento (640 estacas no experimento).

Este experimento foi implantado em casa-de-vegetação climatizada no dia 22 de julho e avaliado no dia 26 de agosto de 2006, totalizando 36 dias de permanência no leito de enraizamento.

### 3.4 EXPERIMENTO 4: Influência da aplicação de auxina sintética (ácido naftaleno-acético - NAA) no enraizamento de *Jasminum mesnyi* em placas de espuma fenólica hidratadas com água e água + hidróxido de cálcio.

Visto que a espuma fenólica é um substrato que apresenta baixo pH, sendo, portanto ácida, o seguinte experimento buscou testar a influência da aplicação de hidróxido de cálcio na hidratação deste substrato para correção do pH.

Para tal, as estacas foram submetidas aos seguintes tratamentos (T):

T<sub>1</sub>: Espuma fenólica hidratada somente com água, ausência de NAA nas estacas;

T<sub>2</sub>: Espuma fenólica hidratada somente com água, aplicação de 500 mgL<sup>-1</sup> de NAA na base das estacas;

T<sub>3</sub>: Espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, ausência de NAA nas estacas;

T<sub>4</sub>: Espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, aplicação de 500 mgL<sup>-1</sup> de NAA na base das estacas.

O NAA (ácido naftaleno-acético) utilizado foi um produto comercial chamado RADIMAXI 20<sup>®</sup>, da Empresa FertSana Indústria de Produtos Agrícolas Ltda.

Após tratadas, as estacas foram plantadas em placas de espuma fenólica divididas em 96 células de 6,0 x 3,7 x 3,7cm (altura x largura x comprimento por célula).

As placas de espuma fenólica absorvem em média 7,5 litros de água, e para sua hidratação foi utilizado regador. Para os tratamentos T<sub>3</sub> e T<sub>4</sub>, em que se utilizou o hidróxido de cálcio diluído em água, foram utilizados 3g de hidróxido de cálcio por litro de água. As estacas foram mantidas em casa-de-sombra com nebulização de 5 minutos 3 vezes ao dia.

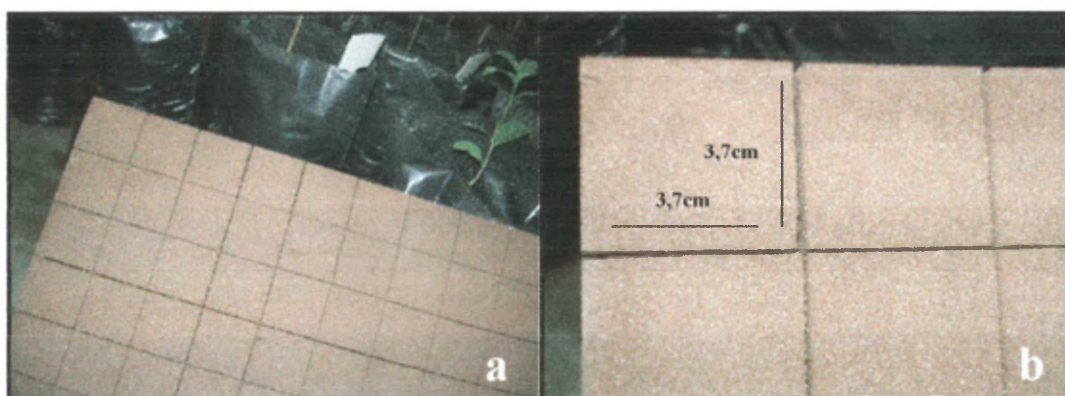
Tal experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 4 tratamentos, 4 repetições, contendo 24 estacas por parcela, totalizando 96 estacas por tratamento (384 estacas no tratamento).

Este experimento foi implantado em 22 de maio e avaliado em 5 de julho de 2006, totalizando 45 dias de permanência no leito de enraizamento.

As variáveis avaliadas foram as seguintes: porcentagem de estacas enraizadas; porcentagem de estacas vivas, porcentagem de estacas mortas e porcentagem de estacas com calos.

Os resultados obtidos foram submetidos a análise fatorial 2 X 2 (2 concentrações de NAA e 2 formas de hidratação do substrato espuma fenólica), a 5% de significância.

**FIGURA 8 – ESPUMA FENÓLICA**



NOTA: a. Placa de espuma fenólica; b. Placa de espuma fenólica em detalhe (células).

**FIGURA 9 – CASA-DE-SOMBRA LOCALIZADA NO CENTRO POLITÉCNICO, UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ, CURITIBA-PR.**



NOTA: a. Vista externa; b. vista interna.

### 3.5 EXPERIMENTO 5: Influência da aplicação da auxina sintética ácido indol-butírico (IBA) em diferentes diluições alcoólicas no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Neste experimento, as estacas foram submetidas aos seguintes tratamentos (T):

T<sub>1</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 10% alcoólico;

T<sub>2</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 20% alcoólico;

T<sub>3</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 30% alcoólico;

T<sub>4</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 40% alcoólico;

T<sub>5</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 50% alcoólico.

As estacas, plantadas em tubetes preenchidos com vermiculita de granulometria média previamente umedecida foram imersas pela base por 10 segundos em solução contendo regulador vegetal ácido indol-butírico (IBA) sob diferentes diluições alcoólicas, devido esse regulador ser pouco solúvel em água. As diluições foram formadas de 10%, 20%, 30%, 40% e 50% de álcool, e 90%, 80%, 70%, 60% e 50% de água, respectivamente. A concentração utilizada foi de 500 mgL<sup>-1</sup> IBA, visto que foi a concentração que apresentou maior porcentagem de enraizamento no Experimento 3.

Tal experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 5 tratamentos, 4 repetições contendo 16 estacas por parcela, totalizando 64 estacas por tratamento (320 estacas no experimento).

Este experimento foi implantado em casa-de-vegetação climatizada no dia 25 de setembro e avaliado no dia 30 de outubro de 2006, totalizando 36 dias de permanência no leito de enraizamento.

### 3.6 EXPERIMENTO 6: Influência do horário de coleta do material vegetal no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Este experimento teve por objetivo verificar a influência do horário de coleta do material vegetal no sucesso do enraizamento, uma vez que é sabido que coletas próximas ao meio-dia não são indicadas devido à alta transpiração da planta matriz.

Para tal, as estacas foram submetidas aos seguintes tratamentos (T):

T<sub>1</sub>: coleta pela manhã (8h);

T<sub>2</sub>: coleta ao meio dia (12h);

T<sub>3</sub>: coleta ao entardecer (19h).

As estacas foram plantadas em tubetes de enraizamento preenchidos com vermiculita de granulometria média previamente umedecida.

Este experimento foi montado num esquema inteiramente casualizado, com 3 tratamentos, com 4 repetições, contendo 50 estacas por parcela, totalizando 200 estacas por tratamento (600 estacas no experimento).

Este experimento foi implantado em casa-de-vegetação climatizada no dia 13 de janeiro e avaliado no dia 26 de fevereiro de 2006, totalizando 45 dias de permanência no leito de enraizamento.

## 4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os resultados encontrados nos seis experimentos realizados, referentes ao enraizamento de *Jasminum mesnyi* são apresentados abaixo:

### 4.1 EXPERIMENTO 1: Influência do tamanho da estaca no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Estacas de *Jasminum mesnyi* confeccionadas com 10cm (T<sub>2</sub>) apresentaram 100% de enraizamento, frente a 96% e 85% de enraizamento em estacas de 5cm (T<sub>1</sub>) e 15cm (T<sub>3</sub>), respectivamente (Tabela 1). Embora não exista diferença significativa entre estacas com 5 e 10cm com relação à porcentagem de enraizamento, estacas com 10cm apresentaram maior número de raízes por estaca (21,0), bem como maior comprimento médio das três maiores raízes formadas (34,5mm) (Figura 10).

Segundo RIKALA (1994), mudas que não apresentam sistema radicial com suficiente número de raízes laterais não se configuram como mudas saudáveis e vigorosas.

Para a variável porcentagem de estacas vivas, houve diferença significativa entre todos os comprimentos de estacas, sendo que estacas com 15cm (T<sub>3</sub>) se mostraram mais promissoras. Já para a variável porcentagem de estacas mortas, T<sub>3</sub> (15cm) também diferiu significativamente dos demais tratamentos, apresentando maior porcentagem de mortalidade. O desempenho de estacas com 15cm (T<sub>3</sub>) com relação às variáveis porcentagem de estacas vivas e mortas deve-se ao fato de as mesmas terem apresentado menor porcentagem de enraizamento. Já em estacas com 5 e 10cm, a porcentagem de estacas mortas foi nula, uma vez que ambas apresentaram alta porcentagem de enraizamento (Tabela 1).

LOPES et al. (1993) estudaram o efeito do tamanho de estacas no enraizamento de lima-ácida 'Tahiti' e concluíram que este fator não influenciou no percentual de enraizamento, embora as estacas menores, com 10cm, tenderam a apresentar menores percentuais de enraizamento. A diferença significativa entre os tamanhos de estaca foi

observada no volume de raízes, sendo que estacas com 20 ou 30cm apresentaram valores maiores que estacas de 10cm.

Calos não foram observados nessa etapa. De acordo com HARTMANN et al. (2002), calos não necessariamente induzirão a formação de raízes.

**FIGURA 10** - ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 1.



NOTA: Da esquerda para a direita:  
T<sub>1</sub>: 5cm, T<sub>2</sub>: 10cm, T<sub>3</sub>: 15cm.

**TABELA 1.** RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS, NÚMERO E COMPRIMENTO MÉDIO DE RAÍZES POR ESTACA, PORCENTAGEM DE ESTACAS VIVAS E MORTAS.

Tratamentos	EE (%)	NRE	CRE (mm)	EV (%)	EM (%)
T <sub>1</sub> : 5cm	96,0 a	10,9 b	25,0 b	4,0 b	0,0 b
T <sub>2</sub> : 10cm	100,0 a	21,0 a	34,5 a	0,0 c	0,0 b
T <sub>3</sub> : 15cm	85,0 b	13,8 b	24,1 b	6,5 a	8,5 a
C.V.(%)	3,262	14,352	13,566	31,587	84,017

NOTA: Médias seguidas da mesma letra na coluna não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; NRE: número médio de raízes por estaca; CRE: comprimento médio das três maiores raízes por estaca; EV: estacas vivas; EM: estacas mortas; CV: coeficiente de variação.

#### 4.2 EXPERIMENTO 2: Influência do substrato utilizado no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Nesse experimento, os resultados demonstraram que no substrato coxim (T<sub>3</sub>), a porcentagem de enraizamento foi de 92,7%; frente a 88,0% na CAC (T<sub>2</sub>), ambos não diferindo significativamente, porém diferentes da porcentagem de estacas enraizadas em vermiculita (T<sub>1</sub>), a qual apresentou 60,5% de enraizamento (Tabela 2).

Com relação à variável número médio de raízes por estaca, não houve diferença significativa entre os tratamentos. Já para a variável comprimento médio das raízes, apenas CAC (T<sub>2</sub>) e vermiculita (T<sub>1</sub>) diferiram significativamente, sendo que na CAC o resultado de 31,1mm foi o melhor (Figura 11).

Segundo JANICK (1966), o tipo de substrato pode influenciar na porcentagem de estacas enraizadas, uma vez que depende dele aeração, retenção de água, nutrição, drenagem e a esterilidade do meio.

A porcentagem de estacas vivas não diferiu significativamente entre os três substratos. Já para a variável porcentagem de estacas mortas, T<sub>1</sub> (vermiculita) apresentou porcentagem superior (5,0%), diferindo significativamente dos demais tratamentos. No experimento em questão foi observada a formação de calos nas estacas, e para tal variável, a melhor porcentagem, (20,0%), foi observada em T<sub>1</sub> (vermiculita), que diferiu significativamente dos demais tratamentos (Tabela 2).

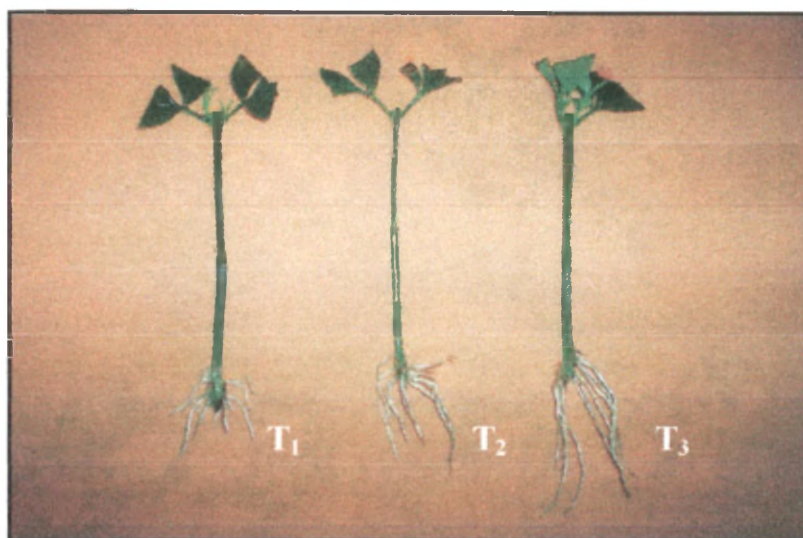
ERNEST e HOLTZHAUSEN (1987) não observaram relação entre a formação de calos e o enraizamento em estacas de abacateiro. Já SHIMOYA e GOMIDE (1969), estudando erva-mate (*Ilex paraguariensis* St. Hilaire) sugeriram ser o enraizamento precedido da formação de calo. Segundo Girouard (1967)<sup>1</sup>, citado por ERNEST e HOLTZHAUSEN (1987), em algumas espécies como *Hedera helix* (hera-de-muro), as raízes se originam sobre o próprio calo.

Esta espécie *Jasminum mesnyi* apresenta raízes em estacas tanto com a formação de calos como na sua ausência (Figura 12b. e 12c.). HARTMANN et al. (2002) sugere que a ocorrência simultânea dos mesmos seja resultado da similaridade de condições internas e ambientais necessárias.

---

<sup>1</sup>GIROUARD, R. M. Physiological and biochemical studies of adventitious root formation. Extratable rooting cofactors from *Hedera helix* **Can. J. Bot.**, v. 47, p. 687-699, 1969.

**FIGURA 11** – ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.



NOTA: Da esquerda para a direita: T<sub>1</sub>: vermiculita, T<sub>2</sub>: CAC e T<sub>3</sub>: coxim.

**FIGURA 12** – ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* REFERENTES AO EXPERIMENTO 2.



NOTA: a. Estaca com calos; b. Estaca sem calos e enraizada; c. Estaca com calos e enraizada.

**TABELA 2.** RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS, NÚMERO E COMPRIMENTO MÉDIO DE RAÍZES POR ESTACA, PORCENTAGEM DE ESTACAS COM CALOS, VIVAS E MORTAS.

Tratamentos	EE (%)	NRE	CRE (mm)	EC (%)	EV (%)	EM (%)
T <sub>1</sub> : Vermiculita	60,5 b	13,0 a	21,8 b	20,0 a	14,5 a	5,0 a
T <sub>2</sub> : CAC	88,0 a	16,6 a	31,1 a	3,0 b	8,5 a	0,5 b
T <sub>3</sub> : Coxim	92,7 a	12,8 a	27,1 a b	4,7 b	2,0 a	0,6 b
C.V.(%)	11,459	14,587	10,895	18,192	66,167	69,067

**NOTA:** Médias seguidas da mesma letra na coluna não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; NRE: número médio de raízes por estaca; CRE: comprimento médio das três maiores raízes por estaca; EC: estacas com calos; EV: estacas vivas; EM: estacas morta; C.V.: coeficiente de variação.

T<sub>1</sub>: vermiculita; T<sub>2</sub>: CAC (casca de arroz carbonizada); T<sub>3</sub>: coxim (fibra da casca de coco).

#### 4.3 EXPERIMENTO 3: Influência da aplicação de auxinas sintéticas ácido naftalenoacético (NAA) e ácido indol-butírico (IBA) no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Este experimento mostrou que a porcentagem de enraizamento foi alta em todos os tratamentos, não diferindo significativamente entre eles, exceto em T<sub>8</sub> (1500 mgL<sup>-1</sup> IBA), no qual a porcentagem de estacas enraizadas foi inferior às demais (83,8%). Dentre os tratamentos que apresentaram as melhores médias, o maior resultado foi encontrado em T<sub>6</sub> (500 mgL<sup>-1</sup> IBA), com 99% de estacas enraizadas (Tabela 3).

Segundo ALVARENGA e CARVALHO (1983), reguladores vegetais potencializam o estímulo da iniciação radicial, podendo aumentar a porcentagem de estacas enraizadas e diminuir o tempo necessário para o enraizamento, diminuindo desta forma o tempo de produção de mudas. Para NORDSTRÖM et al. (1991), o regulador vegetal de maior sucesso é o IBA (ácido indol-butírico), que embora mais caro que o NAA (ácido naftaleno-acético), é menos tóxico (ALVARENGA; CARVALHO, 1883).

Tanto T<sub>1</sub> quanto T<sub>5</sub>, os quais não envolveram a aplicação de reguladores vegetais, funcionando apenas como testemunhas em solução para 0 mgL<sup>-1</sup> NAA e 0 mgL<sup>-1</sup> IBA, apresentaram alta porcentagem de enraizamento (97,5%), sugerindo que

houve indução radicial independente do uso de regulador vegetal, sendo portanto esse desnecessário (Tabela 3).

O tratamento que apresentou maior número médio de raízes por estaca foi T<sub>2</sub> (500 mgL<sup>-1</sup> NAA), diferindo estatisticamente dos demais tratamentos (21,8). O mesmo ocorreu com a variável comprimento médio das três maiores raízes por estaca, em que T<sub>2</sub> apresentou maior média (46,4mm), neste caso diferindo significativamente apenas de T<sub>8</sub> (31,0mm) (Figura 13).

Para as variáveis porcentagem de estacas vivas e mortas, as médias obtidas foram muito baixas, sendo a variável porcentagem de estacas mortas em grande parte dos tratamentos nulas, não diferindo estatisticamente entre os tratamentos, exceto em T<sub>8</sub> (1500 mgL<sup>-1</sup> IBA), que apresentou diferença significativa dos demais tratamentos para a variável estacas vivas (16,2%). Neste experimento não foi observada a formação de calos nas estacas (Tabela 3).

**FIGURA 13** – ESTACAS ENRAIZADAS DE *Jasminum mesnyi* REFERENTES AO EXPERIMENTO 3.



NOTA: Da esquerda para a direita: T<sub>1</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> NAA, T<sub>2</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> NAA, T<sub>3</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> NAA, T<sub>4</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> NAA, T<sub>5</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> IBA, T<sub>6</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> IBA, T<sub>7</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> IBA, T<sub>8</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> IBA.

**TABELA 3.** RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS, NÚMERO E COMPRIMENTO MÉDIO DE RAÍZES POR ESTACA, PORCENTAGEM DE ESTACAS VIVAS E MORTAS.

Tratamentos	EE (%)	NRE	CRE (mm)	EV (%)	EM (%)
T <sub>1</sub>	97,5 a	15,1 b c	38,2 a b	1,5 b	1,0 a
T <sub>2</sub>	97,5 a	21,8 a	46,4 a	2,5 b	0,0 a
T <sub>3</sub>	95,0 a	17,4 b	39,8 a b	5,0 b	0,0 a
T <sub>4</sub>	95,0 a	18,1 b	40,8 a	2,5 b	2,5 a
T <sub>5</sub>	97,5 a	16,2 b	44,4 a	2,5 b	0,0 a
T <sub>6</sub>	99,0 a	16,0 b	42,7 a	1,0 b	0,0 a
T <sub>7</sub>	97,5 a	15,6 b c	42,4 a	2,5 b	0,0 a
T <sub>8</sub>	83,8 b	12,7 c	31,0 b	16,2 a	0,0 a
C.V.(%)	2,830	8,238	10,160	58,001	283,803

**NOTA:** Médias seguidas da mesma letra na coluna não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; NRE: número médio de raízes por estaca; CRE: comprimento médio das três maiores raízes por estaca; EV: estacas vivas; EM: estacas mortas; C.V.: coeficiente de variação.

T<sub>1</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> NAA; T<sub>2</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> NAA; T<sub>3</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> NAA; T<sub>4</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> NAA; T<sub>5</sub>: 0 mgL<sup>-1</sup> IBA; T<sub>6</sub>: 500 mgL<sup>-1</sup> IBA; T<sub>7</sub>: 1000 mgL<sup>-1</sup> IBA; T<sub>8</sub>: 1500 mgL<sup>-1</sup> IBA.

#### 4.4 EXPERIMENTO 4: Influência da aplicação de combinações de auxina sintética (ácido naftaleno-acético) e hidróxido de cálcio no enraizamento de *Jasminum mesnyi* em espuma fenólica.

Segundo KÄMPF (2000), valores de pH variam muito entre os substratos mais comuns. Turfas e xaxim apresentam pH extremamente baixos, enquanto substratos como vermiculita e casca de arroz apresentam pH extremamente altos. Valores inadequados de pH podem causar desequilíbrios fisiológicos nos vegetais, afetando a disponibilidade de nutrientes. Em meios com pH abaixo de 5,0 podem aparecer sintomas de deficiência de K, Ca, N, Mg e B. Já em pH acima de 6,5 pode ocorrer deficiência de micronutrientes como Fe, Mn, Zn e Cu.

A espuma fenólica, utilizada como substrato neste experimento, possui pH levemente ácido (pH: 6,0). Como esse substrato permite ajuste de pH de acordo com a cultura utilizada (FLORALATLANTA, 2006), a adição de hidróxido de cálcio à água de hidratação foi realizada em dois dos quatro tratamentos.

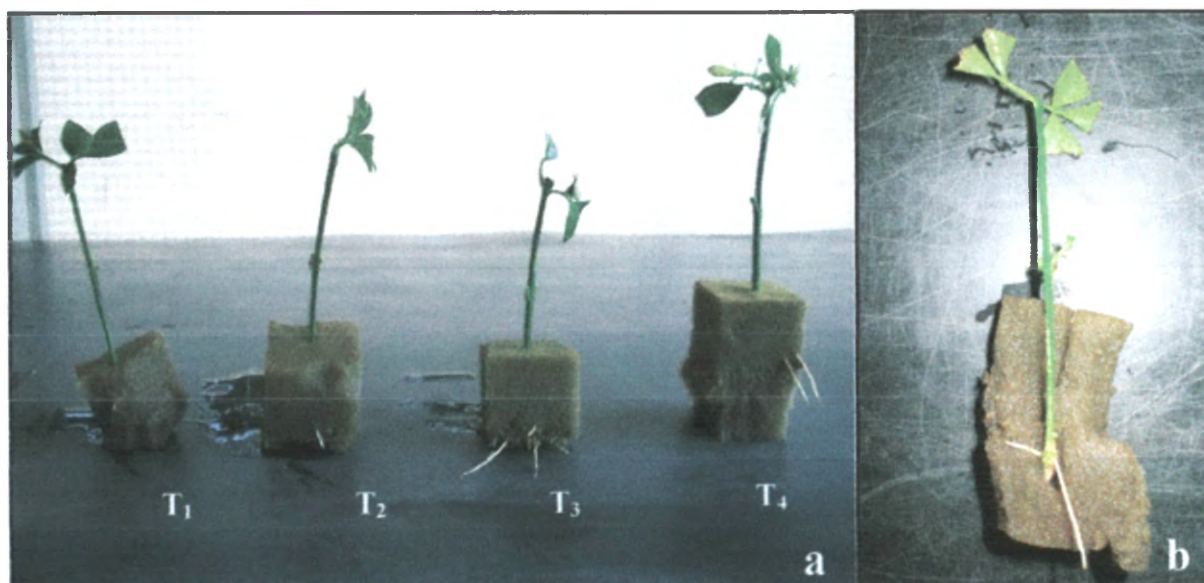
Com relação à variável porcentagem de estacas enraizadas, quando o substrato utilizado foi espuma fenólica hidratada apenas com água ( $T_1$  e  $T_2$ ), se fez necessária a aplicação de NAA na base das estacas de jasmim-amarelo para uma indução estatisticamente significativa (36,5%) do enraizamento, uma vez que diferiu do resultado observado em estacas sem da aplicação de NAA (16,7%). Já quando a espuma fenólica foi hidratada com água + hidróxido de cálcio ( $T_3$  e  $T_4$ ), tratamentos estes que diferiram significativamente da hidratação apenas com água, a aplicação do regulador vegetal não se fez necessária, visto que o tratamento com  $0\text{mgL}^{-1}$  ( $T_3$ ) apresentou 42,7% de enraizamento, ou seja, melhor frente à aplicação de regulador vegetal, que apresentou 29,1% de enraizamento (Tabela 4).

Para a variável porcentagem de estacas com calos, quando o substrato espuma fenólica foi hidratado apenas com água, ( $T_1$  e  $T_2$ ), a aplicação de NAA ( $T_2$ ) se fez necessária, uma vez que apresentou 8,3% de estacas com calos, diferindo significativamente de estacas não submetidas à aplicação de NAA (4,2%). Já quando o substrato espuma fenólica foi hidratado com água + hidróxido de cálcio ( $T_3$  e  $T_4$ ), tratamentos estes que se revelaram diferentes estatisticamente dos tratamentos com hidratação do substrato apenas com água, estacas submetidas à aplicação de NAA apresentaram melhor porcentagem de estacas com calo, sendo esta de 3,1% (Tabela 4).

A porcentagem de estacas vivas que, neste experimento foi superior a 50% nos quatro tratamentos utilizados, quando contou apenas com água para a hidratação do substrato ( $T_1$  e  $T_2$ ), apresentou diferença significativa com relação à aplicação de NAA, sendo que estacas não submetidas a aplicação de NAA apresentaram 76% de sobrevivência, frente a 54,2% de estacas submetidas a tal regulador vegetal. Quando a hidratação da espuma fenólica contou com a adição de hidróxido de cálcio na água ( $T_3$  e  $T_4$ ), tratamentos estes que apresentaram resultados diferentes estatisticamente de estacas plantadas em espuma fenólica hidratada com água apenas ( $T_1$  e  $T_2$ ), estacas submetidas a aplicação de NAA ( $T_4$ ) apresentaram 59,5% de sobrevivência, resultado este significativamente superior ao de estacas que não contaram com esta dose do regulador vegetal ( $T_3$ ).

Quanto à mortalidade de estacas, que neste caso foi inferior a 10% nos quatro tratamentos envolvidos, quando o substrato espuma fenólica não teve a adição de hidróxido de cálcio ( $T_1$  e  $T_2$ ), estacas que não contaram com a aplicação de NAA ( $T_1$ ) apresentaram mortalidade de 3,1%, sendo esta superior estatisticamente da observada em estacas tratadas com NAA (1,0%). Já quando a espuma fenólica teve sua hidratação acrescida de hidróxido de cálcio ( $T_3$  e  $T_4$ ), tratamentos estes que diferiram significativamente dos tratamentos que envolveram espuma fenólica hidratada apenas com água, estacas submetidas à aplicação de NAA ( $T_4$ ) apresentaram 8,3% de mortalidade, diferindo significativamente de estacas não tratadas com NAA ( $T_3$ ), as quais apresentaram mortalidade de 1,0% (Tabela 4).

**FIGURA 14** – ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 4.



**NOTA:** a.  $T_1$ : espuma fenólica hidratada somente com água, ausência de NAA nas estacas;  $T_2$ : espuma fenólica hidratada somente com água, aplicação de  $500 \text{ mgL}^{-1}$  de NAA nas estacas;  $T_3$ : espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, ausência de NAA nas estacas;  $T_4$ : espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, aplicação de  $500 \text{ mgL}^{-1}$  de NAA nas estacas. b. Detalhe de uma estaca de *Jasminum mesnyi* enraizada em espuma fenólica.

**TABELA 4. RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS, COM CALOS, VIVAS E MORTAS.**

		TRATAMENTO DAS ESTACAS							
		EE (%)		EC (%)		EV (%)		EM (%)	
		0 mgL <sup>-1</sup> NAA	500 mgL <sup>-1</sup> NAA	0 mgL <sup>-1</sup> NAA	500 mgL <sup>-1</sup> NAA	0 mgL <sup>-1</sup> NAA	500 mgL <sup>-1</sup> NAA	0 mgL <sup>-1</sup> NAA	500 mgL <sup>-1</sup> NAA
HIDRATAÇÃO DA ESPUMA FENÓLICA	Água	16,7 b B	36,5 a A	4,2 a B	8,3 a A	76,0 a A	54,2 b B	3,1 a A	1,0 b B
	Hidróxido de cálcio	42,7 a A	29,1 b B	2,1 b B	3,1 b A	54,2 b B	59,5 a A	1,0 b B	8,3 a A
C.V.		8,712		14,529		4,778		16,709	

**NOTA:** Médias seguidas por letras distintas minúsculas na VERTICAL e maiúsculas na horizontal. não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; EC: estacas com calos; EV: estacas vivas; EM: estacas mortas.

T<sub>1</sub>: espuma fenólica hidratada somente com água, ausência de NAA nas estacas; T<sub>2</sub>: espuma fenólica hidratada somente com água, aplicação de 500 mgL<sup>-1</sup> de NAA nas estacas; T<sub>3</sub>: espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, ausência de NAA nas estacas; T<sub>4</sub>: espuma fenólica hidratada com hidróxido de cálcio, aplicação de 500 mgL<sup>-1</sup> de NAA nas estacas.

#### 4.5 EXPERIMENTO 5: Influência da aplicação da auxina sintética ácido indolbutírico (IBA) em diferentes diluições alcoólicas no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

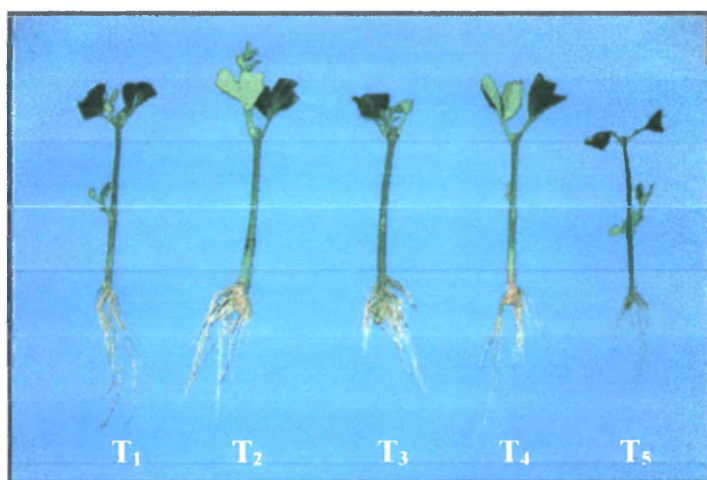
De acordo com HARTMANN et al. (2002), tanto IBA quanto NAA não dissolvem facilmente em água, sendo que se faz necessária a pré-diluição em álcool. O álcool etílico queima menos o tecido dos vegetais quando comparado aos demais solventes. No entanto, segundo BLAZICH e NOVITZKY (1984), algumas espécies de difícil enraizamento não resistem quando submetidas a grandes doses alcoólicas.

Este experimento não apresentou diferença significativa entre os tratamentos com relação às variáveis porcentagem de enraizamento, média de raízes por estaca e porcentagem de estacas vivas. Desta forma, as diferentes diluições de IBA se mostraram indiferentes à sua maior absorção. Como não houve nesse experimento nenhuma estaca morta, tal variável não foi avaliada estatisticamente (Tabela 5). Com relação à variável comprimento médio das raízes, T<sub>2</sub> (500mgL<sup>-1</sup> IBA 20% alcoólico)

apresentou raízes maiores (45,7mm), não diferindo estatisticamente de T<sub>3</sub> (40,7mm), T<sub>4</sub> (44,7mm) e T<sub>5</sub> (44,7mm), diferindo apenas de T<sub>1</sub> (Figura 15).

Já para a variável porcentagem de estacas com calos, apenas T<sub>3</sub> (10,9%) apresentou diferença estatística inferior aos demais tratamentos, sendo considerado significativamente igual apenas a T<sub>4</sub> (20,4%) (Tabela 5).

**FIGURA 15** – ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS REFERENTES AO EXPERIMENTO 5.



NOTA: T<sub>1</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 10% alcoólico – 90% água,  
 T<sub>2</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 20% alcoólico – 80% água.  
 T<sub>3</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 30% alcoólico – 70% água,  
 T<sub>4</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 40% alcoólico – 60% água,  
 T<sub>5</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 50% alcoólico – 50% água.

**TABELA 5.** RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE *Jasminum mesnyi* ENRAIZADAS, NÚMERO E COMPRIMENTO MÉDIO DE RAÍZES POR ESTACA, PORCENTAGEM DE ESTACAS COM CALOS, VIVAS E MORTAS.

Tratamentos	EE (%)	NRE	CRE (mm)	EC (%)	EV (%)	EM (%)
T <sub>1</sub>	67,2 a	10,6 a	35,4 b	25,0 a	7,8 a	0,0
T <sub>2</sub>	62,5 a	17,3 a	45,7 a	21,9 a	15,6 a	0,0
T <sub>3</sub>	75,0 a	16,0 a	40,7 a b	10,9 b	14,1 a	0,0
T <sub>4</sub>	68,7 a	14,9 a	44,7 a b	20,4 a b	10,9 a	0,0
T <sub>5</sub>	65,7 a	11,3 a	44,7 a b	21,9 a	12,4 a	0,0
C.V.(%)	9,446	30,103	10,796	24,761	44,668	-

NOTA: Médias seguidas da mesma letra na coluna não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; NRE: número médio de raízes por estaca; CRE: comprimento médio das três maiores raízes por estaca; EC: estacas com calos; EV: estacas vivas; EM: estacas mortas; C.V.: coeficiente de variação.

T<sub>1</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 10% alcoólico, T<sub>2</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 20% alcoólico, T<sub>3</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 30% alcoólico, T<sub>4</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 40% alcoólico, T<sub>5</sub>: 500mgL<sup>-1</sup> IBA 50% alcoólico.

#### 4.6 EXPERIMENTO 6: Influência do horário de coleta do material vegetal no enraizamento de *Jasminum mesnyi*.

Neste experimento, com relação à variável porcentagem de estacas enraizadas, T<sub>3</sub>, que envolveu coletas de material vegetal ao entardecer (19h) apresentou maior porcentagem de estacas enraizadas, diferindo apenas de T<sub>1</sub> (87,0%). Estacas coletadas ao entardecer (T<sub>3</sub>) também apresentaram melhor desempenho na variável comprimento médio das raízes (71,5mm), diferindo significativamente dos demais tratamentos. A variável número médio de raízes por estaca não apresentou diferença significativa entre os tratamentos (Figura 16).

Quanto às variáveis porcentagem de estacas vivas e mortas, estacas coletadas ao amanhecer (T<sub>1</sub>) apresentaram as melhores médias, diferindo em ambos os casos apenas de T<sub>3</sub> (estacas coletadas ao entardecer), uma vez que estacas coletadas ao final do dia (T<sub>3</sub>) apresentaram maior porcentagem de enraizamento (Tabela 6).

Segundo RAVEN et al. (2001), a velocidade de evaporação da água nos vegetais dobra a cada aumento de 10°C na temperatura. Próximo ao meio-dia, a desidratação da planta é bastante aumentada, podendo ser extremamente danosa ao vegetal quando em excesso. Além disso, a temperatura tem importante função regulatória no metabolismo dos vegetais, sendo de sua responsabilidade a manutenção e sobrevivência de folhas, gemas e ramos (BERTOLOTTI; GONÇALVES, 1980).

O estresse hídrico controlado, muitas vezes pode ser benéfico para a reserva das plantas. Em *Eucalyptus*, o déficit hídrico aumentou o enraizamento. Em estudos envolvendo estacas de ervilha e cacau, as quais haviam permanecido sob estresse hídrico, houve diminuição do enraizamento (HARTMANN et al., 2002).

**FIGURA 16 - ESTACAS ENRAIZADAS DE *Jasminum mesnyi* REFERENTES AO EXPERIMENTO 6.**



NOTA: T<sub>1</sub>: coleta pela manhã (8h), T<sub>2</sub>: coleta ao meio dia (12h), T<sub>3</sub>: coleta ao entardecer (19h).

**TABELA 6. RESULTADOS DAS MÉDIAS PARA PORCENTAGEM DE ESTACAS DE JASMIM-AMARELO ENRAIZADAS, NÚMERO E COMPRIMENTO MÉDIO DE RAÍZES POR ESTACA, PORCENTAGEM DE ESTACAS VIVAS E MORTAS.**

Tratamentos	EE (%)	NRE	CRE (mm)	EV (%)	EM (%)
T <sub>1</sub> : 8h	87,0 b	22,7 a	53,3 c	5,0 a	8,0 a
T <sub>2</sub> : 12h	93,5 a b	21,4 a	64,0 b	2,5 a b	4,0 a b
T <sub>3</sub> : 19h	98,5 a	23,7 a	71,5 a	1,0 b	0,5 b
C.V.(%)	4,443	10,586	5,950	46,318	59,866

NOTA: Médias seguidas da mesma letra na coluna não apresentam diferença estatística pelo teste de Tukey ao nível de 5% de probabilidade.

EE: estacas enraizadas; NRE: número médio de raízes por estaca; CRE: comprimento médio das três maiores raízes por estaca; EV: estacas vivas; EM: estacas mortas; C.V.: coeficiente de variação.

## 5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

No Experimento 2, o qual envolveu teste de três substratos, entre eles vermiculita (T<sub>1</sub>), CAC (T<sub>2</sub>) e coxim (T<sub>3</sub>), observou-se que estacas plantadas em vermiculita apresentaram a pior porcentagem de estacas enraizadas (60,5%), bem como melhor porcentagem de estacas com calos (20,0%) e estacas vivas (14,5%).

Se compararmos esses resultados aos obtidos no Experimento 6, o qual apresentou porcentagens de enraizamento relativamente altas (acima de 85%) e também contou com a vermiculita como substrato, pode-se sugerir que se as estacas plantadas em vermiculita (Experimento 2) permanecessem no leito de enraizamento por um período maior, como foi o caso do Experimento 6, que teve sua permanência aumentada em nove dias, elas poderiam apresentar porcentagem de enraizamento maior. Tal sugestão pode ainda ser amparada pelo fato de que ao longo dos experimentos observou-se que estacas com calos, se mantidas em tubetes por um período maior, acabavam por enraizar. Dessa forma, o substrato vermiculita poderia inclusive se configurar como o melhor substrato para a propagação de *Jasminum mesnyi*, desde que o aumento do tempo de permanência das estacas no leito de enraizamento não resultasse em prejuízos ao produtor.

O local em que as coletas do material vegetal utilizado nos experimentos foram realizadas, embora não podendo ser considerado um local com solo apropriado, uma vez que o mesmo se apresenta bastante compactado, formado basicamente por argila, acaba sendo benéfico no sentido de evitar que as plantas-matrizes percam seu suprimento de água rapidamente. Desta forma, as plantas em questão dificilmente se encontravam em déficit hídrico, não havendo, portanto, diferença nos níveis de água do material vegetal coletado em diferentes horários, podendo este fato esclarecer os resultados obtidos no Experimento 6.

Outro fato que pôde ser observado ao longo dos experimentos foi a mudança dos substratos utilizados em cada um deles. Primeiramente (Experimento 1) utilizou-se a vermiculita, uma vez que a intenção era apenas avaliar a influência do tamanho das estacas no enraizamento da espécie. No Experimento 2, o qual envolveu teste de três

substratos, entre eles vermiculita, CAC e coxim, os resultados foram favoráveis tanto na CAC quanto no coxim, estes não apresentando diferenças significativas entre seus resultados. A partir de então, optou-se pela utilização da CAC, que no momento era o substrato de maior disponibilidade no laboratório, sendo esta utilizada no Experimento 3. Devido a um transtorno ocorrido ao longo dos experimentos, o substrato foi novamente alterado, visto que o fardo de CAC que estava sendo utilizado encontrava-se contaminado, podendo oferecer prejuízos aos experimentos futuros. Deste modo, optou-se desta vez pela vermiculita (Experimentos 5 e 6).

## 6 CONCLUSÕES

Nas condições em que o presente estudo foi desenvolvido, pode-se concluir que, para *Jasminum mesnyi*:

- A espécie pode ser considerada de fácil enraizamento;
- Estacas com 10cm foram as que melhor responderam ao enraizamento;
- Os substratos mais indicados para a estaquia são a casca de arroz carbonizada e a fibra de casca de coco;
- A vermiculita também pode ser utilizada;
- A aplicação de reguladores vegetais é desnecessária para a indução radicial das estacas;
- Para o uso do substrato espuma fenólica, se este for hidratado somente com água, se faz necessário a aplicação de NAA nas estacas, enquanto que se for utilizada hidratação com adição de hidróxido de cálcio, a aplicação de NAA nas estacas é desnecessária;
- As diferentes diluições alcoólicas de IBA não influenciaram no enraizamento;
- A coleta das estacas pode ser realizada em qualquer horário do dia.

## REFERÊNCIAS\*

- ALFENAS, A.C.; ZAUZA, E. A. V.; MAFIA, R. G.; ASSIS, T.F. **Clonagem e doenças do Eucalipto**. Viçosa: UFV, 2004. 442p.
- ALVARENGA, L. R.; CARVALHO, V. D. Uso de substâncias promotoras de enraizamento de estacas frutíferas. **Informe agropecuário**, Belo Horizonte, v.9, n.101, p. 47-55, 1983.
- BERTOLOTI, G.; GONÇALVES, A. N. **Enraizamento de estacas: especificações técnicas para construção do módulo propagação**. Piracicaba: IPEF (Circular técnica, 1994), 1980, 8p.
- BLAZICH, F. A.; NOVITZKY, R. T. In vitro propagation of *Sansevieria trifasciata*. **HortScience**, St. Joseph, v. 19, p. 122-123, 1984.
- BOLIANI, A. C.; SAMPAIO, V. R. Efeitos do estiolamento basal e do uso de ácido indol-butírico no enraizamento de estacas de nespereira (*Eriobotrya japonica* Lindley). **Cultura Agrônômica**, Ilha Solteira, v.7, n. 1, p. 51-63, 1998.
- CÁCERES, J. M. S. L. **Los Jazmines cultivados em España**. Disponível em: <<http://www.arbolesornamentales.com/Jasminum.htm>> Acesso em 26 mar.2006, 14h45min.
- CALDWELL, J. D.; COSTON, D. C.; BROCK, K. H. Rooting of semihardwood "Hayward" kiwifruit cuttings. **Hortscience**, St. Joseph, v. 23, p. 714-717, 1988.
- CARRIJO, O.A.; LIZ, R.S. de; MAKISHIMA, N. Fibra da casca do coco verde como substrato agrícola. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.20, p.533-535, 2002.
- CASA E CIA ARQUITETURA. **Trepadeiras**. Disponível em: <<http://www.casaecia.arq.br/trepadeiras8.htm>> Acesso em 21 out.2006, 17h22min.
- CHRISTMAN, S. **Floridata: *Jasminum mesnyi***. Disponível em: <[http://www.floridata.com/ref/J/jasm\\_mes.cfm](http://www.floridata.com/ref/J/jasm_mes.cfm)> Acesso em 21 out. 2006, 15h33min.
- CUQUEL, F. L.; MINAMI, K.; Enraizamento de estacas de crisântemo *Dendranthema morifolium* (Ramat.) Tzvelev] tratadas com ácido indolbutírico veiculado em talco, **Scientia Agrícola**, Piracicaba, v. 51, p. 28-35, 1994.

---

\*Normas:

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ. Sistema de Bibliotecas. **Normas para apresentação de trabalhos**. CURITIBA, 2000. pt. 6: Referências.

EDMOND, J. B.; SENN, T. L.; ANDREWS, F. S.; HALFACRE, R. G. **Fundamentals of horticulture**. 4 ed. New York: McGraw-Hill, 1957. p.197-208.

ERNEST, A. A.; HOLTZHAUSEN, L. C. **Callus development a possible aid in rooting avocado cuttings**. S. Afr. Avocado Grower's asso. Yrb. V. 10, p. 39-41, 1997.

FACHINELLO, J. C.; HOFFMANN, A.; NACHTGAL, J. C. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. Pelotas: UFPEL, 1994. 179 p.

FLORAL ATLANTA. **Green-up**. Disponível em: [http://www.floralatlanta.com.br/prod\\_green.asp](http://www.floralatlanta.com.br/prod_green.asp) Acesso em 5 nov. 2006, 14h21min.

GEOCITIES. **Quem são os beija-flores?** Disponível em: <http://br.geocities.com/beijafloronline/conteudo.htm> Acesso em 26 mar.2006, 16h10min.

HARTMANN, H. T.; KESTER, D. E.; DAVEIS, JR. F. T.; GENEVE, R. L. **Plant Propagation: Principles and Practices**. New Jersey: Prentice-Hall, 2002. 880 p.

HINOJOSA, G. F.; Auxinas. In: CID, L. P. B. (Ed.) **Introdução aos hormônios vegetais**. Brasília: Embrapa, 2000. p. 15-53.

JANICK, J. **A ciência da horticultura**. Rio de Janeiro: Freitas Bastos, 1966. 485p.

KÄMPF, A.N. **Produção comercial de plantas ornamentais**. Guaíba: Agropecuária, 2000. 254p.

KÄMPF, A.N. **Seleção de materiais para uso como substrato**. In: KÄMPF, A.N.; FERMINO, M.H. (Ed.). **Substratos para plantas: a base da produção vegetal em recipientes**. Porto Alegre: Gênese, 2000. p.139-145.

KUDREV, T. G. **Água: Vida das plantas**. São Paulo: Editora Ícone, 1994. 178p.

LOPES, L.; BARBOSA, J. **Propagação de plantas ornamentais**. Viçosa: Ed.UFV, 2004, 46 p.

LOPES, P.M.F.; SÃO JOSÉ, A.R.; MORAIS, O.M. Efeito do comprimento das estacas no enraizamento de limeira ácida 'Taípe' (*Citrus latifolia* TAN.). **Revista Brasileira de Fruticultura**, Cruz das Almas, v.15, n.1, p.225-227, 1993.

LORENZI, H., SOUZA, H.M. **Plantas ornamentais do Brasil: Arbustivas, Herbáceas e Trepadeiras**. 2 ed. Nova Odessa: Ed. Plantarum, 1999. 818p.

MAHLSTEDE, J. P.; HABER, E. S. **Growth substances and propagation**. New York: John Wiley, cap. 14, p. 229-238, 1957

MINISTÉRIO DA CIÊNCIA E TECNOLOGIA. **Sistema brasileiro de respostas técnicas**. Disponível em: <<http://www.sbirt.ibict.br/upload/sbirt709.pdf>> Acesso em 23 out. 2006, 19h21min.

NORBERTO, P. M. Efeito da época de estaquia e do AIB no Enraizamento de estacas de Figueira (*Ficus carica* L.), **Ciência e Agrotecnica**, v.25, n.3, p. 533-541, maio/jun., 2001.

NORDSTRÖM, A. C.; JACOB, F. A.; ELIASSON, L. Effect of exogenous indole-3-acetic acid and indole-3-butyric acid internal levels of the respective auxins and their conjugation with aspartic acid adventitious root formation in pea cuttings, **Plant Physiology** (Rockville), v. 96, p. 856-61, 1991.

PAIVA, H. N.; GOMES, J. M. **Propagação vegetativa de espécies florestais**. 3 ed. Viçosa: UFV, 2005. 46p.

RAVEN, P.; EVERT, R. F.; EICHHORN, S. E. **Biologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001, v. 6., 2001, 906p.

READ, P. E.; YANG, G. Plant growth regulator effects on Rooting of forced softwood cuttings. **Acta Horticulturae**, Wageningen, v. 300, p. 197-200, 1991.

RIKALA, R. **Production and quality requirements of forest tree seedlings in Finland**. Suonenjoki, Finland: Finnish Forest Research Station, 1994, 7p.

SHIMOYA, C.; GOMIDE, C. J. Desenvolvimento anatômico da raiz adventícia em estacas de figueira (*Ficus carica* L.). **Revista Ceres**, Viçosa, v. 16, p. 41-56, 1969.

SILVEIRA, E.B.; RODRIGUES, V.J.L.B.; GOMES, A.M.A.; MARIANO, R.L.R.; MESQUITA, J.C.P. Pó de coco como substrato para produção de mudas de tomateiro. **Horticultura Brasileira**, Brasília, v.20, p.211-216, 2002.

TAKEYOSHI, N.I.; ANRAKI, R.N.; MINAMI, K.; LIMA, A.M.L.P. **Efeitos de diversos substratos no enraizamento de estacas de *Chrysanthemum morifolium* cv. Polares**. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE FLORICULTURA E PLANTAS ORNAMENTAIS; 1., Rio de Janeiro, 1983. p.137-142. Anais.

TOFANELLI, M. B. D. **Enraizamento de estacas lenhosas e semilenhosas de cultivares de pessegueiro em diferentes concentrações de ácido indolbutírico**. 1999. 87f. Dissertação (Mestrado em Agronomia) – Universidade Federal de Lavras, Lavras, 1999.

WEAVER, R.J. Rooting and propagation In: **Plant growth substances in agriculture**. San Francisco, Freeman, cap. 5, p. 118-145, 1972.

WENDLING, I.; GATTO, A.; PAIVA, H.N. et al. **Substratos, adubação e irrigação na produção de mudas**. Viçosa: Ed. Aprenda Fácil, 2002. 166p.

WIKIPÉDIA, A ENCICLOPÉDIA LIVRE. **Jasminum**. Disponível em: <<http://pt.wikipedia.org/wiki/Jasminum>> Acesso em 20 out. 2006, 15h36min.

ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; RODRIGUES, J. D. **Estaquia**: Uma abordagem dos principais aspectos fisiológicos. 1 ed. Curitiba, 2001. 39p.

ZUFFELLATO-RIBAS, K. C.; CARPANEZZI, A. A.; TAVAREA, F. R.; KOEHLER, H. S.; DUCAT, C. R. M.; Enraizamento de estacas de amorinha-branca (*Rubus imperialis* Cham. & Schlecht.) submetidas a tratamentos com auxinas sintéticas. **Cultura Agrônômica**, Ilha Solteira, v.11, n.1, p.67-80, 2002.

APÊNDICE 1 – QUADROS DE ANÁLISE ESTATÍSTICA (TESTE DE F)  
RELATIVOS AO EXPERIMENTO 4.

Fator 1 = APLICAÇÃO DE HIDRÓXIDO DE CÁLCIO NO SUBSTRATO.

Fator 2 = APLICAÇÃO DE NAA NAS ESTACAS.

VARIÁVEL: PORCENTAGEM DE ESTACAS ENRAIZADAS

QUADRO DE ANÁLISE

F.V.	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Fator1(F1)	1	347.82250	347.82250	46.8816 **
Fator2(F2)	1	39.06250	39.06250	5.2651 *
Int. F1xF2	1	1112.22250	1112.22250	149.9121 **
Resíduo	12	89.03000	7.41917	
Total	15	1588.13750		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade (p-valor < .01)

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade (p-valor < .05)

ns não significativo (p-valor >= .05)

VARIÁVEL: PORCENTAGEM DE ESTACAS VIVAS

QUADRO DE ANÁLISE

F.V.	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Fator1(F1)	1	273.90250	273.90250	32.2776 **
Fator2(F2)	1	273.90250	273.90250	32.2776 **
Int. F1xF2	1	731.70250	731.70250	86.2264 **
Resíduo	12	101.83000	8.48583	
Total	15	1381.33750		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade (p-valor < .01)

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade (p-valor < .05)

ns não significativo (p-valor >= .05)

## VARIÁVEL: PORCENTAGEM DE ESTACAS MORTAS

## QUADRO DE ANÁLISE

F.V.	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Fator1(F1)	1	27.04000	27.04000	86.2979 **
Fator2(F2)	1	27.04000	27.04000	86.2979 **
Int. F1xF2	1	88.36000	88.36000	282.0000 **
Resíduo	12	3.76000	0.31333	
Total	15	146.20000		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade (p-valor < .01)

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade (p-valor < .05)

ns não significativo (p-valor >= .05)

## VARIÁVEL: PORCENTAGEM DE ESTACAS COM CALOS

## QUADRO DE ANÁLISE

F.V.	G.L.	S.Q.	Q.M.	F
Fator1(F1)	1	53.29000	53.29000	128.9274 **
Fator2(F2)	1	26.01000	26.01000	62.9274 **
Int. F1xF2	1	9.61000	9.61000	23.2500 **
Resíduo	12	4.96000	0.41333	
Total	15	93.87000		

\*\* significativo ao nível de 1% de probabilidade (p-valor < .01)

\* significativo ao nível de 5% de probabilidade (p-valor < .05)

ns não significativo (p-valor >= .05)