

# Agrobiodiversidade Manejo e Produção Sustentável

Volume II

Cleberton Correia Santos | org.



  
Pantanal Editora

2022

**Cleberton Correia Santos**  
Organizador

**Agrobiodiversidade**  
**Manejo e Produção Sustentável**  
**Volume II**



Pantanal Editora

2022

Copyright© Pantanal Editora

**Editor Chefe:** Prof. Dr. Alan Mario Zuffo

**Editores Executivos:** Prof. Dr. Jorge González Aguilera e Prof. Dr. Bruno Rodrigues de Oliveira

**Diagramação:** A editora. **Diagramação e Arte:** A editora. **Imagens de capa e contracapa:** Canva.com. **Revisão:** O(s) autor(es), organizador(es) e a editora.

### Conselho Editorial

#### Grau acadêmico e Nome

Prof. Dr. Adaylson Wagner Sousa de Vasconcelos  
Profa. MSc. Adriana Flávia Neu  
Profa. Dra. Allys Ferrer Dubois  
Prof. Dr. Antonio Gasparetto Júnior  
Profa. MSc. Aris Verdecia Peña  
Profa. Arisleidis Chapman Verdecia  
Prof. Dr. Arinaldo Pereira da Silva  
Prof. Dr. Bruno Gomes de Araújo  
Prof. Dr. Caio Cesar Enside de Abreu  
Prof. Dr. Carlos Nick  
Prof. Dr. Claudio Silveira Maia  
Prof. Dr. Cleberton Correia Santos  
Prof. Dr. Cristiano Pereira da Silva  
Profa. Ma. Dayse Rodrigues dos Santos  
Prof. MSc. David Chacon Alvarez  
Prof. Dr. Denis Silva Nogueira  
Profa. Dra. Denise Silva Nogueira  
Profa. Dra. Dennyura Oliveira Galvão  
Prof. Dr. Elias Rocha Gonçalves  
Prof. Me. Ernane Rosa Martins  
Prof. Dr. Fábio Steiner  
Prof. Dr. Fabiano dos Santos Souza  
Prof. Dr. Gabriel Andres Tafur Gomez  
Prof. Dr. Hebert Hernán Soto Gonzáles  
Prof. Dr. Hudson do Vale de Oliveira  
Prof. MSc. Javier Revilla Armesto  
Prof. MSc. João Camilo Sevilla  
Prof. Dr. José Luis Soto Gonzales  
Prof. Dr. Julio Cezar Uzinski  
Prof. MSc. Lucas R. Oliveira  
Profa. Dra. Keyla Christina Almeida Portela  
Prof. Dr. Leandro Argentel-Martínez  
Profa. MSc. Lidiene Jaqueline de Souza Costa Marchesan  
Prof. Dr. Marco Aurélio Kistemann  
Prof. MSc. Marcos Pisarski Júnior  
Prof. Dr. Marcos Pereira dos Santos  
Prof. Dr. Mario Rodrigo Esparza Mantilla  
Profa. MSc. Mary Jose Almeida Pereira  
Profa. MSc. Núbia Flávia Oliveira Mendes  
Profa. MSc. Nila Luciana Vilhena Madureira  
Profa. Dra. Patrícia Maurer  
Profa. Dra. Queila Pahim da Silva  
Prof. Dr. Rafael Chapman Auty  
Prof. Dr. Rafael Felipe Ratke  
Prof. Dr. Raphael Reis da Silva  
Prof. Dr. Renato Jaqueto Goes  
Prof. Dr. Ricardo Alves de Araújo (*In Memoriam*)  
Profa. Dra. Sylvana Karla da Silva de Lemos Santos  
MSc. Tayronne de Almeida Rodrigues  
Prof. Dr. Wéverson Lima Fonseca  
Prof. MSc. Wesclen Vilar Nogueira  
Profa. Dra. Yilan Fung Boix  
Prof. Dr. Willian Douglas Guilherme

#### Instituição

OAB/PB  
Mun. Faxinal Soturno e Tupanciretã  
UO (Cuba)  
IF SUDESTE MG  
Facultad de Medicina (Cuba)  
ISCM (Cuba)  
UFESSPA  
UEA  
UNEMAT  
UFV  
AJES  
UFGD  
UEMS  
IFPA  
UNICENTRO  
IFMT  
UFMG  
URCA  
ISEPAM-FAETEC  
IFG  
UEMS  
UFF  
(Colômbia)  
UNAM (Peru)  
IFRR  
UCG (México)  
Mun. Rio de Janeiro  
UNMSM (Peru)  
UFMT  
Mun. de Chap. do Sul  
IFPR  
Tec-NM (México)  
Consultório em Santa Maria  
UFJF  
UEG  
FAQ  
UNAM (Peru)  
SEDUC/PA  
IFB  
IFPA  
UNIPAMPA  
IFB  
UO (Cuba)  
UFMS  
UFPI  
UFG  
UEMA  
IFB  
UFPI  
FURG  
UO (Cuba)  
UFT

Conselho Técnico Científico  
- Esp. Joacir Mário Zuffo Júnior  
- Esp. Maurício Amormino Júnior  
- Lda. Rosalina Eufrausino Lustosa Zuffo

Ficha Catalográfica

<b>Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)</b> <b>(eDOC BRASIL, Belo Horizonte/MG)</b>	
A281	Agrobiodiversidade [livro eletrônico] : manejo e produção sustentável: volume II / Organizador Cleberton Correia Santos. – Nova Xavantina, MT: Pantanal, 2022. 156p.; il.  Formato: PDF Requisitos de sistema: Adobe Acrobat Reader Modo de acesso: World Wide Web Inclui bibliografia ISBN 978-65-81460-67-9 DOI <a href="https://doi.org/10.46420/9786581460679">https://doi.org/10.46420/9786581460679</a>  1. Agrobiodiversidade. 2. Ecologia agrícola. 3. Sustentabilidade. I. Santos, Cleberton Correia.  CDD 333.953
<b>Elaborado por Maurício Amormino Júnior – CRB6/2422</b>	



Nossos e-books são de acesso público e gratuito e seu download e compartilhamento são permitidos, mas solicitamos que sejam dados os devidos créditos à Pantanal Editora e também aos organizadores e autores. Entretanto, não é permitida a utilização dos e-books para fins comerciais, exceto com autorização expressa dos autores com a concordância da Pantanal Editora.

**Pantanal Editora**

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000.  
Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil.  
Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp).  
<https://www.editorapantanal.com.br>  
[contato@editorapantanal.com.br](mailto:contato@editorapantanal.com.br)

## **Apresentação**

O e-book “Agrobiodiversidade: Manejo e Produção Sustentável – Volume II” de publicação da Pantanal Editora, apresenta, em seus 13 capítulos, estudos no âmbito agrônômico que direcionam para a sustentabilidade dos sistemas de produção por meio de técnicas baseadas numa ótica holística, objetivando-se o manejo dos recursos naturais renováveis, uma produção vegetal ambientalmente amigável e a qualidade de vida da população.

Considerando os padrões ambientais emergentes e panorama mundial pela busca por alimentos saudáveis associados a sustentabilidade dos agroecossistemas, o e-book tem como propósito a difusão de informações por meio de revisão de literatura, trabalhos técnico-científicos e/ou relatos de experiências que contribuam acerca do manejo da agrobiodiversidade.

Os capítulos são compostos por trabalhos sobre propagação de plantas medicinais, olerícolas, frutíferas e ornamentais, impactos das mudanças climáticas na agricultura e gestão florestal, uso de resíduos sólidos na produção de mudas, manejo da fertilidade do solo, silício na indução da resistência de plantas e discussões sobre a problemática dos recursos hídricos.

Aos autores pela dedicação para o desenvolvimento dos trabalhos aqui apresentados, que serão bases norteadoras para outras pesquisas que fortaleçam a agricultura sustentável e promovam o desenvolvimento rural e conservação dos recursos naturais, os agradecimentos do Organizador.

Por meio desta obra, esperamos contribuir no processo de ensino-aprendizagem e reflexões sobre a aplicabilidade de práticas agrônômicas que promovam o manejo da agrobiodiversidade e o desenvolvimento rural sustentável.

Ótima leitura!!!

**Cleberton Correia Santos**


## Sumário

<b>Apresentação</b>	<b>4</b>
<b>Capítulo 1</b>	<b>6</b>
Propagação vegetativa de plantas medicinais por estaquia caular	6
<b>Capítulo 2</b>	<b>31</b>
Propagação vegetativa de plantas ornamentais: estaquia e micropropagação	31
<b>Capítulo 3</b>	<b>49</b>
Biossólido vermicompostado e resíduo vegetal no crescimento, vigor e manutenção de banco de mudas de araçá	49
<b>Capítulo 4</b>	<b>65</b>
Espécies frutíferas propagadas assexuadamente por estaquia	65
<b>Capítulo 5</b>	<b>79</b>
Propagação de alface e tomate: relato de experiência na avaliação de crescimento de cultivares e uso de enraizadores em estacas	79
<b>Capítulo 6</b>	<b>90</b>
Fontes alternativas de auxinas para enraizamento de estacas frutíferas	90
<b>Capítulo 7</b>	<b>105</b>
Produção de mudas de hortaliças propagadas em bandejas de isopor e polietileno	105
<b>Capítulo 8</b>	<b>114</b>
Enraizador e substratos na propagação por estaquia de amora-preta cv. Tupy	114
<b>Capítulo 9</b>	<b>121</b>
Calagem em solo com diferentes teores de argila: um estudo de caso na região de Campo Novo do Parecis – MT	121
<b>Capítulo 10</b>	<b>132</b>
O silício no manejo de estresses bióticos e abióticos	132
<b>Capítulo 11</b>	<b>147</b>
A problemática da água no distrito de ideal município de Aracoiaba – CE	147
<b>Índice Remissivo</b>	<b>155</b>
<b>Sobre o organizador</b>	<b>156</b>


# Propagação vegetativa de plantas ornamentais: estaquia e micropropagação

Recebido em: 15/10/2022

Aceito em: 08/11/2022

 10.46420/9786581460679cap2


Vanda Maria de Aquino Figueiredo<sup>1</sup> 


Jéssica Aline Linné<sup>1\*</sup> 

Juliana Milene Silverio<sup>1</sup> 

Thainá Caroline Casavechia de Oliveira<sup>1</sup> 

Wallas Matos Cerqueira<sup>1</sup> 

João Lucas da Costa Santos de Almeida<sup>1</sup> 

Cleberton Correia Santos<sup>1</sup> 

Silvana de Paula Quintão Scalon<sup>1</sup> 

## INTRODUÇÃO

Uma das principais atividades que geram ocupação e emprego é a produção de flores e plantas ornamentais, tendo rendimento em pequenas áreas e trazendo retorno econômico aos produtores e, especialmente, incorporando importante parcela do trabalho feminino rural, o que acarreta em expansão das regiões produtoras (Junqueira; Peetz, 2014).

No caso dos pequenos agricultores, localizados distantes dos grandes polos produtores, cujos produtos geralmente são destinados ao mercado local ou regional, a autossuficiência na produção de mudas ornamentais é especialmente importante, sendo essa demanda por mudas interessante do ponto de vista econômico, visto que vem a incentivar o surgimento de viveiros especializados na propagação dessas espécies (Senar, 2018a).

A cadeia de plantas ornamentais é extremamente dinâmica e por isso requer constantemente ações de inovações em produtos e serviços para melhor atender à demanda do mercado por novidades, qualidade e preços competitivos (Oliveira et al., 2021). Pensando na obtenção de plantas ornamentais de boa qualidade e que atendam às exigências do mercado consumidor, após a escolha da espécie a ser produzida, todos os passos seguintes terão influência determinante sobre a qualidade do produto final, iniciando com a propagação, que deve utilizar as técnicas mais adequadas para a espécie além de utilizar plantas matrizes com características ideais (Grolli, 2008; Oliveira et al., 2021).

De acordo com Kampf (2005) há duas formas para propagação de plantas ornamentais, de forma sexuada, ou seja, através de sementes, onde a variabilidade entre as mudas é maior, e a forma assexuada,

---

<sup>1</sup> Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados, MS, Brasil.  
Faculdade de Ciências Agrárias

\* Autor(a) correspondente: [jessica.aline.linne@gmail.com](mailto:jessica.aline.linne@gmail.com)

que se dá principalmente através da estaquia, técnica vantajosa por acelerar a formação de mudas idênticas à planta matriz. A estaquia é realizada preferencialmente com estacas retiradas após a fase de florescimento da planta ou durante o período de repouso vegetativo, com estacas variando de acordo com o órgão de origem (caule, folha ou raiz), a posição da planta (basal, intermediária ou apical) e a consistência do tecido (lenhosa, semilenhosa e herbácea) (Senar, 2018a).

Outra técnica de reprodução não seminal que vem ganhando cada vez mais espaço devido a produção de um número elevado de mudas em um curto espaço de tempo e lugar é a micropropagação, técnica de cultura de tecidos e órgãos vegetais *in vitro* que possibilita propagar vegetativamente ou clonar genótipos de interesse, representando uma alternativa para a multiplicação de plantas que apresentam dificuldades de reprodução sexuada, ou quando as aplicações dos métodos convencionais de propagação vegetativa não se tornam viáveis (Mantovani et al., 2008).

Diante do exposto, este trabalho tem como objetivo reunir pesquisas que envolvam a propagação vegetativa de espécies ornamentais, dando ênfase as técnicas de estaquia e micropropagação, a fim de apresentar conceitos e aplicações dos métodos.

## **PROPAGAÇÃO VEGETATIVA DE ORNAMENTAIS**

Caracterizado por proporcionar a obtenção de lotes de plantas bastante uniformes e produtivos, a propagação vegetativa é o método que utiliza partes das plantas, que não sejam as sementes com a finalidade de produzir novas mudas, permitindo assim rapidez na produção da muda, reprodução fiel da planta-mãe, possibilidade da multiplicação de plantas que não florescem por motivos de adaptação e de plantas cujas sementes são estéreis além de uma maior precocidade das plantas produzidas (Grolli, 2008).

O método é fundamentado no princípio da totipotência, que é a capacidade que uma célula diferenciada tem de se desdiferenciar e retornar ao estado meristemático, dando origem a qualquer órgão vegetal (Hartmann et al., 2018). Em ornamentais, a aplicação de técnicas de propagação vegetativa são especialmente úteis devido à possibilidade da fiel reprodução da planta mãe, além de reduzir o período de juvenildade de espécies com interesse nas flores. Dentre as técnicas de propagação vegetativa de plantas mais comuns, temos a estaquia e a micropropagação, sendo a escolha da técnica tomada considerando diversos fatores, principalmente a espécie (Wendling et al., 2003).

A propagação não-seminal, ou seja, aquela realizada através de partes vegetativas, independente da semente, é uma alternativa para multiplicação de espécies que possuem pouca ou nenhuma semente. No quadro 1 estão reunidas diversas espécies ornamentais propagadas de forma não-seminal.



**Quadro 1.** Espécies ornamentais com propagação não-seminal.

Categoria	Espécie	Nome comum
Flor	<i>Gladiolus hortulanus</i>	Palma-de-santa-rita
	<i>Scadoxus multiflorus</i>	Estrela de natal; Coroa imperial; lírio-sangu-salmão
	<i>Tulipa L.</i>	Tulipa
	<i>Rosa ssp.</i>	Rosa
Arbusto	<i>Ananas lucidus</i> Miller	Abacaxi ornamental
	<i>Dracaena arborea</i>	Dracena arbórea
	<i>Hydrangea macrophylla</i>	Hortênsia
	<i>Dahlia pinnata</i>	Dália
	<i>Nephrolepis</i> spp.	Samambaia
Árvore	<i>Rhododendron</i> spp.	Azaléia arbórea
	<i>Bougainvillea glabra</i>	Primavera; Três marias
	<i>Nerium oleander L.</i>	Espirradeira
Suculenta	<i>Echeveria lilacina</i> Kimn. & Moran	Rosa-de-pedra
	<i>Schlumbergera truncata</i> (Haw)	Flor de maio; Cacto de natal; Cacto de páscoa
	<i>Melocactus babiensis</i>	Coroa de frade
	<i>Kalanchoe daigremontiana</i>	Aranto; Mãe de milhares

### Estaquia

A estaquia é o processo de multiplicação, no qual pequenas porções da planta são postas sob condições que favorecem o enraizamento, formando uma nova planta (Senar, 2018b). De acordo com Grolli (2008) este é um dos processos mais utilizados em razão do grande aproveitamento da planta matriz, onde as estacas podem ser retiradas das mais variadas partes das plantas, como ramos, caules, folhas e raízes (Figura 1). O preparo da estaca vai depender do tipo escolhido. Na figura 1 é possível observar a confecção de estaca caulinar. Estas devem conter partes do caule com duas ou mais gemas. O corte do ramo deve ser feito em bisel, para favorecer o enraizamento e evitar doenças (Senar, 2018b).



**Figura 1.** Confeção de estacas de ramos. Fonte: Senar (2018b).

O processo, embasado na totipotencialidade dos tecidos, onde os mesmos se regeneram pelo processo de divisão celular, é caracterizado como o que possui maior facilidade de ser executado além de também ser a mais rápida das técnicas, sendo empregada e recomendada em espécies com maior facilidade para formação de raízes adventícias (Gomes et al., 2015; Hartmann et al., 2018).

O enraizamento, neste processo de propagação, é dependente de muitos fatores, tanto internos quanto externos, entre eles a condição nutricional e fitossanitária da planta matriz, o potencial genético, o balanço hormonal, a época de realização da coleta do material, a temperatura e umidade (Hartmann et al., 2018). O desenvolvimento estrutural da planta também se dá por diferentes formas, podendo as vias de morfogênese ser de três tipos: proliferação de gemas axilares, indução de gemas adventícias por organogênese (direta ou indireta) e embriogênese somática (direta ou indireta) (Grattapaglia; Machado, 1998; Moraes, 2012; Anjos, 2013).

De acordo com esses mesmos autores, a primeira consiste no isolamento de órgãos meristemáticos já existentes (gemas axilares), os quais são estimulados a crescer com o uso de reguladores vegetais, assim são formados aglomerados de partes aéreas que, por sua vez, sofrerão novas divisões celulares e formarão novos indivíduos. Na organogênese direta são utilizadas gemas adventícias (em tecidos do câmbio vascular, pecíolo e bases de folhas, escamas de bulbos e segmentos radiculares), conhecidas por possuírem alto potencial para produção de novos tecidos, no entanto faz-se necessário o uso de reguladores nessa prática. Já na organogênese indireta, a multiplicação ocorre por gemas adventícias em tecidos que não as apresentam em condições normais. Neste caso o explante utilizado deve ser submetido à desdiferenciação celular, formando uma estrutura denominada calo. Como a organogênese, a embriogênese somática também pode ser direta ou indireta, sendo a segunda a forma mais comumente observada. O uso desta técnica, em geral, promove altas taxas de multiplicação, no

entanto há o extenso uso de auxinas que podem gerar variação clonal (Grattapaglia; Machado, 1998; Morais, 2012; Anjos, 2013)

Como forma de auxiliar o processo de enraizamento é comum o uso de produtos chamados de “reguladores de crescimento”, sendo os mais utilizados em estaquia o ácido indol-butírico (AIB) e o ácido naftalenoacético (ANA) na forma de pó ou em líquido (Grolli, 2008). No quadro 2 estão reunidas algumas das espécies em que estes reguladores já foram avaliados.

**Quadro 2.** Reguladores de crescimentos com aplicação em espécies ornamentais.

Regulador	Espécies	Referência
Ácido indolbutírico (AIB)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Alternantera-variegada (<i>Alternanthera brasiliana</i> (L.) Kuntze var. <i>brasiliana</i>);</li> <li>• Alternantera-vermelha (<i>Alternanthera dentata</i> (Moench) Scheygr.);</li> <li>• Pileia-alumínio (<i>Pilea cadierei</i> Gagnep. &amp; Guillaumin);</li> <li>• Pileia-rendada (<i>Pilea microphylla</i> (L.) Liebm.);</li> <li>• Vedélia (<i>Sphagneticola trilobata</i> (L.) Pruski);</li> </ul>	Menegaes et al. (2017)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Rosa de pedra (<i>Echeveria elegans</i>)</li> </ul>	Carrascosa et al. (2016)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Orquídea rabo de rato (<i>Brassavola tuberculata</i>)</li> </ul>	Sousa et al. (2015)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Bromélia imperial (<i>Alcantarea imperialis</i>)</li> </ul>	Martins et al. (2020)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Violeta africana (<i>Saintpaulia ionantha</i> Wendl.)</li> </ul>	Lucas et al. (2007)
Benzilaminopurina (BAP)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Abacaxizeiro ornamental (<i>Ananas comosus</i> var. <i>bracteatus</i> (Lindl.))</li> </ul>	Santos et al. (2008)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Gérbera (<i>Gerbera jamesonii</i> Bolus ex Hook.)</li> </ul>	Shaheen et al. (2022)
	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Antúrio (<i>Anthurium maricense</i>)</li> </ul>	Serafim et al. (2018)

O ácido indolbutírico (AIB) é provavelmente a principal auxina sintética de uso geral porque não é tóxica para a maioria das plantas, mesmo quando em altas concentrações, no entanto esta auxina apresenta resultados bastante variáveis conforme a espécie, tipo de estaca, época do ano, concentração, modo de aplicação, condições ambientais, entre outros fatores (Lone et al., 2010; Oinam et al., 2011).

Nogueira et al. (2017), estudando sobre estacas caulinares semilenhosas da ornamental figueira (*Ficus benjamina* L.) verificaram que estacas com duas folhas e sem a aplicação de AIB promoveram a maior porcentagem de enraizamento, determinando que a presença de folhas é determinante na rizogênese da espécie e que o uso desta substância é dispensável. Os autores apontam ainda que a aplicação do AIB nas estacas de duas folhas ocasionou uma redução de cerca de 20% do enraizamento devido a uma espécie de efeito inibitório da aplicação do AIB causado por um efeito fitotóxico, gerado pelo teor endógeno de auxina sintetizado pelas folhas juntamente com a aplicação exógena do AIB. Na prática, as folhas são essenciais para o enraizamento das estacas, pois, devido ao processo fotossintético são a principal fonte de carbono, além de auxiliarem no processo de rizogênese, por atuarem no transporte de substâncias promotoras do enraizamento. A presença de folhas em estacas acaba tornando a aplicação de AIB dispensável, o que pode gerar reduções de custos na produção das mudas.

Heintze et al. (2015) também verificaram que concentrações de AIB (1500; 3000; 6000mg L<sup>-1</sup>) não influenciaram o percentual de enraizamento de estacas coletadas tanto no verão quanto na primavera da espécie ornamental *Thunbergia mysorensis* (Wight), conhecida popularmente por sapatinho-de-judia. A escolha dessas duas épocas para coleta das estacas está relacionado ao estágio de desenvolvimento desta espécie durante esses períodos. Durante o verão as plantas apresentam muitas brotações jovens e em final de floração, já durante a primavera, as plantas estão em início, ou já em meados, da floração. O cuidado dos autores sinaliza a importância da escolha da época de coleta do material de propagação, uma vez que o estado e a condição do material será determinante no sucesso do enraizamento das estacas.

Em um estudo com azaleia (*Rhododendron simsii* Planch), Bezerra et al. (2020) observaram que as concentrações de AIB (0; 1.000; 2.000; e 3.000 mg L<sup>-1</sup>) foram dispensáveis no enraizamento de estacas herbáceas das cultivares Otto e Terra Nova. Porém, a cultivar Otto apresentou um sistema radicular de melhor qualidade quando as estacas foram tratadas com 2.000 mg L<sup>-1</sup> de AIB. A azaleia é uma espécie que apresenta certas dificuldades no enraizamento, o que pode ocasionar redução na produção comercial de mudas dessa espécie, por isso que pesquisas com a aplicação de fitorreguladores para alcançar o sucesso do enraizamento se fazem necessárias.

Apesar das respostas heterogêneas, o uso desta substância é essencial para o enraizamento de algumas estacas ornamentais. É possível observarmos algumas das doses de AIB sugeridas para ornamentais propagadas por estaquia, a partir de estudos já publicados (Quadro 3).

É importante destacar que principalmente para plantas ornamentais, que possui indivíduos dos mais variados portes e hábitos, a escolha do tipo de estaca vai depender de diversos fatores intrínsecos e extrínsecos a espécie, não havendo, portanto, técnica única que se adeque a todas elas. Esses fatores podem ser verificados em alguns trabalhos. Como por exemplo, a recomendação de estacas basais em detrimento das apicais e medianas para flor-do-guarujá (*Turnera subulata*) (Coelho; Azevedo, 2016) e hibisco (*Hibiscus rosa-sinensis* L.) (Souza et al., 2015). Nesses casos, o uso de estacas basais, com a presença

de folhas, apresentou melhor resultado no enraizamento das estacas, isso devido à produção de auxinas e de cofatores que são levados até a base das estacas, além da continuação do processo fotossintético que consequentemente ocasiona a síntese de carboidratos que serão utilizados como fonte de energia para a formação e crescimento das raízes.

**Quadro 3.** Doses de ácido indolbutírico recomendadas para estaquia de espécies ornamentais. Fonte: os autores.

Espécie (Nome comum)	Estaquia	AIB (Ácido indolbutírico)	Referência
<i>Alternanthera dentata</i> (Moench) Stuebel (Periquito)	Herbácea	1000 mg kg <sup>-1</sup>	Beckmann-Cavalcante et al. (2014)
<i>Duranta repens</i> L. (Pingo-de-ouro)	Hérbacea Semilenhosa	3000 mg kg <sup>-1</sup>	Amaral et al. (2012)
<i>Nerium oleander</i> L. (Espirradeira)	Herbácea	2000 mg kg <sup>-1</sup>	Pivetta et al. (2012)
<i>Allamanda cathartica</i> L. (Alamanda)	Semilenhosa Lenhosa	8000 mg L <sup>-1</sup>	Loss et al. (2008)
<i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L. (Hibisco)	Lenhosa	1,6 g L <sup>-1</sup>	Pizzatto et al. (2011)
<i>Bougainvillea spectabilis</i> Willd. (Três marias)	Lenhosa	2000 mg L <sup>-1</sup>	Costa et al. (2015)
<i>Malvaviscus arboreus</i> (Hibisco colibri)	Lenhosa	2000 mg L <sup>-1</sup>	Loss et al. (2009)
<i>Rosa</i> ssp. (Míniroseira)	Herbácea	1000 mg kg <sup>-1</sup>	Sarzi e Pivetta, (2008)

Belniak et al. (2016) demonstraram a importância de folhas apicais para aumentar o enraizamento de estacas de coleus (*Plectranthus scutellarioides*) e Muniz et al. (2015) reportam a necessidade do uso de estacas herbáceas com folhas para a produção de mudas de flor de jade (*Strongylodon macrobotrys* A. Gray), uma vez que estas estruturas devem contribuir para o aumento da mobilização de fotoassimilados, favorecendo assim a formação de raízes nas estacas. A presença de folhas nas estacas, segundo Costa et al. (2016), auxiliam na síntese de auxina e consequentemente no enraizamento. Isso acontece pois é nesse órgão que ocorre a produção e a concentração da maior parte da auxina que, quando transportada para a base da estaca, induz a formação das raízes (Taiz et al., 2017).

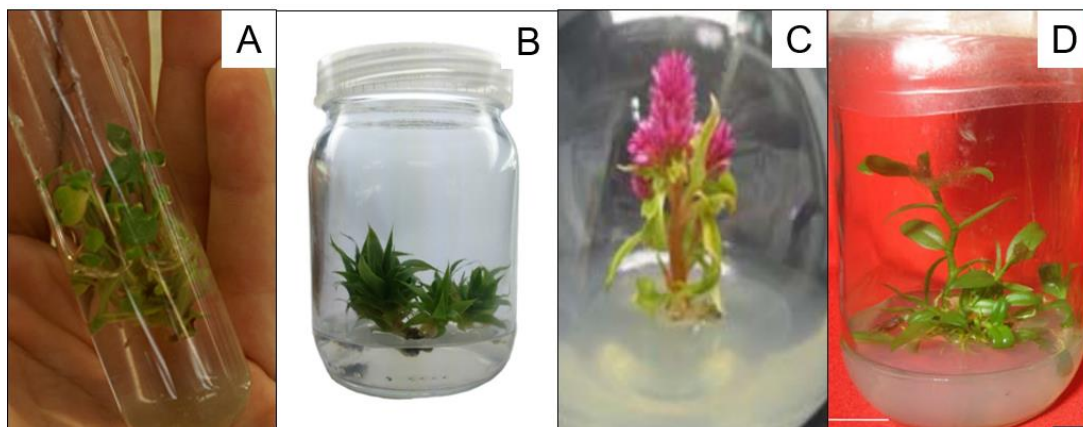
Segundo Fachinello et al. (2005) as estacas com folhas também apresentam um aporte maior de energia e carbono disponível, que são direcionados para a base da estaca, potencializando a divisão e diferenciação celular em raízes o que acabam promovendo maior capacidade de enraizamento e sobrevivência. Entretanto, Betanin e Nienow (2010) ressaltam que a presença de folhas é importante para o enraizamento, no entanto, a retenção de folhas é mais uma consequência do que um pré-requisito para que o mesmo ocorra.

As folhas além de desempenharem esse papel nas estacas lenhosas, também podem vir a ser utilizadas como material de propagação. A estaquia de folha vem sendo explorada com sucesso em espécies ornamentais, principalmente em espécies suculentas, tendo obtido sucesso na propagação de espécies como a rosa de pedra (*Echeveria lilicina*), bola de neve mexicana (*Echeveria elegans*), Francesco Baldi (*Graptosedum Francesco Baldi*) e sedum dourado (*Sedum adolphii*) (Kaseker et al., 2022; Silva et al., 2022).

### Micropropagação

Segundo Carvalho e Vidal (2003), comercialmente a micropropagação foi aplicada pela primeira vez por Morel em 1960, na multiplicação de orquídeas por meio da cultura de ápices caulinares e regeneração de protocormos, que são pequenas estruturas que se diferenciavam e davam origem a embriões.

A técnica consiste no isolamento de pequenas porções de uma planta matriz (folhas, raízes, sementes, brotos laterais e apicais ou mesmo células), que são submetidas às condições favoráveis que propiciem a formação de brotos e a regeneração de novas plantas, sendo todo processo realizado em laboratório, sob rigoroso controle das condições de luminosidade, temperatura e umidade, em condições artificiais em meio de cultura e sem o uso de solo (Senar, 2018a). A micropropagação, segundo Montovani et al. (2008), pode ser conduzida a partir da indução de crescimento e proliferação de gemas apicais ou axilares, indução e proliferação de gemas adventícias (organogênese direta ou indireta) e, ainda, a partir da indução de formação de embriões somáticos (embriogênese somática direta ou indireta). Algumas espécies ornamentais podem ser vistas micropropagadas na Figura 2.



**Figura 2.** Cultivo *in vitro* de ornamentais. **a)** Micropropagação de antúrios; **b)** Cultivo *in vitro* de abacaxizeiro ornamental; **c)** Micropropagação de *Celosia plumosa*; **d)** Cultivo *in vitro* de orquídeas *Dendrobium aphyllum* Roxb. Fonte: a) Campos et al. (2019); b) Carvalho et al. (2017); c) Cavalcanti et al. (2007); d) Bhattacharyya et al. (2018).

Com a micropropagação é possível produzir um grande número de plantas, em um curto espaço de tempo tendo também uma área reduzida, podendo ser realizada durante o ano todo, gerando mudas de alta qualidade sanitária (CARVALHO et al., 2011). Porém, é sempre necessário se destacar o elevado custo da muda micropropagada em relação à obtida pelos métodos convencionais de propagação vegetativa, devido principalmente à necessidade de infraestrutura de laboratório, de telados (casas de vegetação ou estufas) para aclimatização e de mão de obra especializada (ESCALONA et al., 1999). Segundo Braga et al. (2009) as salas de crescimento, que geralmente são equipadas com lâmpadas fluorescentes, representam um dos maiores custos na produção de mudas micropropagadas.

A irradiância fornecida nessas salas, afeta o desenvolvimento das plantas através de alterações fotomorfogênicas, observadas principalmente na formação do tecido do mesófilo e no mecanismo de controle estomático, afetando assim a sua funcionalidade (Rezende et al., 2008). Sorgato et al. (2020) avaliaram o efeito de diferentes fontes de luz na germinação e no estabelecimento inicial *in vitro* de orquídeas da espécie *Schomburgkia crispa* Lindl com LEDs amarelo 3.000 K, branco 6.500 K, branco 6.500 K ou lâmpada fluorescente branca 6.500 K (controle). Os autores verificaram que a luz LED 3.000 K proporcionou estabelecimento inicial de *S. crispa* em menor período e com menor mortalidade das plântulas quando comparada com as demais fontes testadas, podendo ser indicada como um substituto potencial para as lâmpadas fluorescentes que cada vez mais vem perdendo espaço no mercado. Os autores indicam que o desempenho da luz de LED 3.000 K se dá pelo fato desta apresentar mais energia na região do vermelho, o que do ponto de vista fisiológico, colabora de forma mais eficaz com a excitação dos pigmentos fotossintéticos.

Atualmente há uma grande variedade de meios de cultura destinados ao cultivo de micropropagação, no entanto, o crescimento de plantas, órgãos, tecidos e células *in vitro* depende do desenvolvimento de meios de cultura otimizados para a perfeita interação de componentes essenciais como fontes de carbono e nutrientes (Myiata et al., 2014). Segundo Mroginski et al. (2004), os meios de cultura são compostos de uma fonte de carbono, nutrientes minerais (macro e micronutrientes), vitaminas, substâncias reguladoras de crescimento e agentes gelificantes. O Quadro 4 traz alguns dos principais meios de cultura utilizados em micropropagação com algumas das culturas indicadas.

Lemes et al. (2016) avaliaram a orquídea de espécie *Miltonia flavescens* em quatro meios de cultivo (MS, MS <sup>1</sup>/<sub>2</sub>, K e VW) com diferentes concentrações de sacarose (25, 30, 35, 40 e 45 g L<sup>-1</sup>) e constataram maior crescimento da parte aérea e raiz quando cultivada por 180 dias em meio MS <sup>1</sup>/<sub>2</sub> suplementado com 25 g L<sup>-1</sup> de sacarose. Sousa et al. (2020) verificaram que as concentrações de ágar testadas (0, 1, 2, 3,

4, 5, 6, 7 e 8 g L<sup>-1</sup>) não interferiram na semeadura *in vitro* da espécie de orquídeas *Brassavola tuberculata* Hook armazenadas por até 30 dias.

**Quadro 4.** Meios de cultura utilizados em micropropagação de espécies ornamentais. Fonte: os autores.

Meio de cultura	Espécie
<b>MS</b>	Orquídeas (Myiata et al., 2014)
	Abacaxi ornamental (Pasqual et al., 2008)
	Ipê roxo (Bassegio et al., 2017)
	Bromélia imperial (Naves et al., 2003)
<b>Knudson</b>	Orquídeas (Freitas et al., 2014)
<b>WMP</b>	Ipê roxo (Bassegio et al., 2017)
<b>DSD1</b>	Orquídeas (Myiata et al., 2014)

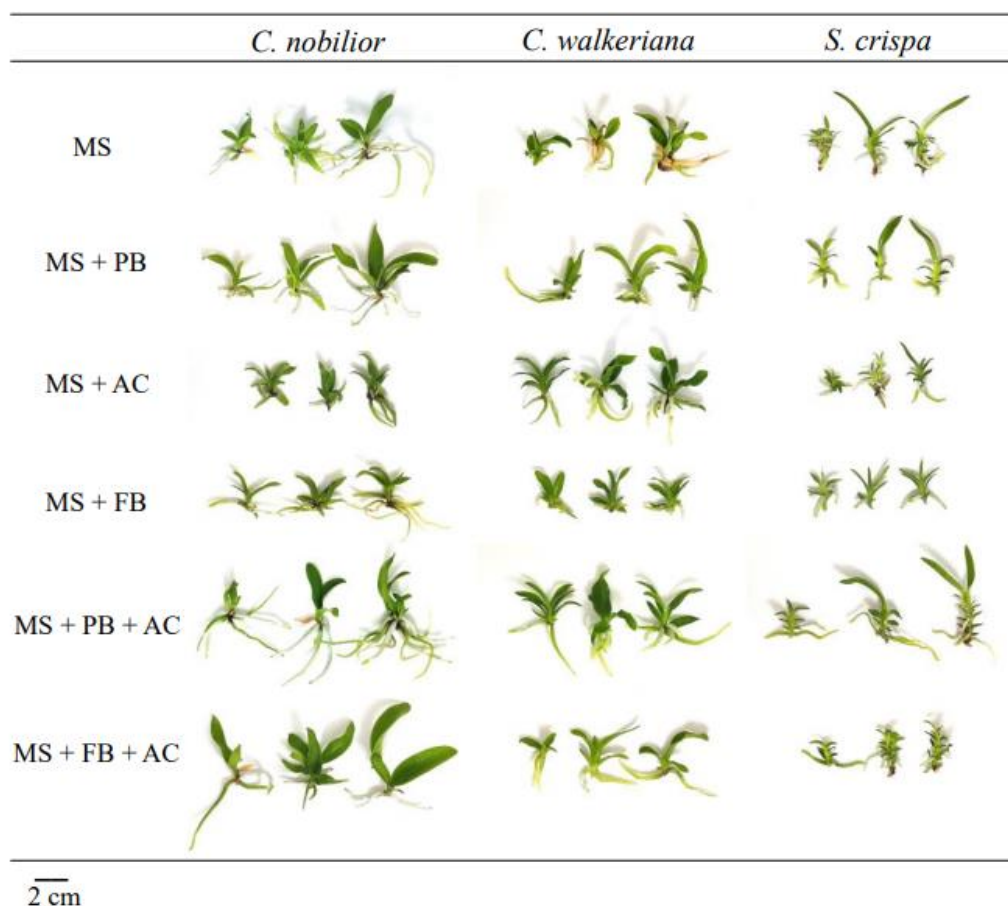
Apesar de bem estabelecido, o uso de meios de cultura na micropropagação de plantas é um dos fatores que torna o processo oneroso, quando comparado a outros métodos de propagação vegetativa. No entanto, diversos autores vêm avaliando o potencial de diversos produtos que possam vir a servir de meio de cultura alternativo ou mesmo aditivo aos produtos já comercializados. A água de coco é um dos produtos promissores, que vem sendo utilizado de forma alternativa na cultura de tecido, já que ela é composta de sais, minerais, vitaminas, aminoácidos e gorduras (Paulino et al., 2021). Um outro componente bastante explorado são as polpas de frutas, especialmente banana por ser uma fonte de potássio, usado como um estimulador de enraizamento. A adição de banana ao meio de cultura é sugerido por George et al. (2008) como forma de suplementar o teor de vitaminas, aminoácidos e reguladores de crescimento do meio.

Araújo et al. (2006) avaliaram a adição de água de coco e polpa de banana ao meio Knudson C no crescimento de orquídeas *Cattleya loddgesii* ‘Grande’ x *Cattleya loddgesii* ‘Alba’ durante o desenvolvimento *in vitro*. Os resultados demonstraram que a adição de 100 g L<sup>-1</sup> de polpa de banana promoveu crescimento da parte aérea e da raiz e aumento da massa fresca de raízes de plântulas de orquídea da espécie *Cattleya loddgesii* ‘Grande’ x *Cattleya loddgesii* ‘Alba’. Já a adição de 100 mL L<sup>-1</sup> de água de coco promoveu maior desenvolvimento de folhas, no cultivo *in vitro*, enquanto que a combinação de 100 g L<sup>-1</sup> de polpa de banana e 50 e 200 mL L<sup>-1</sup> de água de coco, proporcionou as melhores respostas tanto para o número de raízes quanto para massa fresca da parte aérea, respectivamente.

Já Nunes (2021) propôs avaliar o crescimento de *Cattleya nobilior* Rchb.f., *Cattleya walkeriana* Gardner e *Schomburgkia crispa* Lindl. P utilizando meios de culturas alternativos e descobriu que diferentes composições do meio nutritivo influenciaram no crescimento e desenvolvimento das espécies, sendo que



cada uma apresentou respostas diferentes de acordo com a combinação utilizada (Figura 3). Os meios de cultura foram obtidos a partir de combinações entre o meio comercial MS e polpa de banana, água de coco e farinha de banana. Para *C. nobilior*, a combinação entre o meio MS, a polpa de banana e a água de coco promoveu o crescimento *in vitro* da espécie, além de ter favorecido a fase de aclimatização. Para *C. walkeriana*, o cultivo em meio MS com adição de água de coco proporcionou o crescimento *in vitro* e estabelecimento *ex vitro*. Já para *S. crispa*, o cultivo *in vitro* em meio MS com a polpa de banana foi favorável tanto ao crescimento *in vitro* quanto a aclimatização das plantas.



**Figura 3.** Plantas de *Cattleya nobilior* Rchb.f., *Cattleya walkeriana* Gardner e *Schomburgkia crispa* Lindl., em função de diferentes meios de cultivo (MS; MS + polpa de banana (PB); MS + água de coco (AC); MS + farinha de banana (FB); MS + PB + AC e MS + FB + AC) após 180 dias de cultivo *in vitro*. Fonte: Nunes (2021).

Outro estudo visando a substituição dos componentes do meio de cultura foi conduzido por Santos (2014). O autor avaliou a substituição do ágar (gelificante) no meio de cultura MS, por fécula de mandioca, durante o enraizamento de violeta africana (*Saintpaulia* spp.) *in vitro*. Foi observado que a concentração de 100g de fécula por litro de solução apresentou desempenho, durante o crescimento, semelhante ao observado na adição de ágar, além de ter favorecido durante o processo de aclimatização.

Outro benefício apontado pelo autor é relacionado a redução de custos, tendo a adição de fécula representado uma economia de cerca de R\$6,65 a cada litro de meio de cultura produzido.

Portanto, a escolha do meio de cultivo e a concentração ideal de produtos orgânicos utilizados no enriquecimento dos meios de cultivos são fundamentais para a propagação *in vitro* de ornamentais, sendo processo eficiente tanto na otimização do método quanto na redução dos custos de produção, apresentando resultados não só durante o estabelecimento *in vitro* da espécie, como também nas fases posteriores, como é o caso do estabelecimento após o transplante para ambiente *ex vitro*.

No entanto, o sucesso final do processo de micropropagação só pode ser alcançado após o processo de reintrodução das mudas ao ambiente externo. Chamado de aclimação/aclimatização, esta é a fase em que a muda é transferida de ambiente *in vitro* para condições *ex vitro* em casa de vegetação ou telado (Girardi; Pescador, 2010) e até mesmo em ambientes naturais urbanos ou nativos. É durante essa fase que pode se ter o maior índice de mortalidade, principalmente pela exposição a condição não controlada, ou seja, a planta passa de uma condição ótima de assepsia, luminosidade, nutrição, temperatura e umidade, para uma condição sem controle de tais fatores, podendo assim ficar submetida a um ambiente estressante para o seu desenvolvimento. Em geral, a micropropagação é uma técnica que exige alto investimento, o que acaba elevando o preço de custo de produção destas mudas, no entanto, é preciso que o produtor conheça e compreenda a técnica principalmente por ser comum entre ornamentais, além de garantir mudas padronizadas e de qualidade.

## CONCLUSÃO

O mercado de plantas ornamentais é um ramo em ascensão, com grande importância para pequenos agricultores, isso dado as mudanças nos hábitos de consumo da população que passou a adquirir mais desses produtos. Diante disto, é preciso se ter um olhar mais aprofundado para a qualidade dos produtos oferecidos, se dando mais atenção principalmente aos processos de propagação, já que a produção de mudas é hoje uma atividade rentável dentro do setor. Por isso, é preciso se conhecer as técnicas disponíveis para que se possa oferecer um produto de qualidade durante todo o ano.

A estaquia e a micropropagação se mostram técnicas promissoras para essa propagação, sendo necessário pesquisas que indiquem a sua adequação para cada espécie ornamental desejada, já que, apesar de exigirem do produtor certo grau de conhecimento e investimento inicial, estas técnicas são favoráveis na produção de mudas de qualidade, fator que cada vez mais vem ganhando atenção do público consumidor.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Amaral, G. C., Brito, L. P. D. S., Avelino, R. C., Silva Júnior, J. V. D., Beckmann-Cavalcante, M. Z., & Cavalcante, Í. H. L. (2012). Produção de mudas de *Duranta repens* L. pelo processo de estaquia. Revista de Ciências Agrárias, 35, 134-142. DOI: <https://doi.org/10.19084/rca.16167>

- Anjos, L. (2014). Estabelecimento e calogênese in vitro de *Lippia alba* (Mill) NE Brown (Verbenaceae). Trabalho de conclusão de curso, Universidade Federal da Bahia - Salvador, 34p.
- Araújo, A. G., Pasqual, M., Villa, F., & Costa, F. C. (2006). Água de coco e polpa de banana no cultivo in vitro de plântulas de orquídea. *Revista Ceres*, 53(310), 608-613.
- Bassegio, C., Fogaça, L. A., Baltazar, P., & Emmel, E. (2017). Desenvolvimento de ipê-roxo em meios de cultura e concentrações de BAP (6-benzilaminopurina) durante a etapa de multiplicação in vitro. *Acta Iguazu*, 6, 72-80. DOI: <https://doi.org/10.48075/actaiguaz.v6i1.16878>
- Beckmann-Cavalcante, M. Z., Amaral, G. C., Avelino, R. C., Brito, L. P. S., & Cavalcante, Í. H. L. (2014). Propagação de *Alternanthera dentata* pelo processo de estaquia em função de tipo de estaca, AIB e época do ano. *Comunicata Scientiae*, 5, 170-177. DOI: <https://doi.org/10.14295/cs.v5i2.346>
- Belniaki, A. C., Rabel, L. A. D. N., Gomes, E. N., & Zuffellato-Ribas, K. C. (2018). A presença de folhas apicais nas estacas de coleus influencia o enraizamento? *Ornamental Horticulture*, 24, 206-210. DOI: <https://doi.org/10.14295/oh.v24i3.1204>
- Bezerra, A. K. D., Ferraz, M. V., Pivetta, K. F. L., Nogueira, M. R., & Mazzini-Guedes, R. B. (2020). Enraizamento de estacas de azaleia, cultivares Otto e Terra Nova, tratadas com auxina e boro. *Ornamental Horticulture*, 26, 77-88. DOI: <https://doi.org/10.1590/2447-536X.v26i1.2041>
- Bhattacharyya, P., Paul, P., Kumaria, S., & Tandon, P. (2018). Transverse thin cell layer (t-TCL)-mediated improvised micropropagation protocol for endangered medicinal orchid *Dendrobium aphyllum* Roxb: an integrated phytomolecular approach. *Acta Physiologiae Plantarum*, 40, 1-14. DOI: <https://doi.org/10.1007/s11738-018-2703-y>
- Braga, F. T., Pasqual, M., Castro, E. M. D., Dignart, S. L., Biagiotti, G., & Porto, J. M. P. (2009). Qualidade de luz no cultivo in vitro de *Dendranthema grandiflorum* cv. Rage: características morfofisiológicas. *Ciência e Agrotecnologia*, 33, 502-508.
- Campos, A. S., Melo, P. D. S., Bertini, C. D. M., & Carvalho, A. C. P. P. (2019). *Micropropagação de antúrio 'Rubi' estiolamento e regeneração de brotações*. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical.
- Carrascosa, J. S., Gianini, P. F., & Pedroso-de-Moraes, C. (2016). Utilização de ácido 3-indolil-butírico no enraizamento de estacas foliares de rosa-de-pedra (*Echeveria elegans* ROSE). *Revista em Agronegócio e Meio Ambiente*, 9(1), 135-145. DOI: <http://dx.doi.org/10.17765/2176-9168.2016v9n1p135-145>
- Carvalho, A., Rossetti, A., & Carvalho, A. C. P. P. (2017). *Influência dos diferentes tipos de recipientes e híbridos na multiplicação in vitro de abacaxizeiro ornamental*. Fortaleza: Embrapa Agroindústria Tropical.
- Carvalho, A. C. P. P., Torres, A. C., Braga, E. J. B., Lemos, E. E. P., Souza, F. V. D., Peters, J. A., Willadino, L., & Câmara, T. R. (2011). Glossário de cultura de tecidos de plantas. *Plant Cell Culture & Micropropagation*, 7, 30-60.
- Carvalho, J. M. F. C., & Vidal, M. S. (2003). *Noções de cultivo de tecidos vegetais*. Campina Grande: Embrapa Algodão.

- Cavalcanti, T. S., Cavalcanti, G. J. F., de Arruda Azevedo, H. M., Silva, C. M. M., Iseppon, C., & Iseppon, A. M. B. (2007). Estabelecimento de condições para cultivo e floração de plantas in vitro, visando à sua comercialização direta. *Ornamental Horticulture*, 13, 1197-1200. DOI: <https://doi.org/10.14295/oh.v13i0.1636>
- Coelho, M. F., & Azevedo, R. A. (2016). Efeito do tipo de estaca na propagação de *Turnera subulata*. *Horticultura Brasileira*, 34, 435-438. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362016003021>
- Costa, E. M., Loss, A., Nascimento Pereira, H. P., & Almeida, J. F. (2015). Enraizamento de estacas de *Bougainvillea spectabilis* Willd. com o uso de ácido indolbutírico. *Acta Agronômica*, 64, 221-226. DOI: <https://doi.org/10.15446/acag.v64n3.42970>
- Costa, V. A., Jorge, M. H. A., Costa, E., Castro, A. R. R., & Costa, M. L. N. (2016) Efeito de cortes de estacas e da presença de folhas na produção de mudas de *Mentha* sp. *Revista Brasileira de Biociências*, 14 (2), 55-59.
- Fachinello, J. C., Hoffmann, A., & Nachtigal, J. C. (2005) Propagação de plantas frutíferas. Brasília: Embrapa Informação Tecnológica. 221 p.
- Freitas, E. M., Herrmann, M. H., Bruisma, G., Périco, E., & de Araújo, A. G. (2014). Propagação in vitro de *Cattleya intermedia* Graham ex Hook.(Orchidaceae) em diferentes meios de cultura. *Revista Caderno Pedagógico*, 11, 30-41.
- George, E. F., Hall, M. A., & Klerk, G. J. (2008). *Plant propagation by tissue culture*. 3. ed. Dordrecht: Springer. 501 p.
- Girardi, C. G., & Pescador, R. (2010) Aclimatização de gengibre (*Zingiber officinale* Roscoe) e a relação com carboidratos endógenos. *Revista Brasileira de Plantas Medicinais*, 12, 62-72.
- Gomes, J. A. O., Teixeira, D. A., Marques, A. P. S., & Bonfim, F. P. G. (2015). Diferentes substratos na propagação por estaquia de assa-peixe (*Vernonia polyanthes* Less). *Revista Brasileira de Plantas Medicinais*, 17, 1177-1181. DOI: [https://doi.org/10.1590/1983-084X/15\\_008](https://doi.org/10.1590/1983-084X/15_008)
- Grattapaglia, D., & Machado, M. A. (1998). Micropropagação. In: Torres, A. C., Caldas, L. S., & Buso, J. A. (Orgs.). *Cultura de tecidos e transformação genética de plantas*. Brasília: EMBRAPASPI/EMBRAPACNPH.
- Grolli, P. R. (2008). Propagação de plantas ornamentais. In: Petry, C. (Orgs.). *Plantas ornamentais: Aspectos para produção*. Passo Fundo: Editora Universitária.
- Hartmann, H. T., Kester, D. E., Davies, F. T., & Geneve, R. L. (1997). *Plant propagation: principles and practices*. New Jersey: Prentice-Hall Inc.
- Heintzel, W., Petry, H. B., Schwarz, S. F., Souza, P. V., & Schäfer, G. (2015) Propagação de *Thunbergia mysorensis* (Wight) por estaquia. *Revista Ciência Rural*, Santa Maria, 45 (8), 1455-1458. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20140764>

- Junqueira, A. H., & Peetz, M. S. (2014). O setor produtivo de flores e plantas ornamentais do Brasil, no período de 2008 a 2013: atualizações, balanços e perspectivas. *Ornamental Horticulture*, 20, 115-120. DOI: <https://doi.org/10.14295/rbho.v20i2.727>
- Kampf, A. N. (2005). *Produção comercial de plantas ornamentais*. Guaíba: Agrolivros.
- Kaseker, J. F., Batista, I. L., Nohatto, M. A., Witter, A. P. W., da Rosa, E. D. F. F., & Bereta, S. F. (2022). Emergência de brotações e raízes de espécies suculentas em função da aplicação de fertilizante enraizador, em ambientes contrastantes. *Nativa*, 10(2), 191-196. DOI: [10.31413/nativa.v10i2.13184](https://doi.org/10.31413/nativa.v10i2.13184)
- Lemes, C. S. R., Sorgato, J. C., Soares, J. S., & Rosa, Y. B. C. J. (2016). Meios de cultivo e sacarose no crescimento inicial in vitro de *Miltonia flavescens*. *Ciência Rural*, 46, 499-505. DOI: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20150368>
- Lone, A. B., Unemoto, L. K., Yamamoto, L. Y., Costa, L., Schnitzer, J. A., Sato, A. J., ... & Roberto, S. R. (2010). Enraizamento de estacas de azaleia (*Rhododendron simsii* Planch.) no outono em AIB e diferentes substratos. *Ciência Rural*, 40, 1720-1725. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0103-84782010000800008>
- Loss, A., Teixeira, M. B., Assunção, G. M., Haim, P. G., Loureiro, D. C., & Souza, J. R. (2008). Enraizamento de estacas de *Allamanda cathartica* L. tratadas com ácido indolbutírico (AIB). *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, 3, 313-316.
- Loss, A., Teixeira, M. B., Santos, T. D. J., Gomes, V. M., & Queiroz, L. H. (2009). Indução do enraizamento em estacas de *Mahaviscus arboreus* Cav. com diferentes concentrações de ácido indolbutírico (AIB). *Acta Scientiarum. Agronomy*, 31, 269-273. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1807-86212009000200013>
- Lucas, M. A. K., Fagundes, J. D., Pereira, D. D., & Sarmiento, M. B. (2007). Micropropagação de violeta-africana (*Saintpaulia ionantha* Wendl.): efeito da benzilaminopurina na multiplicação. *Ciência e agrotecnologia*, 31, 1380-1385.
- Mantovani, N., Grando, M. F., Suzin, M., Augustin, L., & Calvete, E. O. (2008). Propagação de plantas ornamentais. In: Petry, C. (Orgs.). *Plantas ornamentais: Aspectos para produção*. Passo Fundo: Editora Universitária.
- Martins, J. P. R., Rodrigues, L. C. D. A., Silva, T. D. S., Gontijo, A. B. P. L., & Falqueto, A. R. (2020). Modulation of the anatomical and physiological responses of in vitro grown *Alcantarea imperialis* induced by NAA and residual effects of BAP. *Ornamental Horticulture*, 26, 283-297. DOI: <https://doi.org/10.1590/2447-536X.v26i2.2138>
- Menegaes, J. F., Zago, A. P., Bellé, R. A., & Backes, F. A. A. L. (2017). Enraizamento de estacas de forrações ornamentais em diferentes concentrações de ácido indolbutírico. *Nativa*, 5(5), 311-315. DOI: <https://doi.org/10.5935/2318-7670.v05n05a02>

- Miyata, L. Y., Villa, F., & Pasqual, M. (2014). Meios de cultura utilizados na micropropagação de híbridos de orquídeas. *Semina: Ciências Agrárias*, 35, 1731-1737. DOI: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2014v35n4p1731>
- Morais, T. P., Luz, J. M. Q., Silva, S. M., Resende, R. F., & Silva, A. S. Aplicações da cultura de tecidos em plantas medicinais. *Revista Brasileira de Plantas Medicinais*, 14, 110-121. DOI: <https://doi.org/10.1590/S1516-05722012000100016>
- Mroginski, L., Sansberro, P., & Flaschland, E. (2004). Establecimiento de cultivos de tejidos vegetales. In: Echenique, V., Rubinstein C., & Mroginski, L. (Orgs.). *Biotecnología y Mejoramiento Vegetal*. Buenos Aires: Ed. INTA.
- Muniz, F. R., Rodrigues, P. H. V., & da Silva, S. R. (2015). Enraizamento de estacas de flor de jade (*Strongylodon macrobotrys* A. Gray) tratadas com ácido indolbutírico. *Ornamental Horticulture*, 21, 363-367. DOI: <https://doi.org/10.14295/oh.v21i3.603>
- Naves, V. C., de Oliveira Paiva, P. D., Paiva, R., Pasqual, M., & Paiva, L. V. (2003). Avaliação de diferentes concentrações dos meios de cultura MS e Knudson para propagação in vitro da bromélia-imperial. *Ornamental Horticulture*, 9, 161-166. DOI: <https://doi.org/10.14295/rbho.v9i2.179>
- Nogueira, G. S., da Silva, F. A. C., Kunze, G., de Souza Figueiró, J. P., Kruchelski, S., & Zuffelato-Ribas, K. C. (2017). Influência do número de folhas e da aplicação de IBA na estaquia caulinar de *Ficus benjamina* L. *Agrarian*, 10, 113-119. DOI: <https://doi.org/10.30612/agrarian.v10i36.3940>
- Nunes, G. P. (2021). Meios de cultivo e sistemas de micropropagação no crescimento in vitro e estabelecimento ex vitro de orquídeas nativas do Cerrado (Dissertação de mestrado). Universidade Federal da Grande Dourados, Dourados-MS.
- Oinam, G., Yeung, E., Kurepin, L., Haslam, T., & Lopez-Villalobos, A. (2011). Adventitious root formation in ornamental plants: I. General overview and recent successes. *Propagation of Ornamental Plants*, 11, 78-90.
- Oliveira, C. B., da Nascimento, T. R., Silva, R. G. R., & Lopes, I. C. (2021). A cadeia produtiva de flores e plantas ornamentais no Brasil: uma revisão sobre o segmento. *Revista Livre de Sustentabilidade e Empreendedorismo*, 6, 180-200.
- Pasqual, M., Santos, F. C., de Figueiredo, M. A., Junqueira, K. P., de Rezende, J. C., & Ferreira, E. A. (2008). Micropropagação do abacaxizeiro ornamental. *Horticultura Brasileira*, 26, 45-49. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0102-05362008000100009>
- Paulino, M. A. P. P., Martins, V., da Silva, A. P. R., Karsburg, I. V., Silva, J. C., Corbellini, M., & Rondon, M. J. P. (2021). Desenvolvimento in vitro de *Cyrtopodium Cachimboense* I. C. Menezes em diferentes níveis de sacarose. *Brazilian Journal of Development*, 7(2), 18844-18860. DOI: <https://doi.org/10.34117/bjdv7n2-500>

- Pivetta, K. F. L., Pedrinho, D. R., Fávero, S., Batista, G. S., & Mazzini, R. B. (2012). Época de coleta e ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de espiroleira (*Nerium oleander* L.). *Revista Árvore*, 36, 17-23. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-67622012000100003>
- Pizzatto, M., Wagner Júnior, A., Luckmann, D., Pirola, K., Cassol, D. A., & Mazaro, S. M. (2011). Influência do uso de AIB, época de coleta e tamanho de estaca na propagação vegetativa de hibisco por estaquia. *Revista Ceres*, 58, 487-492. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0034-737X2011000400013>
- Rezende, R. K. S., Paiva, L. V., Paiva, R., Chalfun Júnior, A., Torga, P. P., & Castro, E. M. D. (2008). Organogênese em capítulos florais e avaliação de características anatômicas da folha de *Gerbera jamesonii* Adlam. *Ciência e Agrotecnologia*, 32, 821-827.
- Santos, M. D. D. M., Ribeiro, D. G., & Torres, A. C. (2008). Brotações adventícias de abacaxizeiro ornamental sob o efeito de benzilaminopurina, ácido naftalenoacético e períodos de subcultivo. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 43, 1115-1120.
- Santos, J. C. D. (2014). Meios alternativos para cultivo in vitro de violeta africana (*Saintpaulia* spp.) e efeito de descontaminantes no cultivo in vitro de palma forrageira (*Nopalea cochenilifera* Salm-Dyck) (Trabalho de conclusão de curso). Universidade Federal da Paraíba, Areia-Paraíba.
- Sarzi, I., & Pivetta, K. F. L. (2005). Efeito das estações do ano e do ácido indolbutírico no enraizamento de estacas de variedades de miniroseira (*Rosa* spp.). *Científica*, 33, 62-68. DOI: <https://doi.org/10.15361/1984-5529.2005v33n1p62-68>
- Senar – Serviço Nacional De Aprendizagem Rural (2018a). *Plantas ornamentais: propagação e produção de mudas* (2a ed). Brasília: SENAR.
- Senar – Serviço Nacional De Aprendizagem Rural (2018b). *Plantas ornamentais: propagação e produção* (1a ed). Brasília: SENAR.
- Serafim, C. M., Campos, A. S., Melo, P. B. S., Castro, A. C. R., & Carvalho, A. C. P. P. (2018). Types and concentrations of cytokinins in the micropropagation of *Anthurium maricense*. *Revista Agro@Mambiente On-Line*, 12(2), 117-123. DOI: <https://doi.org/10.18227/1982-8470ragro.v12i2.4671>
- Shaheen, A., Dewir, Y. H., Kher, M., Khan, M., El-Banna, A. N., & Alaizari, A. (2022). Efeito sinérgico da combinação de benzilaminopurina e meta-Topolina para micropropagação de gerbera ‘Pink Melody’. *Ciência e Agrotecnologia*, 46. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/1413-7054202246017521>
- Silva, A. C., Correia, T. D., Souza, M. M., Ferreira, J. T., Adão, A. S., Roberto, L. A., & Ribeiro, C. H. M. (2022). Influência de enraizadores comerciais na propagação vegetativa de *Echeveria lilicina* Kim. & Moran. *Research, Society and Development*, 11(10), e128111032499-e128111032499. DOI: <https://doi.org/10.33448/rsd-v11i10.32499>
- Sorgato, J. C., Mudolon, E. D., Guimarães, F. F., Soares, J. S., & Ribeiro, L. M. (2020). Light sources on the germination and initial in vitro establishment of *Schomburgkia crispa* Lindl., a species of the

Brazilian Cerrado. *Ciência Rural*, 51, e20190022-6. DOI: <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20190022>

Sousa, G. G., Otubo, B. M. R., Sorgato, J. C., Soares, J. S., & Ribeiro, L. M. (2020). Armazenamento de sementes e concentrações de ágar no cultivo in vitro de *Brassavola tuberculata* Hook. (Orchidaceae). *Iheringia - Série Botânica*, 75, e2020017. DOI: <https://doi.org/10.21826/2446-82312020v75e2020017>

Souza, R. R., Cavalcante, M. Z. B., Lima, M. P. D., Alixandre, T. F., & Nascimento, R. T. (2015). Vegetative propagation of hibiscus with different types of cuttings and IBA concentrations. *Comunicata Scientiae*, 6, 291-297. DOI: <https://doi.org/10.14295/cs.v6i3.679>

Taiz, L., Zeiger, E., Møller, I. A., & Murphy, A. (2017) *Fisiologia e desenvolvimento vegetal*. 6. ed. Porto Alegre: Artmed. 888 p.

Wendling, I., Xavier, A., & Paiva, H. N. D. (2003). Influência da miniestaquia seriada no vigor de minicepas de clones de *Eucalyptus grandis*. *Revista Árvore*, 27, 611-618. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-67622003000500003>



## Índice Remissivo

	<b>A</b>		<b>L</b>
Almeirão, 109, 110, 111		<i>Lactuca sativa</i> L, 80	
	<b>C</b>		<b>M</b>
Cálcio, 125, 128		Magnésio, 125, 127, 128	
	<b>E</b>	Meio de cultura, 40	
Estacas, 12, 23			<b>P</b>
	<b>F</b>	PRNT, 123, 128	
frutíferas, 65, 66, 67, 69, 70, 74, 76			<b>S</b>
		<i>Solanum lycopersicum</i> L, 79	
		Substratos, 116, 117, 118	

## Sobre o organizador



  **Cleberton Correia Santos**

Graduado em Agroecologia pela Universidade Estadual de Mato Grosso do Sul. Mestre, Doutor e Pós-Doutor em Agronomia – Produção Vegetal pela Universidade Federal da Grande Dourados (UFGD). Atualmente é Professor Visitante junto ao Programa de Pós-Graduação em Agronomia – Produção Vegetal da UFGD. Tem experiência em Tecnologias para Produção de Mudas, Ecofisiologia, Nutrição e Metabolismo de Plantas e Manejo de Recursos Naturais Renováveis. É integrante do Grupo de Estudos em Ecofisiologia de Plantas – GEEP e dos de Pesquisa do CNPq: i) Olericultura e Plantas Medicinais, e ii) Cultivo e Propagação de Plantas do Cerrado. Contato: [cleber\\_frs@yahoo.com.br](mailto:cleber_frs@yahoo.com.br)



**Pantanal Editora**

Rua Abaete, 83, Sala B, Centro. CEP: 78690-000  
Nova Xavantina – Mato Grosso – Brasil  
Telefone (66) 99682-4165 (Whatsapp)  
<https://www.editorapantanal.com.br>  
[contato@editorapantanal.com.br](mailto:contato@editorapantanal.com.br)