



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
Programa de Pós-Graduação em Agricultura Tropical

ENRAIZAMENTO *IN VITRO* DE
Jatropha elliptica (Pohl) Müll. Arg.

RENÊ ARNOUX DA SILVA CAMPOS

CUIABÁ - MT

2006

Livros Grátis

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
Programa de Pós-Graduação em Agricultura Tropical

ENRAIZAMENTO *IN VITRO* DE
Jatropha elliptica (Pohl) Müll. Arg.

RENÊ ARNOUX DA SILVA CAMPOS

Biólogo

Orientador

Dr. JEFERSON LUIZ DALABONA DOMBROSKI

Co-orientador

Dr. MARIANO MARTINEZ ESPINOSA

Dissertação apresentada à Faculdade de
Agronomia e Medicina Veterinária da
Universidade Federal de Mato Grosso,
para obtenção do título de Mestre em
Agricultura Tropical.

CUIABÁ - MT

2006

581.144.1
C198e

Campos, Renê Arnoux da Silva.

Enraizamento *in vitro* de *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg. / Renê Arnoux da Silva Campos. - Cuiabá: [s.n.], 2006.
80p.

Orientador: Prof. Dr. Jeferson Luiz Dalabona Dombroski.

Dissertação: Universidade Federal de Mato Grosso: Programa de Pós-Graduação em Agricultura Tropical.

1.Plantas medicinais. 2.Produção – mudas.3. Micropopagação – enraizamento. 4.Indução. 5.Ácido naftalenoacético (NAA). I.Título.

Índice para catálogo sistemático.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO
FACULDADE DE AGRONOMIA E MEDICINA VETERINÁRIA
Programa de Pós-Graduação em Agricultura Tropical

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

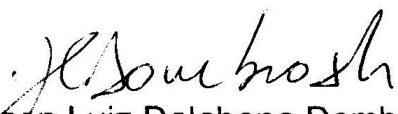
Título: ENRAIZAMENTO *IN VITRO* DE *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg.

Autor: RENÊ ARNOUX DA SILVA CAMPOS

Orientador: JEFERSON LUIZ DALABONA DOMBROSKI

Aprovado em 20 de abril de 2006.

Comissão examinadora:


Prof. Jeferson Luiz Dalabona Dombroski
(FAMEV/UFMT) (Orientador)


Prof. Mariano Martinez Espinosa
(ICET/UFMT) (Co-orientador)


Prof. Marvin Gerardo Olivas Bonilla
(ICNT/UNEMAT)


Prof. Maria de Fátima Barbosa Coelho
(FAMEV/UFMT)

AGRADECIMENTOS

Ao Jeferson Dombroski, pela amizade, confiança e toda a ajuda que me deu nestes últimos três anos. Pelos conselhos, ensinamentos, toda a orientação e paciência. Por ter-me dado também oportunidade de me tornar um profissional e ingressar na carreira acadêmica. Ao Dr. Mariano Espinosa, por aceitar a co-orientação do trabalho. À Dra. Maria de Fátima Coelho, pela confiança, orientação e por toda a ajuda com a purga de lagarto, literatura, correção do trabalho e por ceder gentilmente equipamento fotográfico durante o estudo.

A minha família, por sempre me incentivar a estudar. A minha irmã, pela compreensão e apoio. Meus pais, por todos os estímulos. Aos meus avós, pelo carinho.

À coordenação do programa de pós-graduação em Agricultura Tropical, Dra. Maria Cristina Albuquerque e também ao secretariado, Sra. Denise e Sra. Maria, pela presteza para com os alunos e competência em tornar nosso programa de pós-graduação melhor a cada dia de trabalho. À Andressa Trage, que trabalhou ao meu lado na preparação dos ensaios. Também à Carla, Alexandre, Diogo, Joana, André, Guia, Sara, Odair e Robson que me ajudaram muito no laboratório e à Dona Madalena, que cuidou da gente com tanto carinho. Aos meus colegas do mestrado, em especial à Arlete, Alessandra, Carla, Eliane, Inalva, Jorge, Lucila, Regiane, Roberta, Sandro, Sara, Walter, Wilian, e Wemerson, pelos momentos de companheirismo. Aos professores do mestrado e ao grupo de técnicos da FAMEV.

Aos meus amigos Ivan Belém, Luciana Ferraz e Tarcisio Santos Jr., Larissa Vilela, Samantha Lea e Fábio Henrique, Luciana Rebellato e aos meus colegas da UNEMAT, Andréa Correia, Gustavo Laet, Ana Paula Oliveira e Vanessa Dias, pela ajuda e compreensão durante o período da redação do trabalho, e à Sra. Nilce Maria da Silva, coordenadora do campus Jane Vanini, UNEMAT. Também à Valcilene Scaramuzza, Leimi Kobaiasty, Alessandro Ferronato, José Franklin Chichorro, Maristela Bauer, Ana Cristina Petri, Anderson do Amaral, Marvin Bonilla, Maria Antônia Carnielo e Zulema Figueiredo, pelas ajudas.

Em especial ao Ivan Belém e à Samantha Léa Dignart.

Muito obrigado!

A árvore da serra

Augusto dos Anjos

— As árvores, meu filho, não têm alma!
E esta árvore me serve de empecilho...
É preciso cortá-la, pois meu filho,
Para que eu tenha uma velhice calma!

Meu pai, por que sua ira não se acalma?!
Não vê que em tudo existe o mesmo brilho?!
Deus pôs almas nos cedros... no junquilha...
Esta árvore, meu pai, possui minh'alma!...

— Disse — e ajoelhou-se, numa rogativa:
“Não mate a árvore, pai, para que eu viva!”
E enquanto a árvore, olhando a pátria serra,

Caiu aos golpes do machado bronco,
O moço triste se abraçou com o tronco
E nunca mais se levantou da terra!

ENRAIZAMENTO *IN VITRO* DE *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg.

RESUMO *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg. é uma euforbiácea dos cerrados brasileiros conhecida na Baixada Cuiabana como purga de lagarto. Um protocolo para sua micropropagação foi elaborado e a espécie passou a ser empregada como modelo em estudos de enraizamento. Trabalhos preliminares indicaram que ANA em baixa concentração por até sete dias é eficiente na indução de raízes de *J. elliptica*. Foi realizado um estudo para verificar a relação entre concentrações de ANA e tempo de duração da indução, o efeito de exposição à luz durante a indução e a relação dos micronutrientes boro e zinco durante as duas fases do enraizamento. O enraizamento de *J. elliptica* ocorreu em torno de dez dias. A adição de auxina não aumentou a porcentagem de plantas enraizadas. A concentração de 5 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA propiciou o maior número de raízes (cinco, em média). O tempo de indução de 5 dias em diante aumentou o número de raízes formadas (três, em média) e o comprimento das raízes (5,33 cm em média), mas foi observada a formação de calos nesses tratamentos. A formação de calos foi observada com a aplicação de ANA de forma dependente da concentração (10 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA em diante) e do tempo de indução (5 dias em diante). Carvão ativado diminuiu o enraizamento. A luz não afetou o enraizamento, quando ANA foi utilizado na fase de indução. O boro e o zinco não afetaram a porcentagem de plantas enraizadas, a quantidade das raízes formadas e o comprimento das raízes.

Palavras-chave: fase de indução, ácido naftalenoacético, luz.

IN VITRO ROOTING OF *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg.

ABSTRACT *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg. is a euphorbiaceae plant from Brazilian cerrados known locally in Baixada Cuiabana as purga de lagarto. A micropropagation protocol was developed and the species became a model for rooting studies. Previous research showed that NAA in low concentration during seven days was efficient for *J. elliptica* root induction. A study was carried out to verify the relationship between NAA concentrations and induction time, to evaluate the effect of light exposure and boron and zinc application responses during both rooting phases. *J. elliptica* rooting occurred around ten days. Auxin addition did not increase rooting percentage. 5 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ NAA concentration provided the higher root number (five, in average). The induction time of 5 days or above increased the formed root number (three, in average) and length root (5,33 in average), but callus formation was observed in these treatments. Callus formation was observed with NAA application by concentration (10 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ NAA or more) and induction time (5 days or more). Activated charcoal decreased rooting. Light did not acted on rooting, when NAA was used on induction phase. Boron and zinc did not act on rooting percentage, root formed number and root length.

Keywords: induction phase, naftaleneacetic acid, light.

LISTA DE FIGURAS

1	<i>J. elliptica</i> cultivada em viveiro, com flores e frutos	14
2	Planta pertencente a uma população nativa	14
3	Área de uma população nativa, Fazenda Experimental da UFMT, município de Santo Antônio do Lerverger, MT	14
4	Representação esquemática de um gráfico Boxplot	29
5	Porcentagem acumulada de contaminantes em função do tempo. DES: plantas limpas ou “descontaminadas”; BACT: bactérias; FUNG: fungos	32
6	Explantos <i>in vitro</i> de <i>J. elliptica</i> desinfestados e a formação de brotações laterais	33
7	Porcentagens de contaminação das culturas durante os ensaios de enraizamento <i>in vitro</i> de microestacas de <i>J. elliptica</i> em função do tempo. DAT: dias após transferência (fase de crescimento radicular)	34
8	Multiplicação <i>in vitro</i> de partes aéreas de <i>J. elliptica</i> em função do tempo. NPA: número de partes aéreas; ALT: altura; GEM: gemas	35
9	Multiplicação <i>in vitro</i> de <i>J. elliptica</i> , após 30 dias em sala de crescimento.	36
10	Porcentagem de microestacas de <i>J. elliptica</i> enraizadas em função do tempo de cultivo. Seta: mediana oculta; DAT: dias após transferência	37
11	Porcentagem de plantas enraizadas em função da concentração de ANA	38
12	Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA	38
13	Quantidade de raízes formadas por microestaca de <i>J. elliptica</i> em função do tempo de cultivo	39
14	Quantidade de raízes formadas por microestaca de <i>J. elliptica</i> em função da concentração de ANA	40
15	Quantidade de raízes formadas por microestaca de <i>J. elliptica</i> em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA	41
16	Comprimento das raízes em função do tempo de cultivo	42
17	Comprimento das raízes em função da concentração de ANA	42
18	Comprimento das raízes em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA	43
19	Porcentagem de plantas com calos em microestacas de <i>J. elliptica</i> em função da concentração de ANA	44

20	Porcentagem de plantas com calos em microestacas de <i>J. elliptica</i> em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA	44
21	Porcentagem de plantas com queda foliar em microestacas de <i>J. elliptica</i> em função da concentração de ANA. Q.f.: queda foliar	45
22	Porcentagem de plantas com queda foliar em microestacas de <i>J. elliptica</i> em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA	46
23	Calos basais em microestacas de <i>J. elliptica</i> enraizadas com altas concentrações de ANA	48
24	Microestacas de <i>J. elliptica</i> enraizadas <i>in vitro</i>	50
25	Porcentagem de plantas enraizadas em função das condições de luminosidade em cada fase do enraizamento (F1/F2). BC: bases cobertas; CA: carvão ativado; CL: claro; ES: escuro	51
26	Quantidade de raízes formadas em função de diferentes condições de luminosidade	53
27	Comprimento das raízes em função de diferentes condições de luminosidade	54
28	Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo	57
29	Porcentagem de plantas enraizadas em meio basal em função de diferentes condições de luminosidade	57
30	Quantidade de raízes formadas em função do tempo	58
31	Raízes formadas em meio sem auxina em função de diferentes condições de luminosidade	58
32	Comprimento das raízes em função do tempo	59
33	Comprimento das raízes em função de diferentes condições de luminosidade	59
34	Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo	60
35	Porcentagem de plantas enraizadas em função da presença de boro e zinco em cada fase (F1/F2). B: boro; BZ: boro e zinco; C: controle; Z: zinco	61
36	Quantidade de raízes formadas em função dos dias de leitura	62
37	Quantidade de raízes formadas em função da presença de boro e zinco em cada fase	62
38	Comprimento das raízes em função do tempo	63
39	Comprimento das raízes em função da presença de boro e zinco nas fases do enraizamento	63
40	Porcentagem de plantas enraizadas em microestacas de <i>J. elliptica</i> submetidas a três dias de indução em meio basal	64

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	11
2. REVISÃO DA LITERATURA.....	13
2.1. <i>Jatropha elliptica</i> (Pohl) Müll. Arg.....	13
2.2. <i>Micropropagação</i>	14
2.3. <i>Enraizamento</i>	16
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	22
3.1. <i>Obtenção do material vegetal</i>	22
3.2. <i>Condições gerais das culturas</i>	23
3.3. <i>Ensaio</i>	23
3.4. <i>Avaliação dos resultados</i>	25
4. RESULTADOS.....	30
4.1. <i>Obtenção de material vegetal</i>	30
4.2. <i>Enraizamento</i>	35
5. CONCLUSÕES.....	65
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	66
7. ANEXOS	71

1. INTRODUÇÃO

A propagação vegetativa é freqüentemente praticada em viveiros para alcançar a multiplicação rápida de plantas com as vantagens de se manter a fidelidade na reprodução de características morfológicas e tecnológicas (Hartman, 1990).

No contexto da micropropagação, ou cultura de tecidos vegetais “in vitro”, o enraizamento é a etapa em que raízes adventícias são formadas em partes aéreas provenientes da etapa de multiplicação. A inabilidade em enraizar, porém, limita a clonagem por cultura de tecidos. Embora algumas espécies enraízem ainda durante a multiplicação, a maioria das espécies necessita passar por uma etapa distinta para este fim. Sem enraizamento, os tecidos micropropagados, geralmente pequenos explantes caulinares contendo ao menos uma gema e folhas, não sobrevivem à transferência para ambiente externo (George, 1993; Assis e Teixeira, 1998).

O processo de formação de raízes adventícias é influenciado por fatores internos e externos (Davis, 1988) e reconhecido como um fenômeno constituído por estágios, ou fases sucessivas. Não há convenção quanto ao número ou quanto à natureza dos estágios e também acerca da terminologia usada (Lovell e White, 1986; Jarvis, 1986), mas prevalece o conceito de que deve haver no processo ao menos três momentos: indução, iniciação, e alongamento das raízes. Na prática, as duas primeiras requerem auxina e, às vezes, são consideradas como uma fase única enquanto o crescimento longitudinal é inibido por esta substância (De Klerk et al., 1999).

Os tipos e concentrações de auxina são os tratamentos que de maneira geral mais influenciam o enraizamento. O hormônio AIA é produzido em gemas, folhas e partes em crescimento (Ono e Rodrigues, 1996) sendo

uma das prováveis funções a indução do enraizamento. No entanto é comum a aplicação de auxina exógena para estimular a rizogênese. Quando a concentração de auxina no meio de enraizamento é excessiva, porém, ocorre formação de calo na base do explante, comprometendo a rizogênese e o crescimento da parte aérea (Grattapaglia e Machado, 1998). Em casos de difícil enraizamento, como em plantas lenhosas, é comum dividir o processo em duas etapas: a primeira com concentração alta de auxina e a seguinte sob baixa concentração ou sem auxina. Além da dose de auxina, outros fatores podem afetar o enraizamento, como a presença de luz (George, 1993) e a presença de boro e zinco no meio de cultivo (Jarvis, 1986).

Em pesquisas anteriores, Añez (2003) verificou a viabilidade em enraizar *Jatropha elliptica in vitro* com o uso do ácido índole butírico (AIB). Alguns meses depois Campos (2003) constatou que o AIB possui efeito inferior ao ANA e em tratamentos mais concentrados houve a formação de calos nas bases das microestacas. Este trabalho também mostrou a viabilidade em transferir as plantas enraizadas *in vitro* para o solo.

Assim, adotando-se como modelo de estudo a espécie *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg. (Euphorbiaceae), o objetivo do trabalho foi avaliar o efeito da aplicação de auxina, da presença de luz e da adição de boro e zinco sobre o enraizamento *in vitro*.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1. *Jatropha elliptica* (Pohl) Müll. Arg.

Conhecida popularmente como purga de lagarto (Figuras 1 e 2), batata de tiú ou erva de tiú, a espécie é uma herbácea comum nos cerrados de Mato Grosso (Figura 3).



FIGURAS 1 A 3 1. *J. elliptica* cultivada em viveiro, com flores e frutos. 2. Planta pertencente a uma população nativa. 3. Área de uma população nativa, Fazenda Experimental da UFMT, município de Santo Antônio do Lerverger, MT. Cuiabá, MT, 2006.

Uma pesquisa etnoecológica na região da Baixada Cuiabana revelou que é senso comum que os tiús, ou teiús [*Tupinambis merianae* (Reptilia: Teiidae)] se alimentam das raízes dessa planta quando são feridos por serpentes e que este seria o princípio do uso antiofídico pelas populações humanas da região (Silva et al, 1998a). Em estudos etnobotânicos, verificou-se que planta tem efeito depurativo e além de ser usada na medicina popular

contra picada de serpentes, é empregada no combate ao reumatismo, coceiras e sífilis (Guarim Neto, 1996; Pott e Pott, 1994).

Após observar uma população nativa da espécie no município de Santo Antônio do Lerverger – MT, Coelho et al. (1994) notaram que a espécie apresenta grande variabilidade nas características morfológicas. Silva et al. (1998b), também se baseando em populações nativas do mesmo município, concluíram que a espécie apresenta padrão fenológico semidecíduo, sistema subterrâneo tuberoso que funciona como órgão de reserva e que assegura rápida rebrota e crescimento vegetativo. A principal época de produção de sementes ocorre durante a estação chuvosa, principalmente entre fevereiro e março, embora a planta floresça e frutifique durante o ano todo (M.F.B. Coelho, Universidade Federal de Mato Grosso, Depto. de Fitotecnia e Fitossanidade, Cuiabá, MT, comunicação pessoal). Em condições experimentais, a germinação de suas sementes em campo – apenas 6% – é considerada muito baixa (Silva et al., 1996).

Recentemente se concluiu que a purga de lagarto é amplamente usada pela população, sendo que o seu extrativismo e comércio atendem apenas o mercado interno. Suas populações são de ocorrência pouco freqüente e do corpo da planta utiliza-se apenas a raiz, o que não permite que a planta se regenere. Diante destes fatores, a planta foi classificada como espécie em risco de extinção (Vieira e Silva, 2002).

2.2. Micropropagação

As plantas podem ser propagadas de duas maneiras: por clonagem ou por sementes. Ambos os tipos de propagação são limitados sob certas condições. Quando a produção de sementes é insatisfatória ou quando uma progênie muito heterogênea é obtida devido a uma forte heterozigose, opta-se pela propagação vegetativa (Hartmann et al., 1990).

Nos últimos anos, após a descoberta de que plantas podem ser clonadas mais rapidamente *in vitro* que *in vivo*, o conhecimento acerca da propagação *in vitro* aumentou rapidamente, incluindo plantas de regiões temperadas e tropicais, e tornou-se possível clonar espécies que eram

impossíveis de se clonar *in vivo*. Para propagar plantas *in vitro*, em princípio, é necessário que elas sejam capazes de regeneração. (Pierik, 1989).

O processo de propagação *in vitro* pode ser dividido em quatro estágios (George, 2003). O primeiro estágio é o tratamento dado à planta-matriz (estágio 0). Desta são selecionados explantes, que são desinfestados e colocados em meio de cultura sob condições assépticas (estágio I). Depois, propágulos são multiplicados (estágio II), enraizados e transplantados para substratos ou solo (estágio III) (Murashige, 1974; George, 2003). Todas essas etapas são influenciadas por diversas variáveis, sendo algumas imponderáveis, que freqüentemente restringem a repetição dos resultados e assim só há sucesso após o controle de um grande número de variáveis (Grattapaglia e Machado, 1998).

Um evento relevante a se considerar na micropropagação é o controle das contaminações. As culturas *in vitro* normalmente são susceptíveis a três tipos de infestações: as do tipo súbito e severo, causadas pela esterilização ineficiente das superfícies dos explantes durante o estabelecimento de uma cultura; as do tipo tardio, que ocorrem depois do estabelecimento axênico, geradas por microorganismos endógenos ou por microorganismos introduzidos durante o subcultivo; e as do tipo crônico, que acometem simultaneamente grupos de culturas aparentemente axênicas. Os microorganismos em questão normalmente são bactérias, leveduras ou fungos, sendo que o primeiro tipo pode ser tratado com procedimentos de descontaminação mais eficientes enquanto que os outros dois tipos são mais difíceis de se detectar. Às vezes, as infestações permanecem ocultas por um período considerável, depois se tornam visíveis e logo se tornam severas, levando a perda inevitável das culturas. Em partes aéreas, o desenvolvimento de pontos marrons nas folhas ou sinais nas bases também é mau sinal. Explantes assim, quando examinados sob microscópio, descobre-se conterem bactérias (George, 1993).

As microculturas ou cultura de tecidos apresentam características favoráveis para estudar intensivamente alguns dos fatores que influenciam o enraizamento adventício, pela melhoria da repetibilidade e reprodutibilidade

dos ensaios, a padronização das variáveis biológicas, por meio do controle preciso do estoque vegetal, livre de patógenos e independente da estação (McCown, 1988).

Como o objetivo do estudo é tratar do enraizamento *in vitro* de *Jatropha elliptica*, esta revisão se restringirá apenas aos aspectos relacionados a esta etapa da micropropagação. George (1993) e Grattapaglia e Machado (1998) oferecem boas revisões sobre cultura de tecidos *in vitro*.

2.3. Enraizamento

Existem dois tipos principais de enraizamento. O primeiro se refere à formação do sistema radicular primário, originado pelo desenvolvimento da radícula durante a embriogênese. O outro tipo de formação de raízes é aquele que ocorre em partes da planta não originadas de raízes embrionárias, isto é, são raízes que surgem em regiões de partes aéreas (Barlow, 1986). As considerações aqui feitas irão se restringir apenas ao segundo tipo.

Lovell e White (1986) apresentam um esquema onde as plantas são dispostas em diferentes grupos conforme a “facilidade” ou a capacidade em formar raízes adventícias. Entre as plantas que necessitam de excisão, ou seja, por meio de cortes serem transformadas em explantes, as herbáceas possuem maior potencial para enraizar, em relação às lenhosas jovens e maduras.

Os trabalhos que sugerem subdivisões para o enraizamento adventício consideram que para o melhor entendimento de como o processo ocorre, deve-se compreendê-lo em fases seqüenciais. Várias técnicas são aplicadas na tentativa de descrever quantas são as fases e como elas se sucedem. Os resultados variam bastante e são bem específicos para cada espécie e assim, não podem ser generalizados. Desse modo, não existe convenção sobre a quantidade, natureza e terminologia dessas fases (Haissig, 1986; Jarvis, 1986; Lovell e White, 1986; De Klerk, 1999).

Em alguns estudos, as fases são caracterizadas de acordo com as mudanças anatômicas ocorridas nos tecidos das regiões basais do caule. Os estágios iniciais são caracterizados pela aparência das células – com um núcleo grande localizado centralmente e um pequeno vacúolo – capazes de se dividirem e originar um primórdio radicular organizado. Em herbáceas, independente da espécie ou material, a origem do primórdio é próxima ao tecido vascular. Subseqüentemente, conexões vasculares são formadas entre o primórdio e o tecido vascular existente e uma raiz funcional é criada. Estes eventos são muito variáveis entre espécies, anatomicamente e em duração (Lovell e White, 1986).

Outros estudos proporcionaram um progresso substancial no entendimento geral dos eventos metabólicos que ocorrem durante o enraizamento adventício. Merecem destaque as relações hídricas, os efeitos da temperatura, da nutrição mineral e do oxigênio, o metabolismo de auxinas, do nitrogênio, de carboidratos, de ácidos nucléicos e de proteínas. Entretanto, ainda se tem pouca certeza relacionada aos controles metabólicos específicos do enraizamento (Haissig, 1986).

Como o metabolismo é uma função regulada por genes, este tipo específico de desenvolvimento também pode ser considerado uma seqüência de interpretação de um programa detalhado, codificado nas seqüências das bases do DNA nuclear (Fosket, 1988). Assim, os estudos passaram a ser feitos mais baseados na genética, com mutantes de espécies vegetais agrícolas ou não, com pouca variação genética e espécies com uma característica selvagem. Uma ênfase maior é dada na constituição genética das plantas testes para identificação de genes, os passos individuais no metabolismo dos quais o enraizamento especificamente depende. Entretanto, é difícil tentar separar as especificidades metabólicas do enraizamento das generalidades metabólicas do desenvolvimento da planta inteira (Haissig, 1986).

Como as rotas de desenvolvimento também são determinadas por fatores ambientais (Fosket, 1988), o ambiente de enraizamento tem influência profunda no sucesso ou falha do estabelecimento de raízes,

tornando-se imprescindível aperfeiçoar esse ambiente para que a etapa seja realizada com sucesso. Andersen (1986) sugere a influência de vários fatores ambientais no processo do enraizamento e enfatiza a importância em se ordenar a influência de cada um dos fatores. O presente estudo considera três fatores. O primeiro deles é a aplicação de auxina, especificamente sob dois aspectos, dose e tempo de aplicação. O segundo fator considerado é a presença de luz e o terceiro a presença dos micronutrientes boro e zinco.

2.3.1. Auxinas

Dentre os reguladores de crescimento, as auxinas têm um papel central na iniciação e desenvolvimento de raízes adventícias e compreendem o único grupo de químicos que consistentemente aumenta a formação radicular em tecidos vegetais. Muitas experiências sugerem que junto com outros fatores não identificados, as auxinas são o principal promotor endógeno da iniciação dos primórdios radiculares (Jarvis, 1986).

As primeiras experiências realizadas com auxinas foram feitas ainda na primeira metade do século 20. Utilizando o ácido indoleacético - AIA, Went (1939) [citado por De Klerk (1999) e Jarvis (1986)] mostrou que esta substância induz as primeiras divisões celulares e a formação do primórdio radicular e inibe o crescimento do primórdio ou mesmo sua iniciação. Esta observação levou Went a sugerir que existem duas fases de ação da auxina durante o enraizamento, e mais tarde, outros pesquisadores igualmente identificaram fases do desenvolvimento adventício a partir da sensibilidade dos tecidos às auxinas e outros químicos (Jarvis, 1986; De Klerk, 1999).

O AIA é sintetizado nas gemas apicais e folhas jovens de uma planta típica e é transportada caule abaixo por um mecanismo específico conhecido como sistema de transporte de auxina (Goldsmith, 1977). Existem outras auxinas, que são produzidas sinteticamente. As mais populares delas são o AIB (ácido índolebutírico) e o ANA (ácido naftalenoacético) (Ono e Rodrigues, 1996).

De maneira geral, as auxinas regulam o alongamento de internós jovens e o crescimento de laminas foliares jovens. Elas também promovem a

iniciação e a diferenciação celular em folhas e internós e estimula seu crescimento. Enquanto ela está promovendo o crescimento destes tecidos e órgãos, no caule ela inibe o desenvolvimento de gemas laterais. Isto leva a uma condição conhecida como dominância apical. A auxina endógena de folhas e outros órgãos inibe a formação da zona de abscisão na sua base. A auxina também regula a divisão celular no câmbio vascular, que é claro, está envolvida no crescimento secundário, e está implicada na manutenção da polaridade do tecido (Fosket, 1988).

A auxina pode ter igualmente efeito positivo ou negativo nestes fenômenos, dependendo de sua concentração. Ela deve ser abaixo de alguma concentração limite para ser efetiva, e abaixo desta concentração o crescimento aumenta como uma função linear da concentração crescente do hormônio. Em algum ponto, entretanto, os aumentos adicionais na concentração de auxina cessam a promoção no crescimento e de fato se torna inibitório. Tecidos diferentes variam amplamente na concentração de auxina efetiva por promover seu crescimento e/ou desenvolvimento (George, 1993).

As conclusões sobre o efeito de auxinas muitas vezes são obtidas por meio do exame dos efeitos de auxina aplicada. Tipicamente, uma tentativa é feita para eliminar as fontes endógenas de auxina, tais como gemas em crescimento, e então o efeito de hormônio aplicado exogenamente é examinado. O problema desta abordagem é que pode ser difícil determinar quanto hormônio realmente alcança o tecido (Peres e Kerbauy, 2000).

2.3.2. Luminosidade

As condições experimentais *in vitro* são adequadas para o investigar o enraizamento devido a um maior controle dos parâmetros ambientais, tais como umidade relativa, luz e temperatura (McCown, 1988). Além disso, os carboidratos adicionados ao meio de cultura podem compensar a capacidade fotossintética reduzida que prevalece *in vitro* por causa da exposição à baixa intensidade de luz ou mesmo ao escuro (George, 1993).

A luz pode ter influência no enraizamento adventício, por causa de sua interação com as auxinas naturais (McCown, 1988). Evidências sugerem que a ausência de luz aumenta a sensibilidade do explante à auxina. Segundo George, (1993), o enraizamento é promovido pelo estiolamento, direta ou indiretamente. Assim, partes aéreas são geralmente levadas ao escuro por um tempo curto e retiradas antes que comecem a se deteriorar, o que significa que um período mais curto ou mais longo pode reduzir a proporção de estacas que enraízam. Embora as aplicações simultâneas de escuro e auxina sejam convencionais e pareçam benéficas, há variações nas técnicas usadas que melhoram o enraizamento *in vitro* (George, 1993).

Em outros estudos, ao contrário, a irradiância crescente nas folhas dos explantes também aumenta o número de raízes formadas nos explantes. A explicação para o fenômeno pode estar na disponibilidade de fotossintato presente nos tecidos. Mas, outros efeitos também podem estar relacionados, como inibidores fenólicos, a acumulação de carboidratos solúveis nas bases das estacas tratadas com auxina, a promoção do transporte basípeto de auxina e a produção de ácido abscísico, que pode ser translocado para a base e promover enraizamento. Em alguns estudos, porém, o aspecto levado em conta é a distribuição da luz ao longo do explante e apontam para o bloqueio da luminosidade apenas na base da estaca (Andersen, 1986).

2.3.3. Nutrientes inorgânicos

A deficiência mineral e suas conseqüências no enraizamento têm sido pesquisadas para uma ampla variedade de nutrientes. Vários deles parecem ser ativos no processo de indução radicular, mas boro e zinco parecem ser realmente necessários (Andersen, 1986).

Existem algumas evidências que o fornecimento de nutrientes específicos durante o enraizamento influencia a iniciação e o desenvolvimento do primórdio. Haissig (1986) admite que o metabolismo do enraizamento é influenciado pela nutrição mineral, tanto das plantas matrizes como de seus explantes durante a propagação. Entretanto, as

deficiências minerais podem ser superadas pela redistribuição de minerais dentro do explante (Haissig, 1986). A vidraria ou mesmo a fonte de água utilizada nos ensaios pode ser um fator limitante na investigação dos micronutrientes (Jarvis, 1986; George, 1993).

2.3.3.1. Boro

O micronutriente Boro (B) é um dos minerais mais mencionados em estudos de enraizamento (Haissig, 1986). Jarvis (1986), em uma abordagem sobre fatores nutricionais e controle endógeno do enraizamento, relata que em feijão (*Phaseolus vulgaris* L.) o suprimento adequado de B é essencial para a formação do primórdio da raiz, bem como para seu subsequente crescimento.

Sugere-se também que este micronutriente tenha um papel no controle dos níveis de auxina. Várias observações indicaram que o boro pode controlar as concentrações efetivas de auxina nos sítios de iniciação do primórdio, promovendo um aumento nos níveis de auxina por meio do estímulo do metabolismo de AIA durante a fase de indução e mais tarde aumentando a atividade de AIA oxidase, fazendo diminuir as concentrações de auxina, o que é necessário para a organização e o crescimento do primórdio (Jarvis, 1986).

Foi levantada a hipótese do boro atuar como ativador da oxidase de AIA, deixando o paradoxo de que a degradação de AIA mais parece promover do que inibir o enraizamento. O papel do boro no enraizamento pode estar mais relacionado ao aparecimento do primórdio do que da fase de iniciação em si (Andersen, 1986).

2.3.3.2. Zinco

A necessidade de zinco no processo de enraizamento poderia ser explicada em termos de ativação da síntese do triptofano e do ácido índole-acético, mas nenhuma investigação recente sobre o envolvimento deste elemento no enraizamento foi apresentada, devido talvez à baixa ocorrência de deficiência de Zn (Andersen, 1986).

3. MATERIAL E MÉTODOS

As principais atividades ocorreram no Laboratório BIOTEC, do departamento de Fitotecnia e Fitossanidade, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAMEV), Universidade Federal de Mato Grosso, em Cuiabá, MT, entre março de 2004 a agosto de 2005.

3.1. Obtenção do material vegetal

A identificação botânica da espécie em estudo foi feita pela Dra. Maria de Fátima Barbosa Coelho do Depto. de Fitotecnia e Fitossanidade, da Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária (FAMEV/UFMT). Exsicatas estão depositadas no Herbário Central da UFMT sob registro nº 25656.

Plantas matrizes de *J. elliptica* foram selecionadas em viveiros no campus universitário e também em populações nativas na fazenda experimental da UFMT, localizada no município de Santo Antônio de Lerverger, MT (15°47'S 56°04'W). Ramos foram colhidos, desinfestados pela imersão e agitação em álcool 70° GL durante 2 min e depois em solução contendo 1% de hipoclorito de sódio comercial e 6 gotas de detergente Tween[®]. Sob fluxo laminar foram retirados segmentos nodais, que foram inoculados em tubos de ensaio (25x150 mm) com 15 mL de meio de cultura. Partes aéreas foram multiplicadas em meio de cultura acrescido de 5 µmol. L⁻¹ 6-benzilaminopurina (BAP). As microestacas utilizadas nos ensaios de enraizamento continham entre dois e quatro nós.

3.2. Condições gerais das culturas

Os explantes foram inoculados em frascos de vidro (50x80 mm) contendo 15 mL de meio de cultura preparado com os sais de Murashige e Skoog (1962), acrescido de 30 g.L⁻¹ sacarose, 0,1 g.L⁻¹ meso-inositol, 6 g.L⁻¹ agar, fechados com tampas plásticas transparentes, lacrados com filme de PVC e expostos ao fotoperíodo de 16 h (40-50 μmol m⁻² s⁻¹) sob 25 ± 2 °C. pH ajustado para 5,8 e autoclavados a 121 °C e 1,5 kPa por 15 min.

3.3. Ensaio

Foram realizados quatro ensaios que forneceram informações acerca das duas fases que compõe a etapa de enraizamento, a saber: (i) concentração de auxina e tempo de tratamento com auxina; (ii) efeito da exposição das microestacas à luz na presença de auxina; (iii) efeito das microestacas à luz na ausência de auxina; (iv) presença e ausência de boro e zinco.

3.3.1. Ensaio 1

O primeiro ensaio visou determinar a melhor faixa de concentração de ácido 1-naftalenoacético (ANA) e tempo de exposição a esta substância durante a fase de indução. Microestacas foram colocadas verticalmente em frascos com meio de cultura acrescido de cinco diferentes concentrações (0, 1, 5, 10, 25 μmol.L⁻¹) de ANA e levadas ao escuro durante seis diferentes tempos (1, 2, 3, 5, 7 e 10 dias). Utilizou-se um delineamento inteiramente casualizado em arranjo fatorial 5x6, sendo cinco concentrações de ANA e seis tempos de exposição. Foram utilizadas sete repetições por tratamento (frasco), e em cada frasco foram colocadas três microestacas.

Após os tratamentos, as microestacas foram transferidas para o meio basal acrescido de carvão ativado e deixadas sob fotoperíodo de 16/8 h, sendo esta a fase de crescimento das raízes. O ensaio foi avaliado a cada três dias durante 18 dias. Os parâmetros avaliados foram porcentagem de plantas enraizadas por tratamento, quantidade de raízes formadas e o comprimento das raízes por planta enraizada. Na última avaliação foram verificados a porcentagem de plantas com calos e queda foliar. O período de

obtenção do material vegetal foi entre os meses de setembro e novembro e a realização do ensaio foi entre os dias 23 de novembro e 22 de dezembro de 2004.

3.3.2. Ensaio 2

Foram examinadas as relações das fases de indução e iniciação com a luz. Microestacas foram colocadas em meio de indução MS acrescido de 5 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA (resultado obtido no Ensaio 1) e deixadas sob 4 condições de luminosidade durante a etapa de indução: fotoperíodo de 16/8 h, tubos com as bases cobertas, meio acrescido de carvão ativado e escuro completo, durante 72 horas, conforme resultado obtido no ensaio anterior.

As microestacas foram então transferidas para o meio de crescimento basal e expostas às mesmas quatro condições de luz descritas para o estágio anterior, por um tempo de crescimento radicular de sete dias. Esse tempo foi usado a fim de se isolar o efeito da luz das condições padrão de crescimento em estacas que estavam no escuro durante a segunda fase, por exemplo.

Utilizou-se um delineamento inteiramente casualizado, totalizando 16 tratamentos. Foram utilizadas oito repetições por tratamento (frasco), sendo que em cada frasco foram colocadas três microestacas. O ensaio foi avaliado aos dez dias. Os parâmetros avaliados foram porcentagem de plantas enraizadas por tratamento, a quantidade de raízes formadas e o comprimento das raízes por planta enraizada. A obtenção do material vegetal foi feita nos meses de dezembro e janeiro e o ensaio foi realizado entre os dias 9 e 22 de fevereiro de 2005.

3.3.3. Ensaio 3

Foram avaliadas as relações de luz nas fases de indução e iniciação, porém sem a adição de auxina ao meio na primeira fase. Estacas foram colocadas em meio de indução MS basal e deixadas sob quatro condições de luminosidade: fotoperíodo de 16/8 h, tubos com as bases cobertas, meio acrescido de carvão ativado e escuro completo, durante 72 h e depois as

estacas foram transferidas para o meio de crescimento MS basal e expostas às mesmas quatro circunstâncias de luz descritas para a fase anterior.

Utilizou-se um delineamento inteiramente casualizado, totalizando 16 tratamentos. Foram utilizadas oito repetições por tratamento (frasco), sendo que em cada frasco foram colocadas três microestacas. O ensaio foi avaliado aos dez dias e em virtude das respostas terem sido insuficientes neste período, foram realizadas mais duas avaliações, aos 20 e 30 dias. Os parâmetros avaliados foram porcentagem de plantas enraizadas por tratamento, a quantidade de raízes formadas e o comprimento das raízes por planta enraizada. O obtenção do material vegetal foi feita entre os meses de fevereiro e março e o ensaio foi iniciado no dia 2 de abril e foi encerrado em 11 de maio de 2005.

3.3.4. Ensaio 4

O ensaio considerou a presença de boro e zinco durante as fases de indução e desenvolvimento radicular. Estacas foram colocadas em meio de indução MS preparado com água deionizada, acrescido de $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ α -ANA e 4 diferentes tratamentos com boro [(B) $6,2 \text{ mg.L}^{-1} \text{ H}_3\text{BO}_3$] e zinco [(Z) $8,6 \text{ mg.L}^{-1} \text{ ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$] durante a fase de indução: ausência de B e Z, presença de B e ausência de Z, ausência de B e presença de Z e presença de B e Z e deixadas durante 72 h e transferidos para as mesmas quatro concentrações na fase de crescimento descritas para a fase anterior.

Utilizou-se um delineamento inteiramente casualizado, totalizando 16 tratamentos. O ensaio foi avaliado a cada quatro dias durante 32 dias. Os parâmetros avaliados foram porcentagem de plantas enraizadas por tratamento, a quantidade de raízes formadas e o comprimento das raízes por planta enraizada. O obtenção do material vegetal foi feita no meses de maio e junho e o ensaio foi realizado entre 1 de julho e 3 de agosto de 2005.

3.4. Avaliação dos resultados

Os dados coletados nos ensaios foram tabulados e analisados estatisticamente com o auxílio dos *softwares* Microsoft Excel e Minitab v.14. Para realizar a análise de variância, os dados foram submetidos ao teste de

Shapiro-Wilk (similar ao Ryan-Joiner) para avaliar a normalidade da distribuição e para testar a homogeneidade das variâncias foram feitos gráficos dos resíduos contra valores ajustados. Foram também realizadas transformações de Box-Cox para alcançar as pressuposições para a aplicação válida do teste de significância na ANOVA.

Com a realização dos testes de homogeneidade e normalidade dos dados obtidos nos ensaios de enraizamento, verificou-se que em alguns parâmetros analisados as variâncias dos resíduos eram constantes, mas em outros o mesmo não ocorreu. Em nenhum momento, porém, os resíduos apresentavam distribuição normal.

Na tentativa de se conseguir a homogeneidade de variâncias nos dados que não as possuíam e se obter normalidade dos erros de observação, foram feitas transformações de Box-Cox e foi constatada a possibilidade de se obter variância constante. No entanto, o mesmo não ocorreu com a distribuição normal, não sendo possível encontrar nenhuma transformação adequada para nenhum dos grupos de dados. Assim, optou-se pelo teste H de Kruskal-Wallis, uma alternativa não paramétrica à Análise da Variância (CONOVER, 1980).

Em resumo o procedimento do teste foi o seguinte: os dados foram ordenados em ordem ascendente em todos os grupos, sendo atribuído a eles postos de 1 a n . Sendo R_{11}, \dots, R_{1n_1} os postos dos n_1 indivíduos que receberam o tratamento 1; R_{21}, \dots, R_{2n_2} os postos dos n_2 indivíduos que receberam o tratamento 2, e assim por diante. Quando ocorreram empates nas observações, isto é, com o mesmo valor, foi utilizado um posto médio para cada uma das observações empatadas (CONOVER, 1980). A seguir, foi determinado o valor da soma dos postos para cada um dos grupos,

onde $R_i = \sum_{j=1}^{n_i} R_{ij}$ e $i = 1, \dots, a$.

Então, fez-se o teste de igualdade de tratamentos considerando uma distribuição Qui-quadrado aproximada com $a - 1$ graus de liberdade. A estatística do teste H utilizada foi:

$$K = \frac{12}{n(n+1)} \sum_{i=1}^a \frac{R_i^2}{n_i} - 3(n+1) \quad (1)$$

Em caso de empates nas observações utilizou-se:

$$K = \frac{1}{S^2} \left[\sum_{i=1}^a \frac{R_i^2}{n_i} - \frac{n(n+1)^2}{4} \right], \quad (2)$$

onde n_i é o número de observações no i -ésimo tratamento, n o número total de observações, e S^2 é a variância dos postos. Assumem-se as seguintes hipóteses:

H0: as classes têm valores iguais;

H1: pelo menos uma das classes tem valor diferente.

O teste de Kruskal-Wallis rejeita H_0 para valores superiores de K (K observado maior que K tabelado). Todos os cálculos para o teste de Kruskal-Wallis foram resumidos em tabelas (Anexo A). O valor de P (p-valor), mostrado no final da tabela diz se as diferenças são estatisticamente significativas ou a probabilidade de rejeitar H_0 quando esta hipótese é verdadeira.

Para expressar os resultados sobre a etapa de enraizamento no texto foram utilizados gráficos do tipo Boxplot, que apresentam como medidas de localização a mediana (Q_2), primeiro (Q_1) e terceiro quartis (Q_3), na porção central, inferior e superior, respectivamente (Figura 4). Os quartis são dados por:

$$Q_1 = (N + 1) / 4 \quad (3.1)$$

$$Q_2 = (N + 1) / 2 \text{ (Mediana)} \quad (3.2)$$

$$Q_3 = 3 \times (N + 1) / 4 \quad (3.3)$$

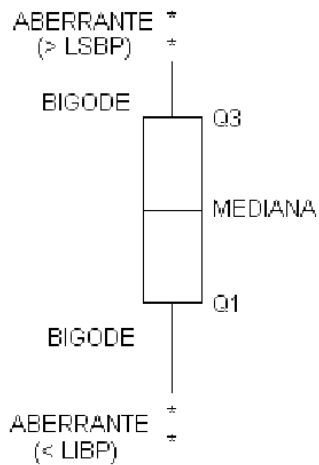


FIGURA 4 Representação esquemática de um gráfico Boxplot.

Setas são utilizadas nos gráficos para mostrar a mediana em situações onde esta medida possui o mesmo valor de Q1 ou Q3. Também são informados nos gráficos o limite inferior (LIBP) e superior (LSBP) do boxplot, que são dados por:

$$LIBP = Q1 - 1,5 \times (Q3 - Q1), \quad (4.1)$$

$$LSBP = Q3 + 1,5 \times (Q3 - Q1), \quad (4.2)$$

Os pontos aberrantes ou discrepantes são pontos fora dos limites *LIBP* e *LSBP*, e foram denotados por um asterisco (*).

Na parte inferior à direita dos gráficos é apresentado o valor de P do teste estatístico Kruskal-Wallis, extraído da tabela de cálculos necessários para a realização do teste.

Para simplificar a apresentação dos resultados dos Ensaios 2, 3 e 4, os tratamentos foram indicados por meio da sigla do tratamento em cada fase do enraizamento (FASE1/FASE2). Assim quando se referiu ao tratamento claro na primeira fase seguido de claro na segunda fase, o tratamento foi grafado CL/CL.

Durante a análise estatística dos dados do experimento 1 percebeu-se que a porcentagem de plantas enraizadas não havia avançado após o nono DAT. Assim decidiu-se utilizar a leitura realizada no 15 DAT para realizar a avaliação do experimento em função do número de elementos que esta possuía em relação ao 18 DAT.

Para analisar o número de raízes formadas e os seus respectivos comprimentos foram levados em conta apenas explantes que haviam enraizado, para evitar que estes não influenciassem na análise estatística.

4. RESULTADOS

4.1. Obtenção de material vegetal

Os dados aqui apresentados foram obtidos nas duas etapas necessárias a produção de microestacas *in vitro* e que, portanto, antecedem o enraizamento: o estabelecimento de culturas assépticas e a multiplicação de partes aéreas a partir de gemas axilares.

4.1.1. Contaminação das culturas

A porcentagem de contaminantes observada após um procedimento de assepsia de segmentos nodais é ilustrada na Figura 5. O exemplo mostrado ilustra o último evento de descontaminação de materiais vegetais para a obtenção de culturas assépticas *in vitro* realizado durante o estudo. O número de explantes livres de contaminação por microorganismos diminuiu rapidamente durante os dez primeiros dias de cultura, ocorrendo a contaminação de mais de 60% do material. Entre os recipientes contaminados aos 10 dias, 64,3% dos explantes apresentavam bactérias e 35,7% fungos. O aparecimento de contaminações bacterianas aumentou 7,5% no vigésimo dia e permaneceu estável até o fim das observações.

A aparição de fungos, entretanto, avançou 11,2% até o último dia observado. Assim, aos 40 dias *in vitro*, 48,1% dos explantes estavam contaminados por bactérias e 33,2% por fungos, restando para ser utilizado na multiplicação apenas 18,7% do estoque inicial de explantes.

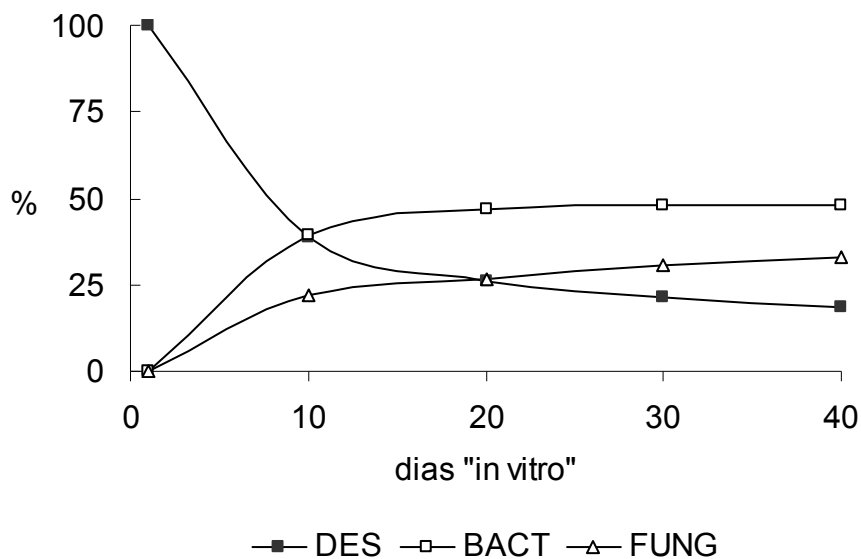


FIGURA 5 Porcentagem acumulada de contaminantes em função do tempo. DES: plantas limpas ou “descontaminadas”; BACT: bactérias; FUNG: fungos. Cuiabá, MT, 2006.

Os resultados observados foram diferentes dos observados por Añez (2003), que após 30 dias observou a descontaminação de 80,7% dos explantes *in vitro* de *J. elliptica*, aplicando-se a mesma técnica de assepsia de material vegetal utilizada neste trabalho – imersão e agitação de segmentos nodais em solução 1% HOCl e 1 mL.L⁻¹ de Tween por 60 min; enxágüe em água estéril, excisão e inoculação dos explantes em tubos de ensaio sob fluxo laminar.

Na realidade, os resultados obtidos nas descontaminações de *J. elliptica* variaram muito ao longo do presente estudo, onde se observou a desinfestação de quase todos os explantes em algumas ocasiões e na maioria das vezes, a perda completa dos indivíduos inoculados devido às contaminações. É possível que a variação esteja associada à estação do ano em que os tecidos vegetais foram coletados, que poderiam influenciar na umidade, temperatura e outros fatores ambientais relevantes e nas interações entre as plantas e outros organismos.

Como as plantas matrizes eram, às vezes, selecionadas e colhidas em populações de ocorrência natural, o combate *in vivo* às contaminações

não foi priorizado. Coletavam-se apenas partes de plantas jovens e saudáveis, sem traumas na epiderme ou deformações nas folhas.

O estabelecimento de culturas assépticas é uma das etapas da micropropagação mais trabalhosas de se superar. No presente estudo ela foi um dos maiores obstáculos na realização dos trabalhos. Inicialmente, em todos os explantes inoculados “*in vitro*” se observava presença de contaminantes e por cerca de quatro meses se tentou eliminar microorganismos sem sucesso. Assim, executou-se uma série de descontaminações sucessivas e isto proporcionou o aprimoramento das técnicas de assepsia no fluxo e a incorporação do uso de álcool 70° GL antes do banho de hipoclorito de sódio. Por fim, após várias tentativas, foram observados explantes livres de patógenos e assim foi possível produzir gemas úteis à multiplicação de partes aéreas (Figura 6).

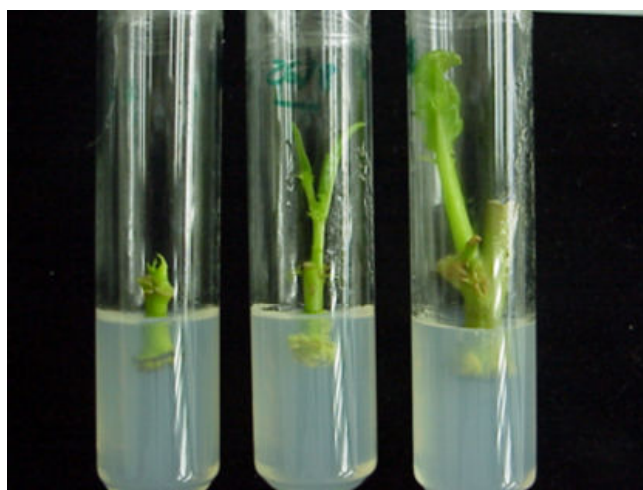


FIGURA 6 Explantes *in vitro* de *J. elliptica* desinfestados e a formação de brotações laterais. Cuiabá, MT, 2006.

Nesses explantes aparentemente livres de patógenos, entretanto, as contaminações continuaram a aparecer durante as etapas de multiplicação de partes aéreas e enraizamento. Na Figura 7 são apresentados as porcentagens de contaminações ocorridos durante os quatro ensaios de enraizamento realizados durante o estudo.

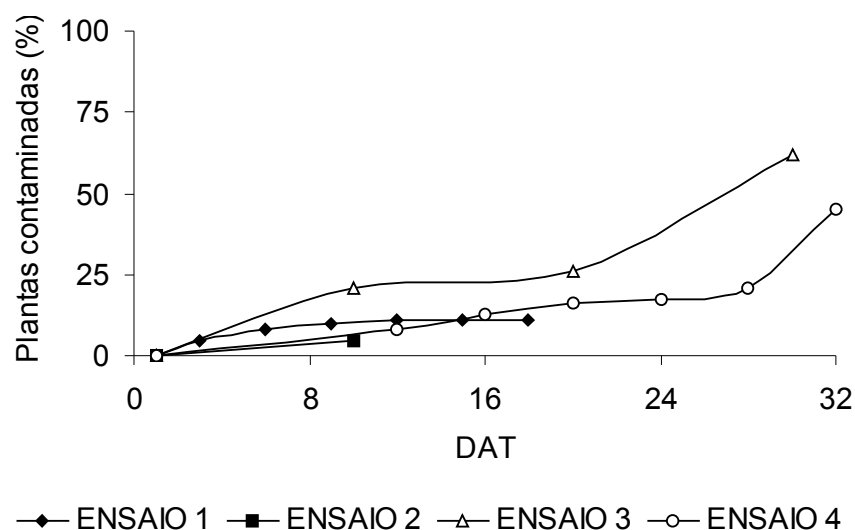


FIGURA 7 Porcentagens de contaminação das culturas durante os ensaios de enraizamento *in vitro* de microestacas de *J. elliptica* em função do tempo. DAT: dias após transferência (fase de crescimento radicular). Cuiabá, MT, 2006.

Como se pode observar, nos ensaios 1 e 2, a presença de contaminações nas culturas ocorreu em níveis aceitáveis. No ensaio 2 foi detectado em apenas 5,5% das culturas dez dias após transferência (DAT). No ensaio 1 as contaminações alcançaram 10,95% das culturas no 12 DAT e permaneceram assim até o 18 DAT.

No ensaio 3 as contaminações atingiram, aos 10 DAT, 21,1% das microestacas. Dez dias depois, as contaminações haviam avançado pouco sobre as culturas, sendo observado colônias de microorganismos em 25,8% delas. Aos 30 DAT, porém, a quantidade de microestacas contaminadas aumentou seu ritmo de aparecimento, chegando a 61,7%. As contaminações, portanto, aumentaram mais entre 20 e 30 DAT neste ensaio.

No ensaio 4, da mesma maneira, o aparecimento de contaminações aos 12 DAT havia atingido 7,8% das culturas, alcançando 12,4% aos 16 DAT e 21,1% aos 28 DAT. Entre o 28 e o 32 DAT, porém, as contaminações foram a 45,3% das culturas, aumentando em 23% em relação à última avaliação. Nos ensaios 3 e 4, perdas de 61,7% e 45,3% respectivamente

significaram a perda de informações que os ensaios poderiam fornecer. No caso do ensaio 3, tratamentos inteiros foram perdidos e o fato comprometeu o objetivo do ensaio, que foi avaliar diferentes condições de luminosidade nas duas fases do enraizamento de *J. elliptica* na ausência de auxina.

Acredita-se que as contaminações surgidas durante as etapas de enraizamento sejam de origem endógena. As plantas matrizes utilizadas no estudo foram coletadas em populações naturais no cerrado. Possivelmente, microorganismos permaneceram no interior dos explantes *in vitro*, e apenas depois de algum tempo tornaram-se visíveis nos meios de cultura.

4.1.2. Multiplicação de partes aéreas

A multiplicação de partes aéreas permitiu uma produção rápida de material para os ensaios de enraizamento, por meio de ciclos de sub cultivos sucessivos. Na Figura 8 se ilustra o modo como os parâmetros levados em conta na multiplicação se comportaram durante um ciclo de subcultivo.

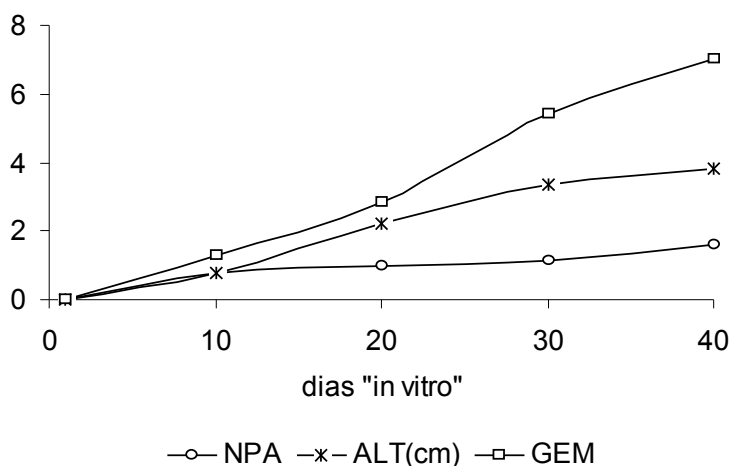


FIGURA 8 Multiplicação *in vitro* de partes aéreas de *J. elliptica* em função do tempo. NPA: número de partes aéreas; ALT: altura; GEM: gemas. Cuiabá, MT, 2006.

O gráfico da página anterior mostra que, para cada gema colocada em meio de multiplicação foram formadas em média sete gemas, 1,6 parte aérea de 3,8 cm. Isto significa que cada gema gerada neste sistema origina, em média, sete gemas adicionais em cada subcultivo. Este resultado é consequência direta do BAP adicionado ao meio MS (George, 1993).

Pela excisão, individualização e cultivo de gemas caulinares, em um período de dois a quatro meses foi possível obter as quantidades de microestacas necessárias à realização de cada ensaio. No primeiro ensaio foram utilizadas 630 estacas. No segundo, no terceiro e no último ensaio utilizou-se uma população mais reduzida: 384 indivíduos foram testados.

A Figura 9 mostra plantas com cerca de 30 dias, em sala de crescimento. Desse período em diante, as plantas já foram utilizadas em novos subcultivos, ou então em ensaios de enraizamento.

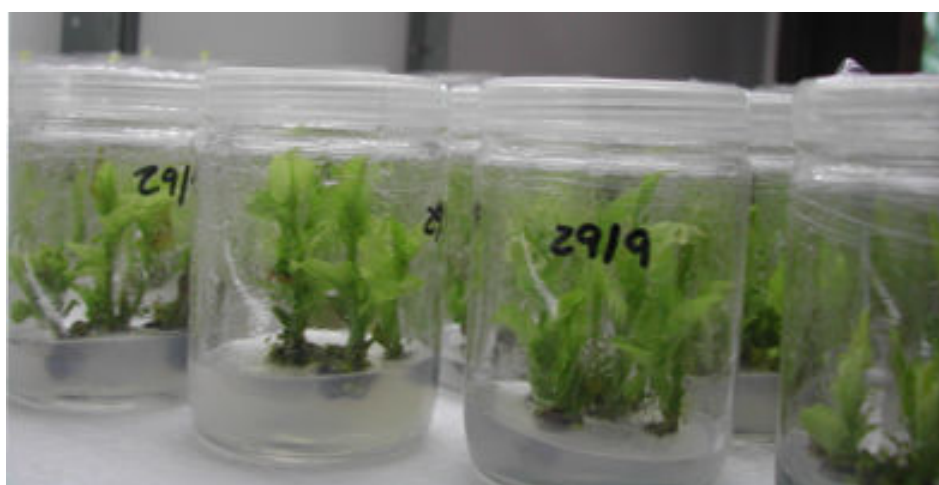


FIGURA 9 Multiplicação *in vitro* de *J. elliptica*, após 30 dias em sala de crescimento. Cuiabá, MT, 2006.

4.2. Enraizamento

4.2.1. Ensaio 1

4.2.1.1. Resultados

As porcentagens de plantas enraizadas a cada dia de avaliação são ilustradas na Figura 10.

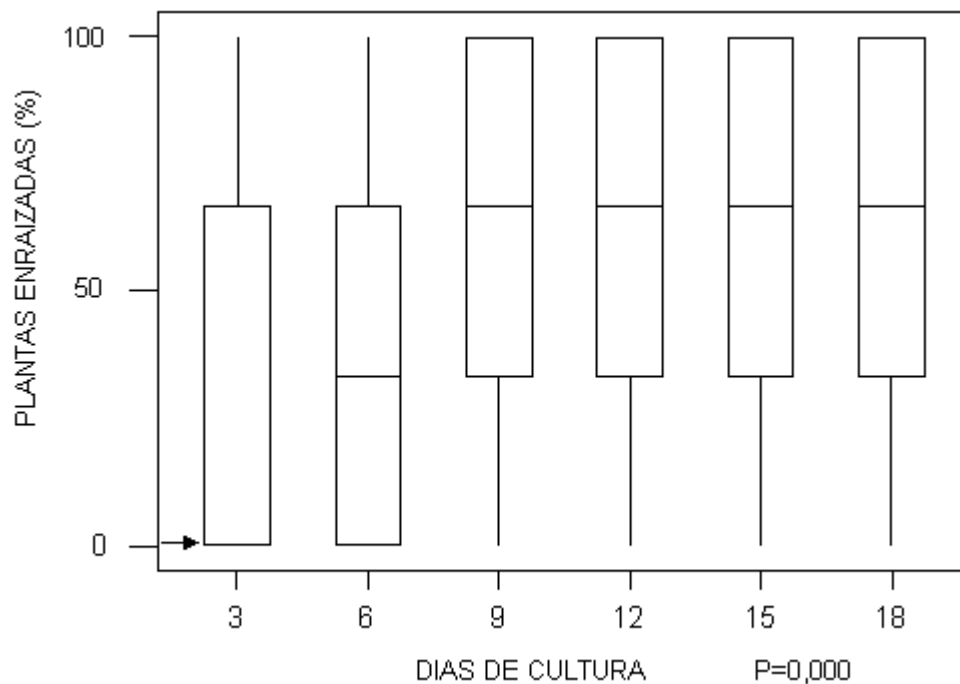


FIGURA 10 Porcentagem de microestacas de *J. elliptica* enraizadas em função do tempo de cultivo. Seta: mediana oculta; DAT: dias após transferência. Cuiabá, MT, 2006.

Os cálculos para o teste de Kruskal-Wallis foram resumidos na Tabela 1 (Anexo A). Concluiu-se que as porcentagens das plantas enraizadas em cada leitura são estatisticamente diferentes ($P=0,000$). Seis dias após o início das avaliações foi observado o enraizamento de 33% do material e aos nove DAT, o enraizamento das microestacas havia atingido sua maior taxa (67%), não sendo observado aumento até o fim do ensaio.

A porcentagem de plantas enraizadas em função da concentração de auxina é apresentada na Figura 11. Não foram verificadas porcentagens de plantas enraizadas estatisticamente diferentes entre as concentrações de ANA (Tabela 2, Anexo A). Assim, as diferentes concentrações de auxina enraizaram microestacas de *J. elliptica* de maneira semelhante, porém a concentração de $1 \mu\text{mol.L}^{-1}$ apresentou menor variação em sua resposta.

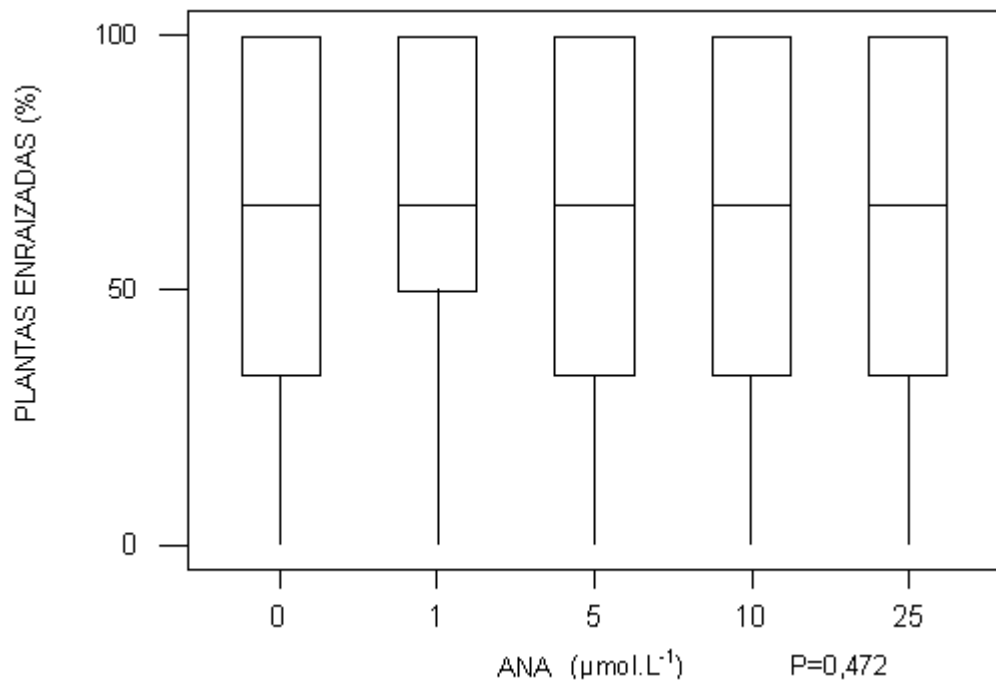


FIGURA 11 Porcentagem de plantas enraizadas em função da concentração de ANA. Cuiabá, MT, 2006.

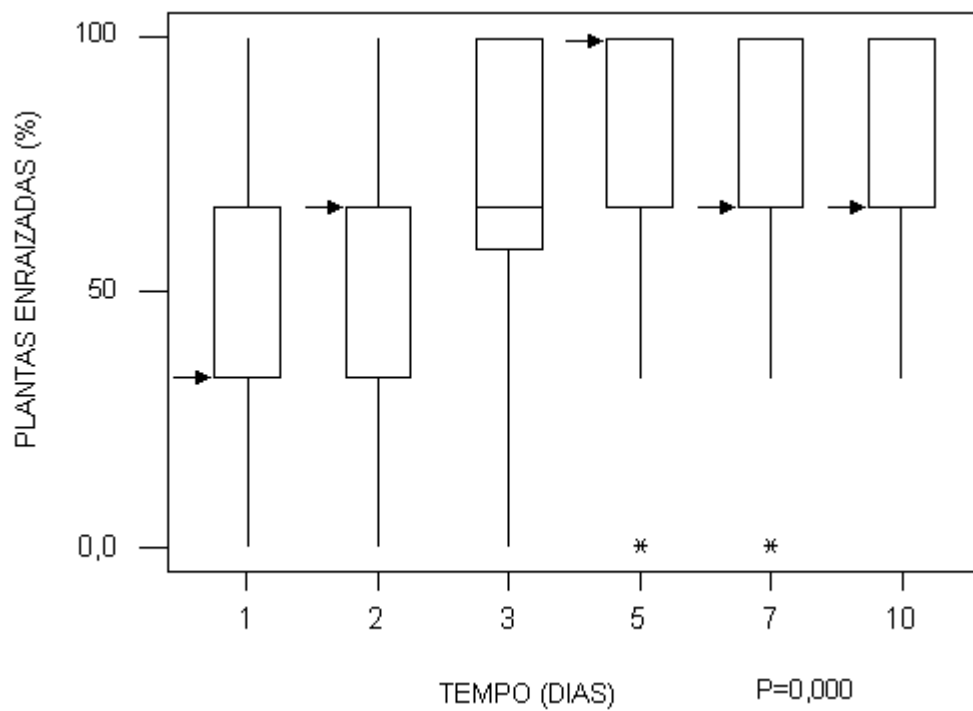


FIGURA 12 Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA. Seta: mediana oculta. Cuiabá, MT, 2006.

Ao avaliar o efeito do tempo de aplicação sobre a porcentagem de plantas enraizadas (Figura 12), estas apresentaram diferenças altamente significativas (Tabela 3, Anexo A) o tratamento de um dia mostrou ser insuficiente ao enraizar menos microestacas que os demais. Os tratamentos de dois, três, sete e dez dias de duração apresentaram médias semelhantes (67%), sendo os tratamentos de três dias os que apresentavam menor variação. No tratamento de cinco dias foi observada porcentagem de enraizamento superior em relação aos outros tratamentos (100%).

A quantidade de raízes formadas manteve-se semelhante durante o ensaio (Figura 13; Tabela 4). Foi verificada uma diminuição entre o terceiro e sexto dia, provavelmente relacionada ao aumento considerável de microestacas enraizadas nesse período (74 e 124 indivíduos, respectivamente). Na Figura 13 também é possível verificar os valores espúrios (*) e o seu aumento em relação ao tempo.

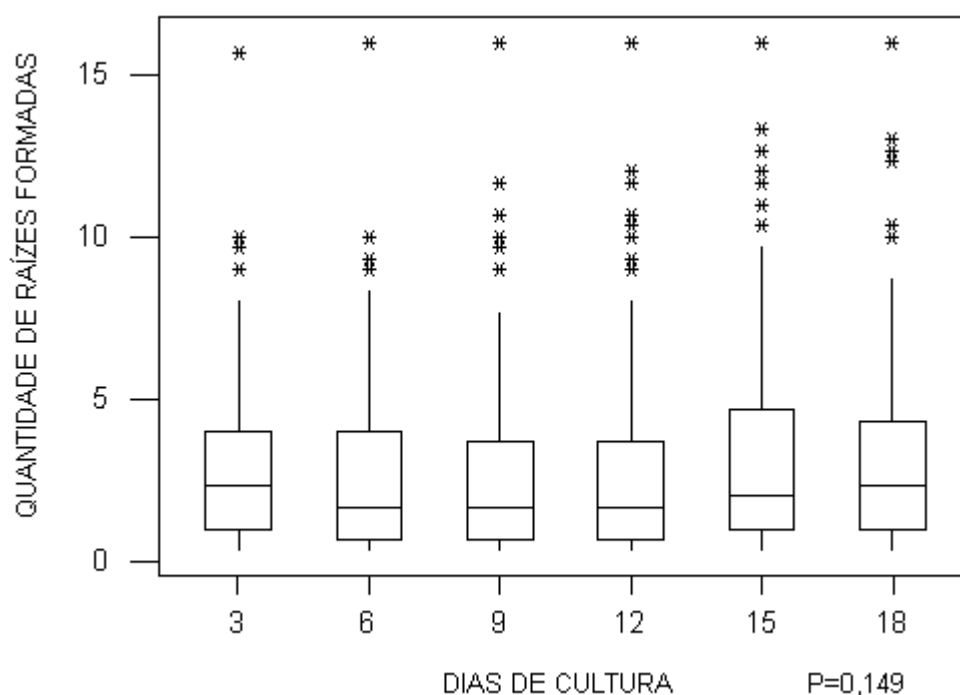


FIGURA 13 Quantidade de raízes formadas por microestaca de *J. elliptica* em função do tempo de cultivo. * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

A quantidade de raízes formadas em função da concentração de ANA é ilustrada na Figura 14. Foram observadas diferenças significativas entre as médias (Tabela 5). No tratamento controle foi notado valor inferior aos demais tratamentos (1,33 raiz;). O tratamento de 5 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ foi o tratamento onde se observou resultado superior para o parâmetro em questão (5,0 raízes), seguido dos tratamentos de 1 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ (2,67 raízes) e o 10 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ (2,50 raízes). No tratamento de 25 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ (2,17 raízes) foi verificado resultado inferior entre os tratamentos com auxina.

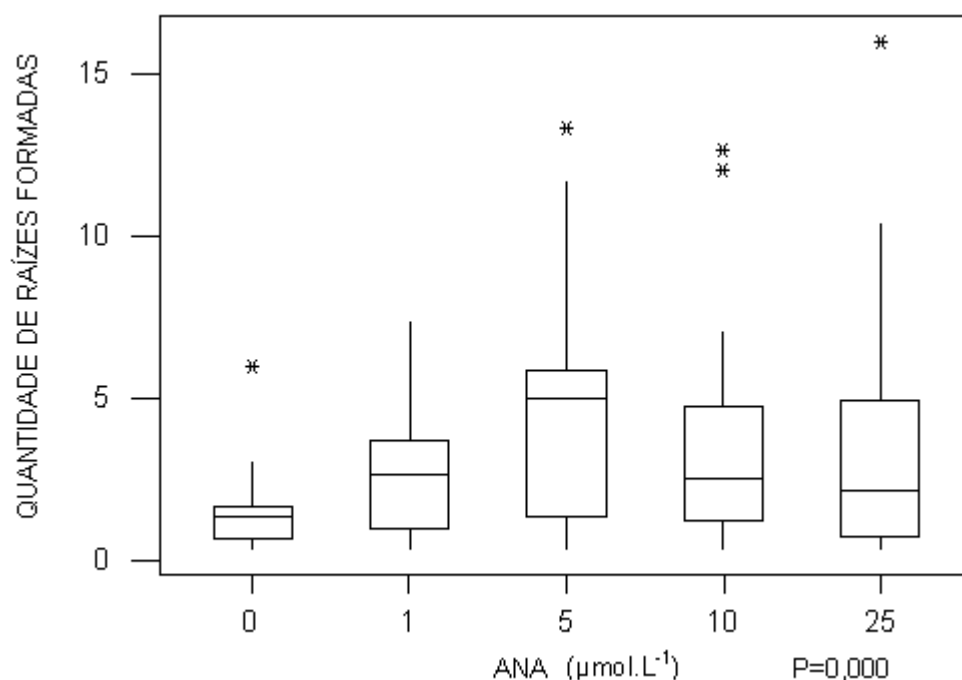


FIGURA 14 Quantidade de raízes formadas por microestaca de *J. elliptica* em função da concentração de ANA. * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

A quantidade de raízes formadas por microestaca em função do tempo é mostrada na Figura 15. As médias também diferiram entre si (Tabela 6). No tratamento de um e dois dias foram observadas menos raízes em média (1 a 1,33 raiz) que nos demais tratamentos. Microestacas submetidas a três dias de indução formaram 2 raízes por microestaca. Os

tratamentos de cinco dias em diante formaram 3 raízes, em média, mas no tratamento de dez dias foi conferido maior variação nos valores observados.

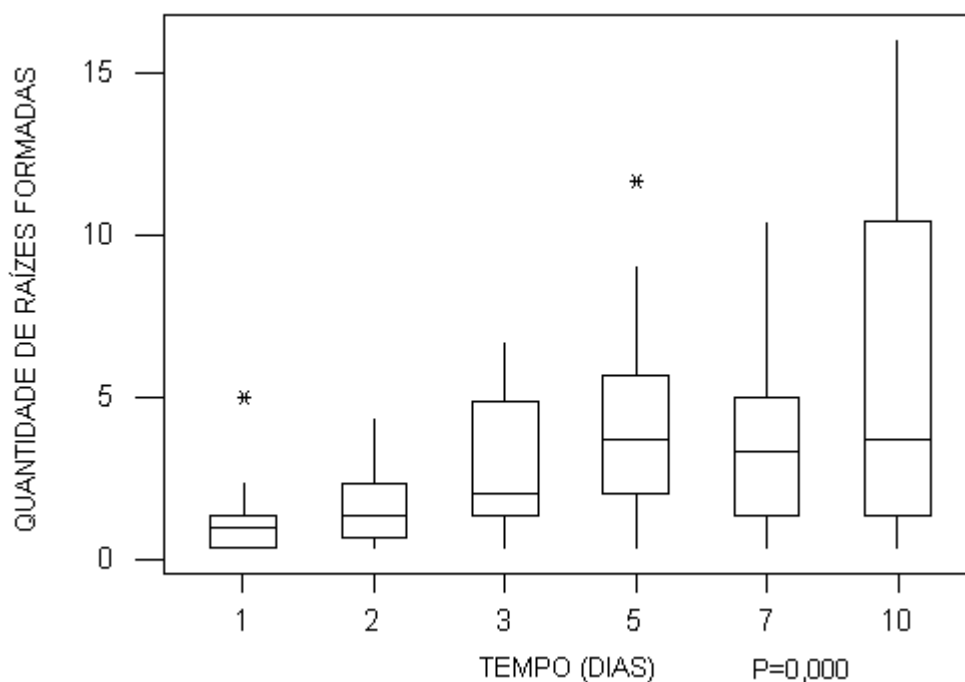


FIGURA 15 Quantidade de raízes formadas por microestaca de *J. elliptica* em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA. * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

Os comprimentos das raízes ao longo do ensaio são apresentados na Figura 16. Não foi verificado aumento no comprimento das raízes após o 15 dia (Tabela 7). O comprimento das raízes em função da concentração de ANA é ilustrado na Figura 17. Não foram verificadas diferenças estatísticas nos comprimentos radiculares entre as médias (Tabela 8).

O comprimento das raízes em função do tempo de indução é mostrado na Figura 18. Assim como no parâmetro quantidade de raízes formadas, os tratamentos de um e dois dias apresentaram respostas inferiores aos demais tratamentos (2,0 e 2,67 cm, respectivamente) (Tabela 9).

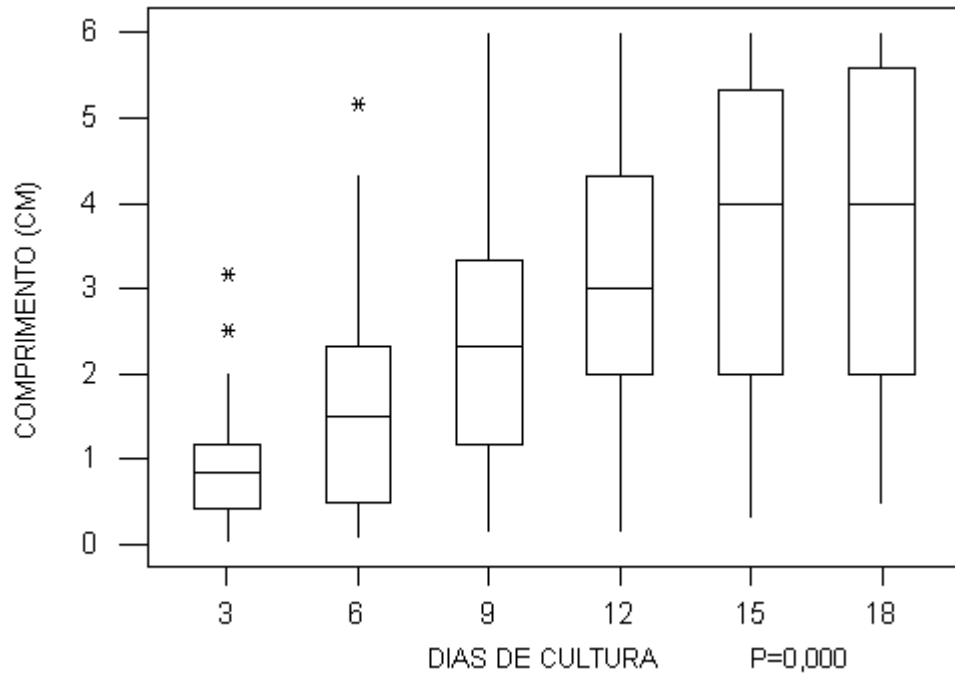


FIGURA 16 Comprimento das raízes em função do tempo de cultivo. * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

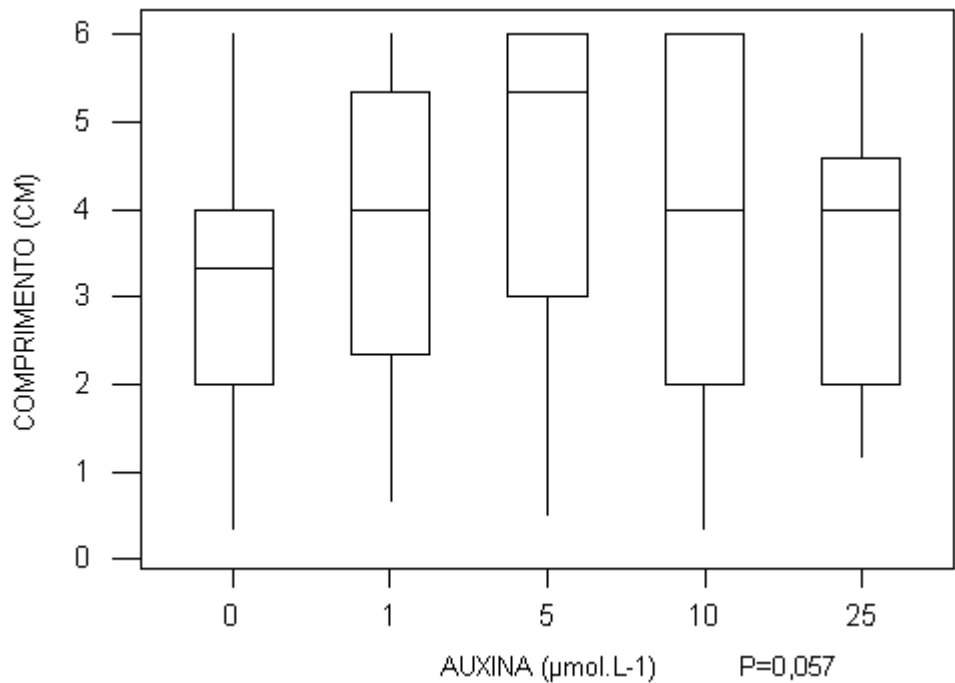


FIGURA 17 Comprimento das raízes em função da concentração de ANA. Cuiabá, MT, 2006.

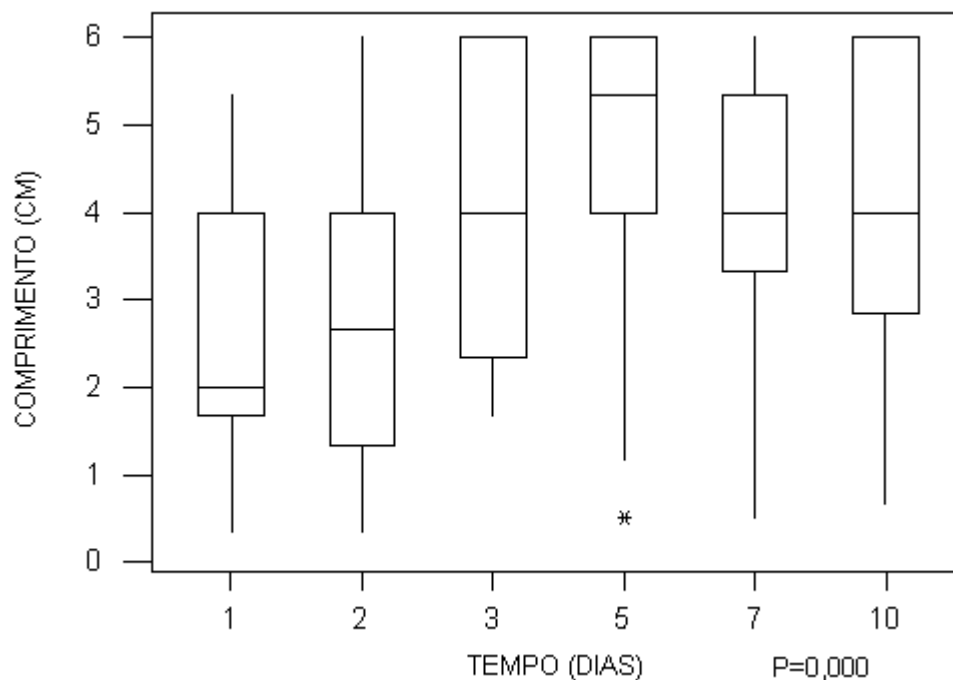


FIGURA 18 Comprimento das raízes em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA. * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

Nos tratamentos de três, sete e dez dias as médias de comprimento radicular foram semelhantes (4,0 cm), embora o tratamento de três dias possuísse maior variação. O tratamento de cinco dias mostrou ser a melhor condição para o crescimento radicular em *J. elliptica* (5,33 cm). A presença de calos e a queda foliar nas microestacas foram avaliadas aos 18 dias, a última avaliação feita no ensaio.

A frequência de plantas com calo em função da concentração de auxina é ilustrada graficamente na Figura 19. As médias diferiram estatisticamente entre si (Tabela 10). Nas microestacas submetidas ao tratamento controle não se observou calos. Nos tratamentos com 1 e 5 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ não houve formação desses tecidos desorganizados, mas se pôde observar variação, sendo esta maior no tratamento de 5 dias. Nos tratamentos mais concentrados, 10 e 25 $\mu\text{mol.L}^{-1}$, entretanto, formaram-se calos em grande parte das microestacas ($\geq 67\%$), sendo observado em todas as microestacas submetidas ao tratamento de 25 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ (100%).

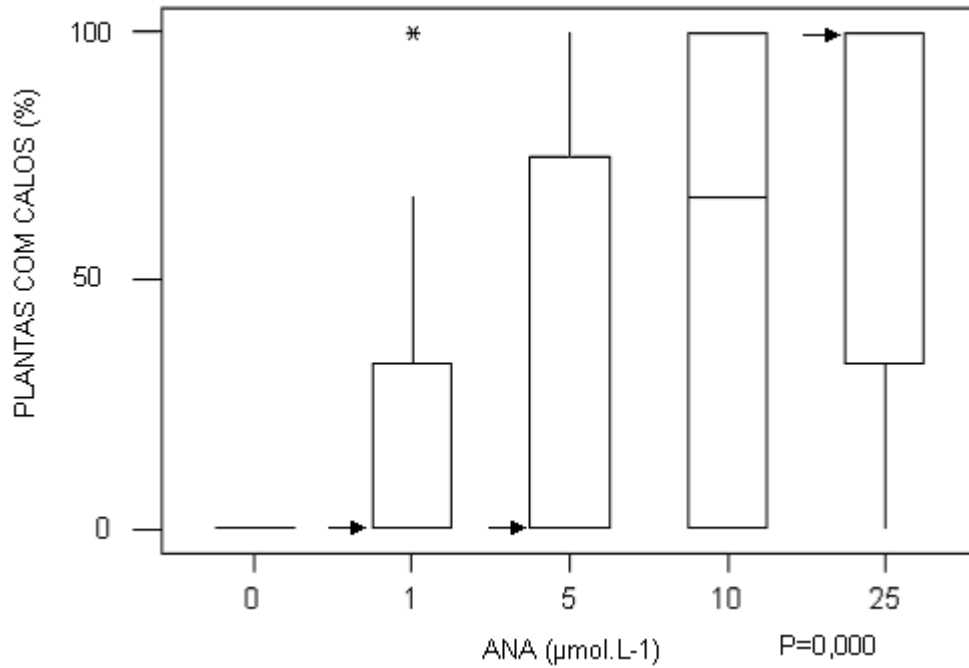


FIGURA 19 Porcentagem de plantas com calos em microestacas de *J. elliptica* em função da concentração de ANA. Seta: mediana oculta; * : valor espúrio. Cuiabá, MT, 2006.

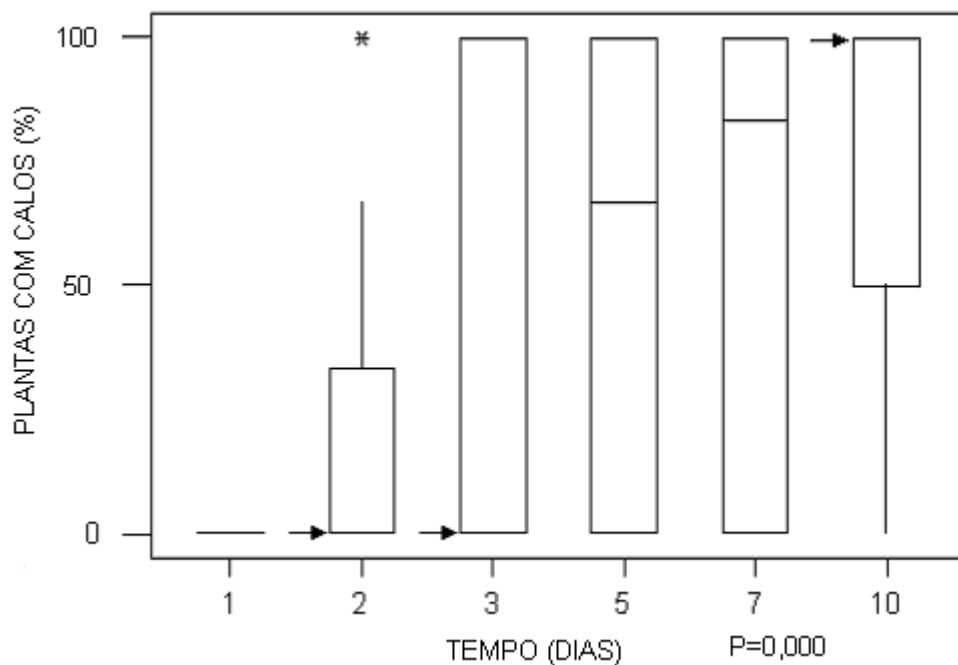


FIGURA 20 Porcentagem de plantas com calos em microestacas de *J. elliptica* em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA. Seta: mediana oculta; * : valor espúrio. Cuiabá, MT, 2006.

Quando se considerou o tempo de indução (Figura 20), também foram verificadas diferenças altamente significativas (Tabela 11). Não houve formação de calos nos tratamentos com duração de um dia. Nos tratamentos que duraram dois e três dias, não houve formação de calos, mas houve variação, sendo mais observada no tratamento de três dias. Nos tratamentos que duraram mais de três dias, os calos apareceram em boa parte das microestacas ($\geq 67\%$), sendo detectados calos em todos os indivíduos submetidos a dez dias de tratamento.

A freqüência de microestacas com queda foliar em função de diferentes concentrações de auxina é ilustrada na Figura 21.

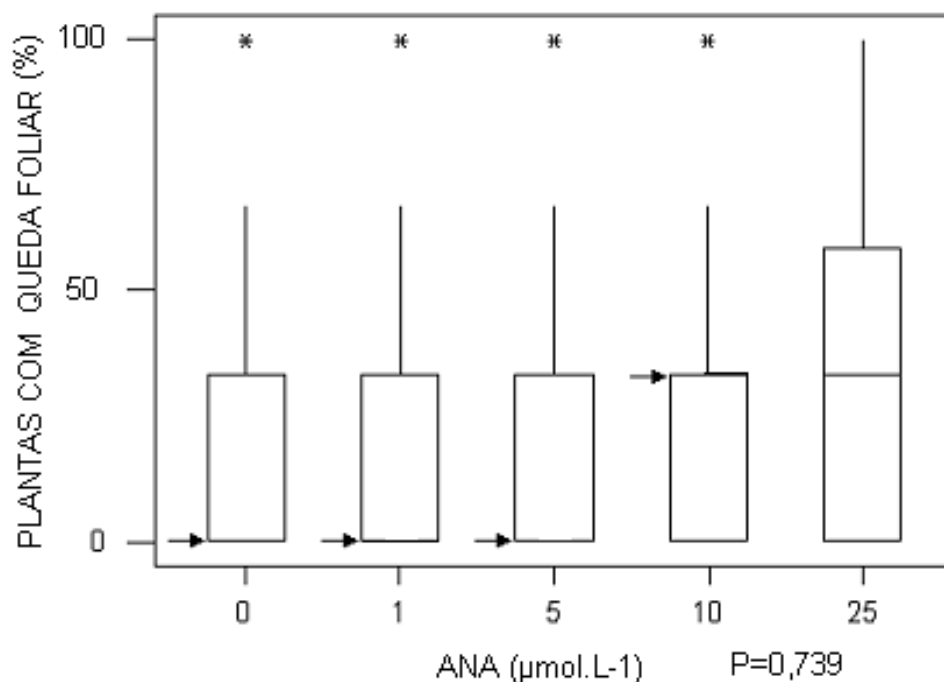


FIGURA 21 Porcentagem de plantas com queda foliar em microestacas de *J. elliptica* em função da concentração de ANA. Q.f.: queda foliar. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

Não foram detectadas diferenças significativas entre médias (Tabela 12). Quando se levou em conta o tempo de tratamento em relação à concentração de auxina (Figura 22), foram verificadas diferenças altamente

significativas (Tabela 13). Os tratamentos com duração de um e três dias tiveram média inferior aos outros tratamentos, sendo detectada maior variação no tratamento de três dias. Os tratamentos de 2, 5, 7 e 10 dias possuíam em média a mesma quantidade de microestacas com queda de ao menos uma folha (33%), sendo o tratamento de sete dias o que apresentou menor variação na resposta.

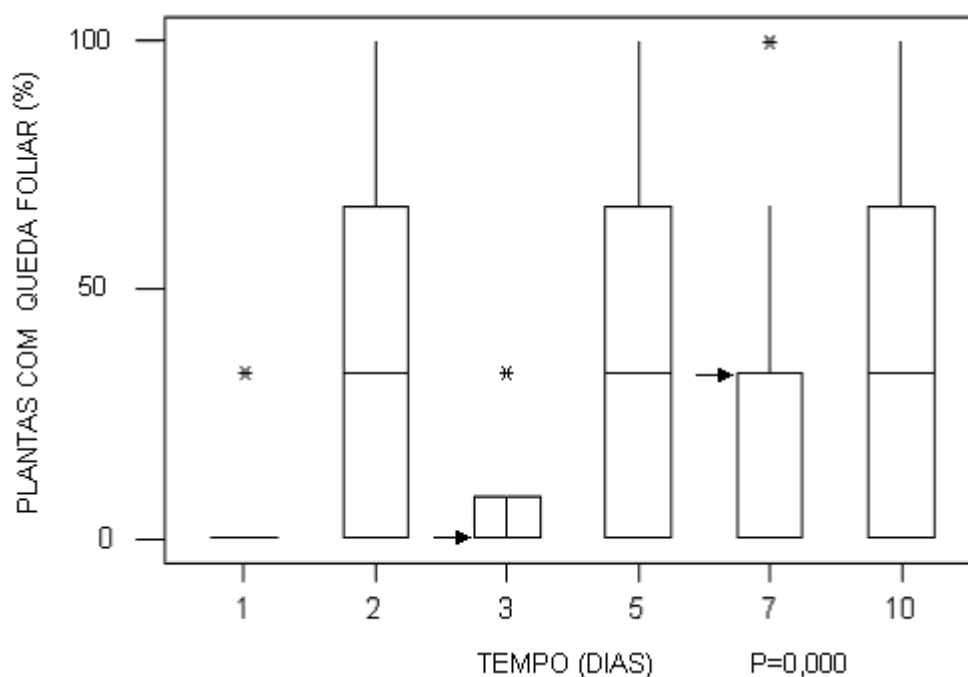


FIGURA 22 Porcentagem de plantas com queda foliar em microestacas de *J. elliptica* em função do tempo de exposição das microestacas ao ANA. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

4.2.1.2. Discussão

O enraizamento de *J. elliptica* já podia ser observado seis dias após o início da fase de crescimento radicular, alcançando a porcentagem máxima (67%) após nove dias ($P < 0,01$). Resultado similar foi observado no enraizamento *in vitro* de *Phyllanthus urinaria* (Euphorbiaceae), que pôde ser observado em quatro dias, atingindo o máximo de raízes formadas em 16 dias (Capatan et al., 2002). A quantidade de raízes formadas permaneceu a

mesma em *J. elliptica* durante a execução do experimento, mas o crescimento das raízes ocorreu até 15 dias depois do seu início.

A concentração de ANA não afetou a porcentagem de microestacas enraizadas e o comprimento das raízes formadas em *J. elliptica*, mas afetou a quantidade de raízes formadas, sendo a melhor concentração $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA ($P < 0,01$). Doses acima de $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ induziram a formação de calos basais, o que pode comprometer a funcionalidade das raízes.

Resultados similares foram observados na micropragação de espécies do gênero *Phyllanthus*. As porcentagens de enraizamento *in vitro* em *P. carolinensis*, *P. stipulatus* e *P. urinária* também não foram influenciadas pelas auxinas, sendo obtidas altas porcentagens de enraizamento sem reguladores de crescimento. O número de raízes formadas foi superior em tratamentos de $1,25 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA, $1,25$ e $2,5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ de AIA em *P. carolinensis* e em *P. urinaria* as melhores concentrações foram entre $1,25 \mu\text{mol.L}^{-1}$ e $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA. Em *P. stipulatus*, porém, a concentração de $5,0 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA induziu a formação de calos (Capatan et al., 2000; Capatan et al., 2001; Capatan et al., 2002).

Altas concentrações de auxina muitas vezes induzem a formação de calos em microestacas. Entretanto, em algumas espécies, a indução de calos pode ocorrer com a administração de doses baixas desta substância, dependendo da auxina utilizada e também do genótipo vegetal em questão. Em gengibre *Zingiber officinale* Rosc.(Zingiberaceae) e em *Karwinskia humboldtiana* (Zucc.), por exemplo, as aplicações de ANA resultaram na indução de calos friáveis, mesmo em baixas concentrações, entretanto o mesmo não ocorreu em tratamentos com AIA e AIB (Rout et al., 2001; Kollárová et al., 2004). Não se pode generalizar, porém, o efeito calogênico de ANA para todas as espécies, a exemplo da medicinal *Plantago major* L. (Plantaginaceae), que enraizou satisfatoriamente tanto com o AIB como com ANA (Mederos et al., 1998). O efeito calogênico do ANA pôde ser observado em *J. elliptica*, em concentrações a partir de $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ (Figura 23).



FIGURA 23 Calos basais em microestacas de *J. elliptica* enraizadas com altas doses de ANA. Cuiabá, MT, 2006.

Foram observadas respostas significantes ($P < 0,01$) causadas pelo tempo de indução no enraizamento de *J. elliptica*. Em microestacas expostas a cinco dias de indução, 100% das microestacas enraizaram, havia mais raízes por microestacas e as raízes eram mais longas. Entretanto, foi observada a formação de calos em algumas microestacas submetidas a este tempo de indução, contra a não formação de calos em microestacas submetidas a três dias de indução.

Várias pesquisas em enraizamento adventício apontam para a divisão do enraizamento em duas fases, sendo a primeira delas realizada com auxinas ou outros reguladores de crescimento e a segunda fase livre dessas substâncias. Zaniolo e Zanette (2001), por exemplo, compararam em erva mate (*Ilex paraguayensis* St. Hil.) o enraizamento feito em duas fases e em uma fase contínua e concluíram que em duas fases (12 dias de indução) houve maior porcentagem de microestacas enraizadas e mais raízes se formaram por microestaca. No enraizamento de caju (*Anacardium occidentale* L. Anacardiaceae), Boggetti et al. (2001) também observaram que o tempo de indução de cinco dias foi superior a uma única fase de indução, com duração de um mês.

O tempo de indução já foi estudado em uma grande variedade de espécies, e muitos resultados se assemelham. Karhu (1997), por exemplo, aplicou na planta ornamental madressilva azul (*Lonicera caerulea*) algumas

concentrações das auxinas ($0 - 4 \mu\text{mol.L}^{-1}$) em diferentes tempos de indução e verificou que tratamentos prolongados com auxinas induziram um grande número de raízes, mas reduziram o alongamento e aumentaram o diâmetro das raízes, além de induzir a formação de calos nas bases das microestacas. Todas estas características podem comprometer a aclimação das plântulas e os resultados levaram a concluir que um pulso curto de sete dias é preferível para a indução de raízes na espécie. As mesmas características morfológicas indesejáveis à aclimação puderam ser verificadas em *J. elliptica* em tratamentos acima de cinco dias de indução.

Para enraizar microestacas de mogno (*Swentia macrophylla* King), Lopes et al. (2001) utilizaram tempos de indução de cinco dias. Rout et al. (2001) obtiveram o enraizamento de gengibre (*Zingiber officinale* Rosc. (Zingiberaceae)) com a fase de indução realizada entre sete e nove dias. Esses resultados demonstraram que tempos de indução curtos são suficientes para induzir o enraizamento adventício nessas espécies. Acredita-se que entre 3 e 4 dias as auxinas estimulam a formação de meristemas radiculares e após 4 dias, estas substâncias tornam-se inibitórias ao desenvolvimento radicular (De Klerk et al., 1999), diminuindo as taxas de enraizamento e causando a deformação das raízes e a indução de calos basais nas microestacas.

Entretanto, o efeito inibitório das auxinas na fase de crescimento radicular não pode ser generalizado, pois em algumas espécies o enraizamento também pode ocorrer em uma única fase, sem prejuízo nas qualidades das raízes formadas. Em *Plantago major* L. e em *Salix humboldtiana* Hild. (Salicaceae), por exemplo, o enraizamento foi obtido com tratamentos contínuos com auxina superiores a um mês. As raízes formaram-se sem deformações e a aclimação das microestacas enraizadas foi conseguida satisfatoriamente (Mederos et al., 1997; Pereira et al., 2000).

As folhas nas microestacas têm a função de produzir auxina endógena (AIA), e por isso, a queda foliar também é um fator relevante no

enraizamento (Ono e Rodrigues, 1996). A frequência de microestacas com queda foliar foi afetada pelo tempo de indução, possivelmente em função do etileno, que pode ter sua síntese endógena aumentada tanto por tratamentos de auxina como por tecidos feridos. Este hormônio pode ser acumulado na região do enraizamento, no meio de cultura e também dentro do frasco de cultura (De Klerk et al., 1999). O etileno provoca a abscisão de folhas e outros órgãos (Fosket, 1988). As folhas, por sua vez, são algumas das regiões nas plantas onde o AIA é produzido. Assim, menos folhas em uma microestaca pode significar a diminuição na capacidade rizogênica. Em *Calliandra calothyrsus*, por exemplo, a variação no potencial de enraizamento foi atribuída principalmente à habilidade das microestacas em manter as folhas e a área foliar no explante (Dick et al., 1996).



FIGURA 24 Microestacas de *J. elliptica* enraizadas *in vitro* com diferentes concentrações e tempos de indução. A: 0 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA por 5 dias; B: 10 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA por 3 dias; C: 25 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA por 2 dias; D. 25 $\mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA por 7 dias. Cuiabá, MT, 2006.

4.2.2. Ensaio 2

Neste ensaio apenas uma avaliação foi feita, pois se procurava analisar a influência da luz nas duas fases do enraizamento adventício. O Ensaio 1 mostrou que a fase de indução dura cerca de cinco dias e após este período, os primórdios radiculares começam a se desenvolver e as raízes começam a crescer. Então pareceu mais conveniente estipular o tempo de sete dias para a segunda fase.

4.2.2.1. Resultados

A porcentagem de plantas enraizadas em função das condições de luminosidade é ilustrada na Figura 25.

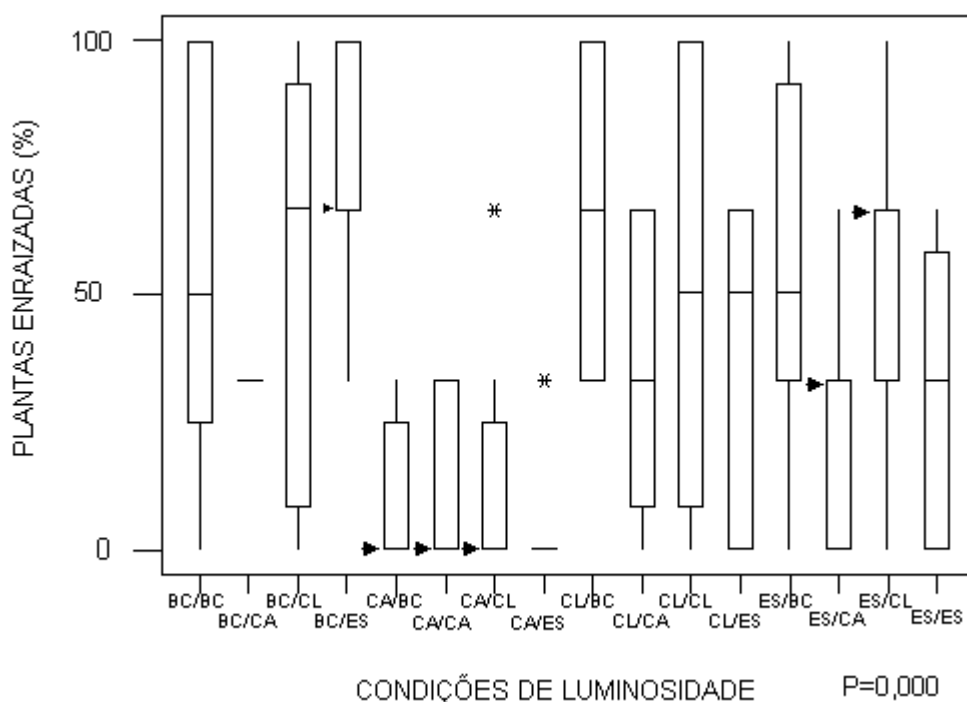


FIGURA 25 Porcentagem de plantas enraizadas em função das condições de luminosidade em cada fase do enraizamento (F1/F2). BC: bases cobertas; CA: carvão ativado; CL: claro; ES: escuro. Seta: mediana oculta; * : Valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

As porcentagens de plantas enraizadas diferiram estatisticamente (Tabela 14). Nos tratamentos BC/CL, BC/ES, CL/BC e ES/CL foram enraizadas mais plantas, em média (67%).

Ficou bem evidente o baixo enraizamento nas microestacas submetidas a tratamentos que utilizavam carvão ativado na fase de indução. Os tratamentos que envolviam carvão ativado na fase de crescimento também apresentaram resultados inferiores (33%) quando comparados com tratamentos que submetiam as microestacas a outras condições de luz nessa fase ($\geq 50\%$).

Os tratamentos com BC (isolamento da luz apenas nas regiões onde as raízes serão originadas) na primeira fase pareceram ser benéficos ao enraizamento de *J. elliptica*, tanto associados ao CL quanto ao ES na segunda fase. Entretanto, quando BC/BC (50%) enraizou menos que os outros tratamentos, inclusive menos que CL/BC (67%). Da mesma maneira CL/CL (50%) enraizou menos que CL/BC, mas foi semelhante ao BC/BC, embora com menor variação na resposta.

O tratamento CL/CL (50%) foi superior ao tratamento ES/ES (33%). Quando associadas, as duas condições mostraram resultados superiores em ES/CL (67%), mas o mesmo não ocorreu quando se inverteu a ordem das condições de luz em CL/ES (50%), mostrando que o escuro parece ser mais adequado na fase de indução radicular e o claro na fase de crescimento. Os tratamentos BC/CL e CL/BC mostraram resultados similares (67%), porém, BC/CL apresentou maior variação, e isto enfraquece qualquer inferência sobre o escuro e a fase de indução.

A quantidade de raízes formadas em função de diferentes condições de luminosidade é ilustrada graficamente na Figura 26. Foram verificadas diferenças entre as médias (Tabela 15). As microestacas submetidas ao tratamento BC/BC formaram mais raízes (3,33 raízes) seguido de BC/ES (2,50 raízes), BC/CL e CL/CA (1,83 raízes). As microestacas expostas a tratamentos com carvão ativado durante a fase de indução radicular formaram poucas raízes, em média ($\leq 0,50$ raiz). O tratamento CL/CA (1,83 raiz), entretanto, formou mais raízes que os outros tratamentos que utilizavam CL na fase de indução (1,67 a 1,0 raiz). O grupo de tratamentos onde se aplicou ES também mostrou resultados inferiores em relação BC e CL na fase de indução radicular.

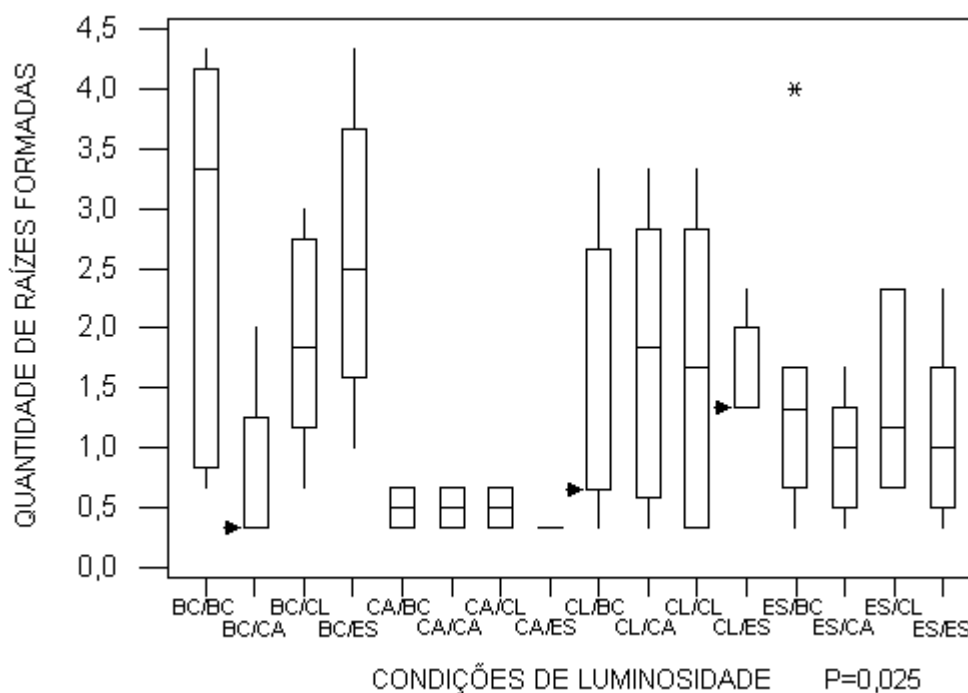


FIGURA 26 Quantidade de raízes formadas em função de diferentes condições de luminosidade. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

Os comprimentos das raízes formadas em função das diferentes condições de luminosidade nas fases do enraizamento são apresentados na Figura 27. As médias diferiram estatisticamente (Tabela 16). As raízes das microestacas submetidas ao tratamento BC/BC eram mais longas, em média (4,0 cm), porém, com grande variação nos resultados, e foram seguidas dos comprimentos radiculares dos tratamentos BC/ES (2,75 cm), BC/CL (2,08 cm), CL/ES (2,67 cm), CL/CA (2,50 cm), ES/BC (2,33cm) CL/BC e CL/CL (2,0). Os tratamentos ES/ES e ES/CA (1,0 e 1,17 cm, respectivamente) formaram raízes de comprimentos inferiores em relação aos outros tratamentos de ES na primeira fase e também aos tratamentos de CL e BC na primeira fase. Tratamentos de CA na primeira fase apresentaram os menores comprimentos radiculares (0,57 a 0,16 cm).

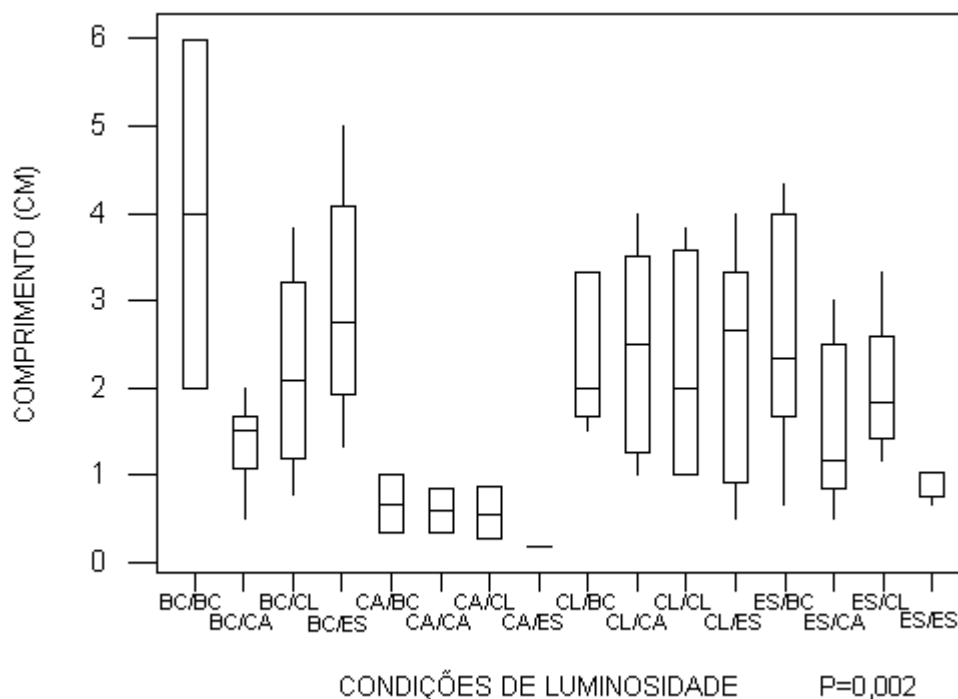


FIGURA 27 Comprimento das raízes em função de diferentes condições de luminosidade. Cuiabá, MT, 2006.

4.2.2.2. Discussão

Acreditava-se que o carvão ativado influenciaria de maneira benéfica o enraizamento de *J. elliptica*, quando aplicado na fase de crescimento radicular, por bloquear a luz na região do enraizamento, além de promover a adsorção de substâncias fenólicas que interfeririam no enraizamento (George, 1993). A explicação para o efeito negativo do carvão ativado em *J. elliptica* pode estar na adsorção do ANA aplicado exogenamente, absorvido pelos tecidos basais das microestacas ou do AIA originado nas folhas dos explantes, que por meio de transporte basípeto chegaram à região de formação de raízes. De qualquer modo, o carvão ativado enfraqueceu o potencial dos explantes de *J. elliptica* em enraizar ao ser utilizado na fase de crescimento radicular ($P < 0,05$).

Na literatura, nenhuma informação relativa ao carvão ativado e níveis de auxinas em tecidos endógenos em microestacas foi encontrada. De maneira geral, os trabalhos disponíveis se restringem em avaliar se o carvão

ativado é ou não benéfico ao enraizamento, geralmente em protocolos de micropropagação. Em lavanda (*Lavandula vera* D.C.), por exemplo, o carvão não influenciou no enraizamento adventício (Andrade, et al., 1999). Em abacaxi ornamental (*Ananas porteanus*) e acácia negra (*Acacia mearnsii* (Fabaceae)) e pereira (*Pyrus communis* L. cv. Carrick) o carvão ativado reduziu o enraizamento (Borges et al, 2001; Einfeld et al., 2004; Erig et al., 2004). Em louro-pardo (*Cordia trichotomo* (Vellozo) Arrabida ex Steudel), por outro lado, o melhor enraizamento foi obtido com auxina combinada ao carvão ativado (Mantovani et al., 2001). O efeito do carvão ativado no enraizamento também não pode, portanto, ser estendido a todas as espécies vegetais.

Mencuccini (2003) utilizou um corante negro (Black BN-Sigma) como alternativa ao carvão ativado e foi bem sucedido em enraizar microestacas de oliveira (*Olea europaea* L.) escurecendo o meio de enraizamento com doses de 100 a 200 mg.L⁻¹ desse corante.

Em muitas pesquisas pode-se encontrar a manutenção das culturas no escuro como forma de induzir raízes. Em madressilva azul (*Lonicera caerulea*), por exemplo, as culturas permaneceram por sete dias no escuro antes de serem transferidas para o claro e o tamarindo (*Tamarindus indica* L.) permaneceu por três dias nessa condição (Mehta, et al., 2000; Karhu, 1997). A ausência de luz nestes trabalhos, no entanto, foi aplicada como condição padrão, não havendo questionamento sobre a eficácia dessa condição para essas espécies.

Várias pesquisas sobre luz e enraizamento adventício foram feitas em várias espécies. Em aspargo (*Asparagus officinalis* L.), a exposição dos explantes ao escuro não influenciou o enraizamento *in vitro* sob nenhum aspecto (Amarante et al., 2001). Em *Acácia mangium* Willd., manter microestacas no escuro resultou em um grande número de raízes adventícias, mas por outro lado, a manutenção nas condições padrão de luz (16/8h) estimulou o crescimento radicular (Monteuuis e Bon, 2000). Assim, dependendo da espécie, o escuro durante a fase de indução pode influenciar positivamente no enraizamento *in vitro*, como observado em *J. elliptica*.

4.2.3. Ensaio 3

Aos 20 DAT, poucas plantas haviam enraizado, então se optou por conduzir o ensaio por mais 10 dias. Como dito anteriormente, as contaminações atingiram grande parte dos experimentos e isso prejudicou a interpretação dos resultados. Aos 10 DAT o ensaio contava com 101 explantes. Esse número caiu cerca de 50%, restando aos 30 DAT apenas 49 deles.

4.2.3.1. Resultados

A porcentagem de plantas enraizadas durante o ensaio é ilustrada na Figura 28. Foram verificadas diferenças significativas entre as leituras realizadas (Tabela 17). Apenas 33% das microestacas haviam enraizado 30 dias após o início do ensaio. A porcentagem de plantas enraizadas sem auxina em função de diferentes condições de luz nas duas fases é ilustrada na Figura 29. Não foram verificadas diferenças significativas entre os tratamentos (Tabela 18).

A quantidade de raízes formadas durante o ensaio é ilustrada na Figura 30 e a quantidade de raízes formadas em função das diferentes condições de luz é mostrada na Figura 31. Não foram verificadas diferenças significativas entre os tratamentos quanto à quantidade de raízes formadas nesse ensaio. (Tabelas 19 e 20).

Os comprimentos das raízes formadas durante o ensaio são ilustrados na Figura 32. Foram detectadas diferenças altamente significativas entre os comprimentos (Tabela 21). Aos dez dias, as raízes possuíam comprimento de 0,75 cm e aos 30 dias, as raízes possuíam 2,0 cm, em média. Os comprimentos das raízes formadas em função das condições de luminosidade são ilustrados na Figura 33. Não foram verificadas diferenças significativas entre os comprimentos médios em função de diferentes tipos de luminosidade (Tabela 22).



FIGURA 28 Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

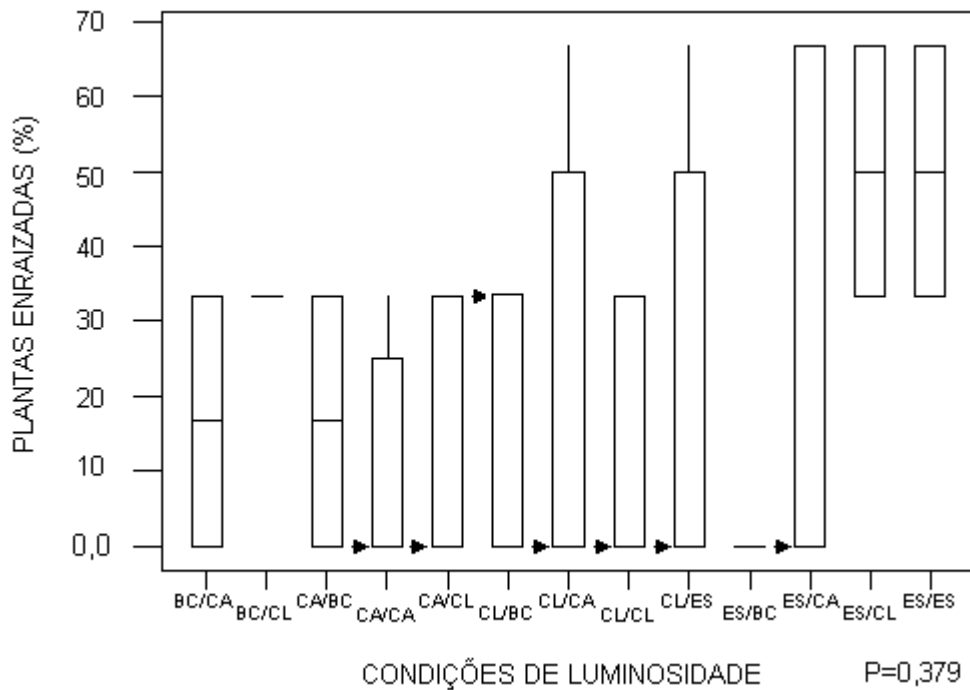


FIGURA 29 Porcentagem de plantas enraizadas em meio basal em função de diferentes condições de luminosidade. Cuiabá, MT, 2006.

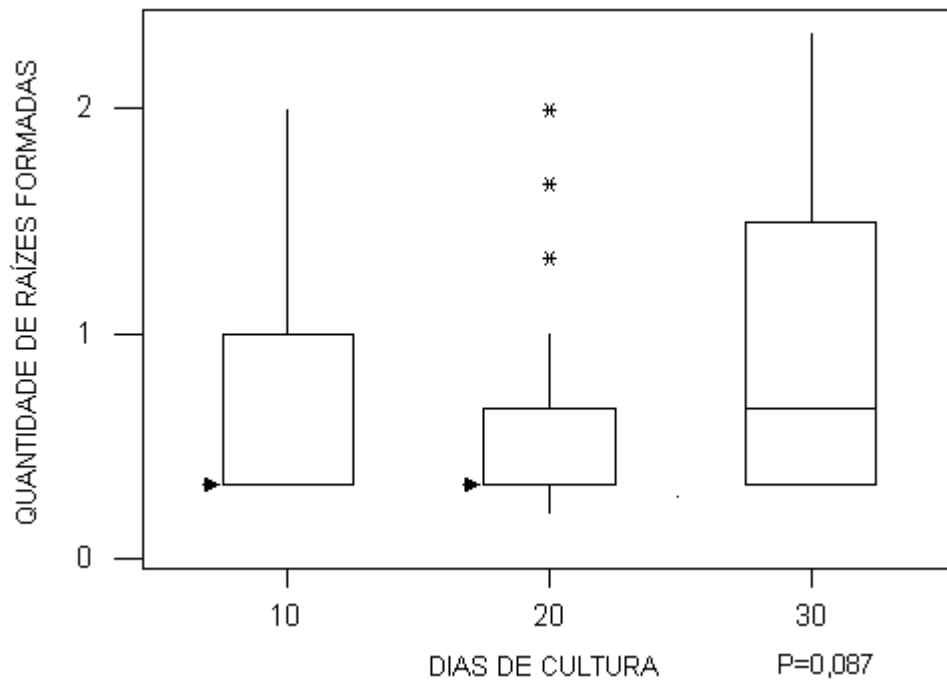


FIGURA 30 Quantidade de raízes formadas em função do tempo. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

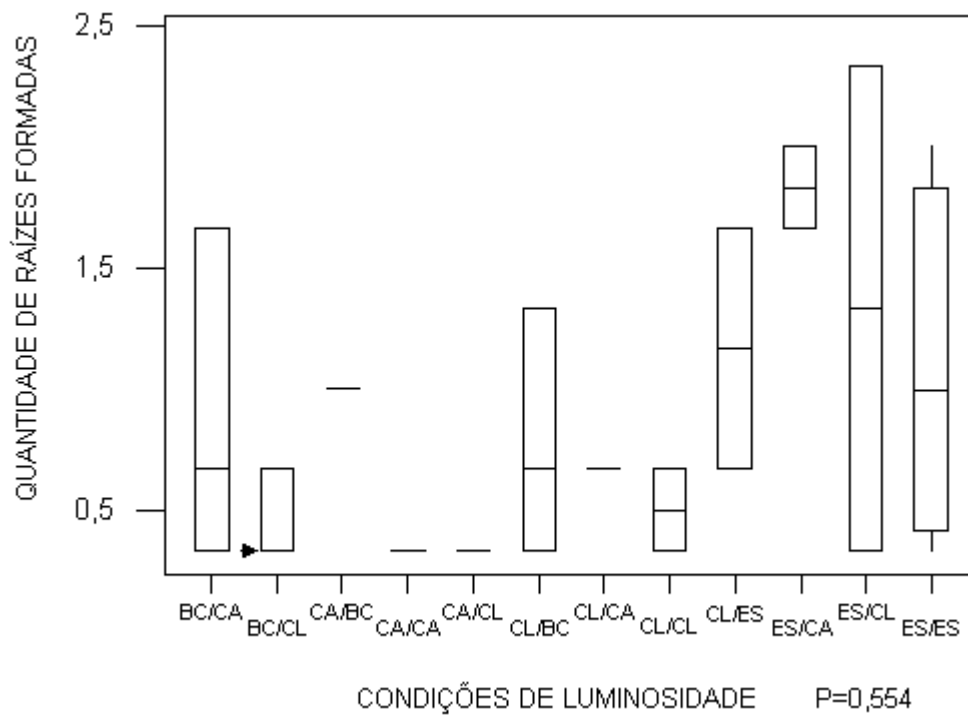


FIGURA 31 Quantidade de raízes formadas em meio sem auxina em função de diferentes condições de luminosidade. Cuiabá, MT, 2006.

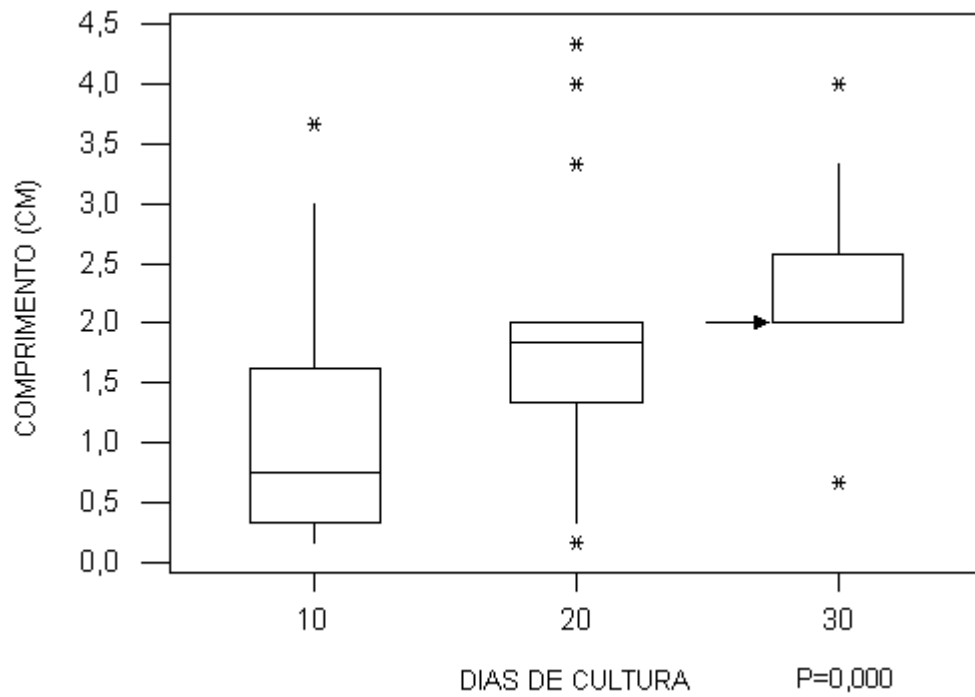


FIGURA 32 Comprimento das raízes em função do tempo. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

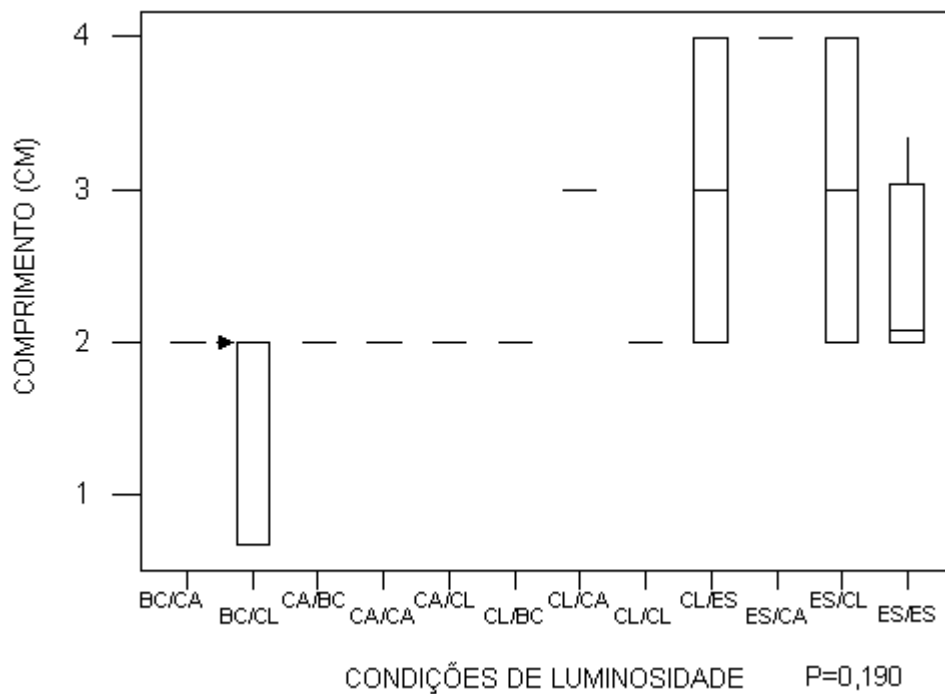


FIGURA 33 Comprimento das raízes em função de diferentes condições de luminosidade. Seta: mediana oculta. Cuiabá, MT, 2006.

4.2.4. Ensaio 4

A porcentagem de plantas enraizadas ao longo do ensaio é ilustrada na Figura 34. As porcentagens diferiram estatisticamente no decorrer do ensaio (Tabela 23). O enraizamento das microestacas no Ensaio 4 não havia sido satisfatório até o dia 28. No 34 DAT, porém, 33% das microestacas haviam enraizado. Assim, optou-se por verificar o enraizamento nesse período do ensaio.

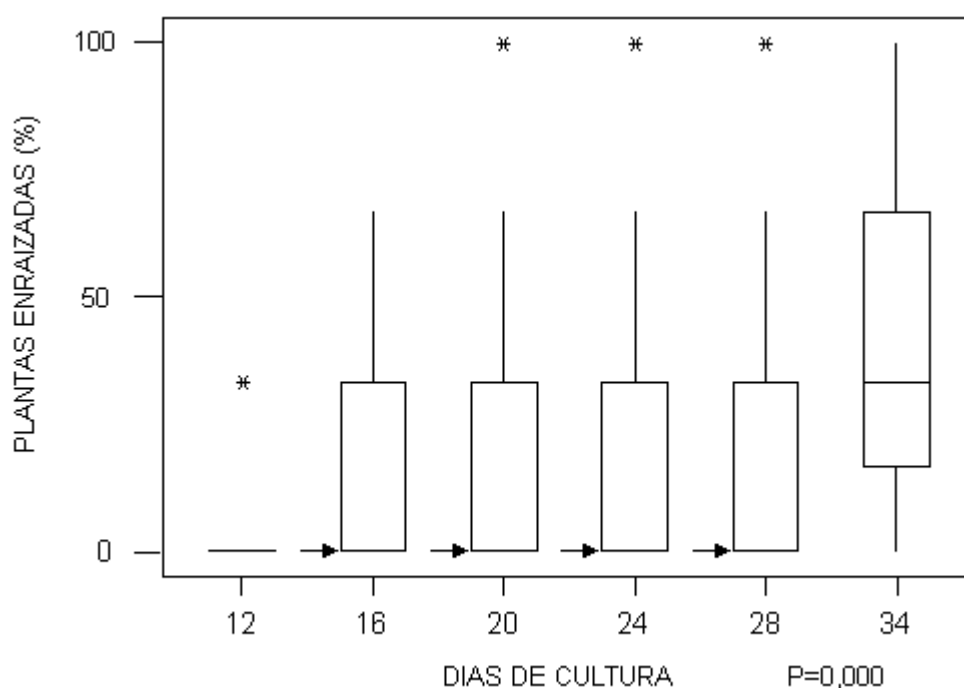


FIGURA 34 Porcentagem de plantas enraizadas em função do tempo. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

A porcentagem de plantas enraizadas em função da presença de boro e zinco é apresentada na Figura 35. Não foram verificadas diferenças entre as porcentagens médias (Tabela 24).

A quantidade de raízes formadas durante o ensaio e quantidade de raízes formadas em função das condições de luz são ilustradas nas Figuras 36 e 37. Não foram verificadas diferenças significativas entre os tratamentos (Tabelas 25 e 26, respectivamente).

Os comprimentos radiculares durante o Ensaio 4 são mostrados na Figura 38. Foram verificadas diferenças significativas entre os dias de leitura (Tabela 27). Aos 12 dias, as raízes formadas possuíam em média apenas 0,16 cm. 12 dias mais tarde (24 DAT), o comprimento médio havia superado a marca de um centímetro (1,08 cm) e ao final do experimento, o valor médio para comprimento chegou a 1,67 cm, apenas.

Os comprimentos radiculares em função da presença de boro e zinco são apresentados na Figura 39. Não foram verificadas diferenças significativas entre os comprimentos médios em função da presença ou ausência de boro e zinco (Tabela 28).

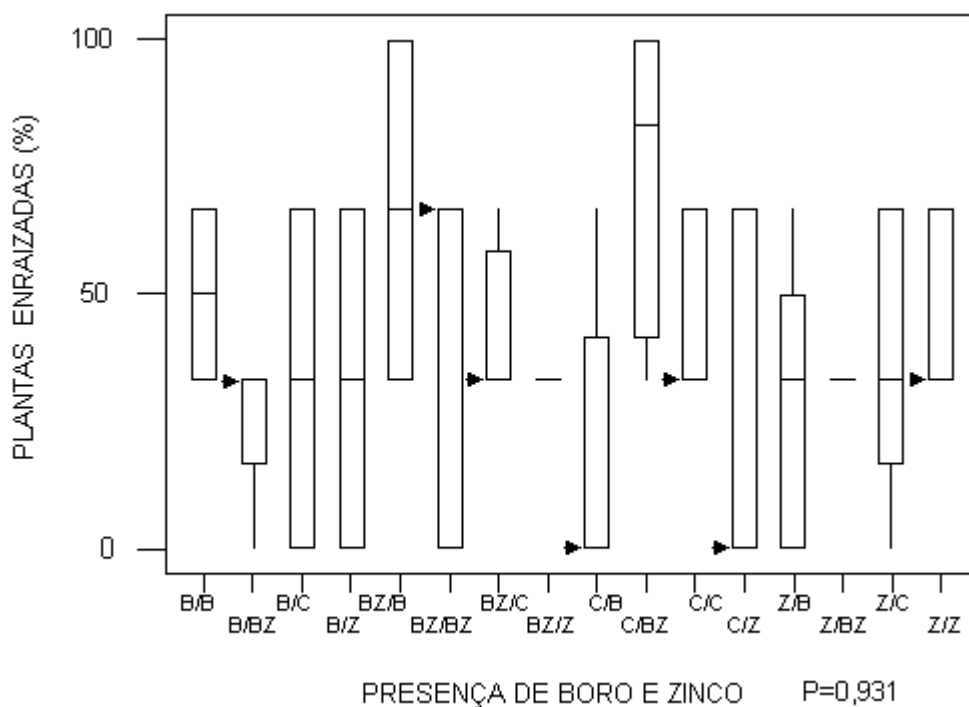


FIGURA 35 Porcentagem de plantas enraizadas em função da presença de boro e zinco em cada fase (F1/F2). B: boro; BZ: boro e zinco; C: controle; Z: zinco. Seta: mediana oculta. Cuiabá, MT, 2006.

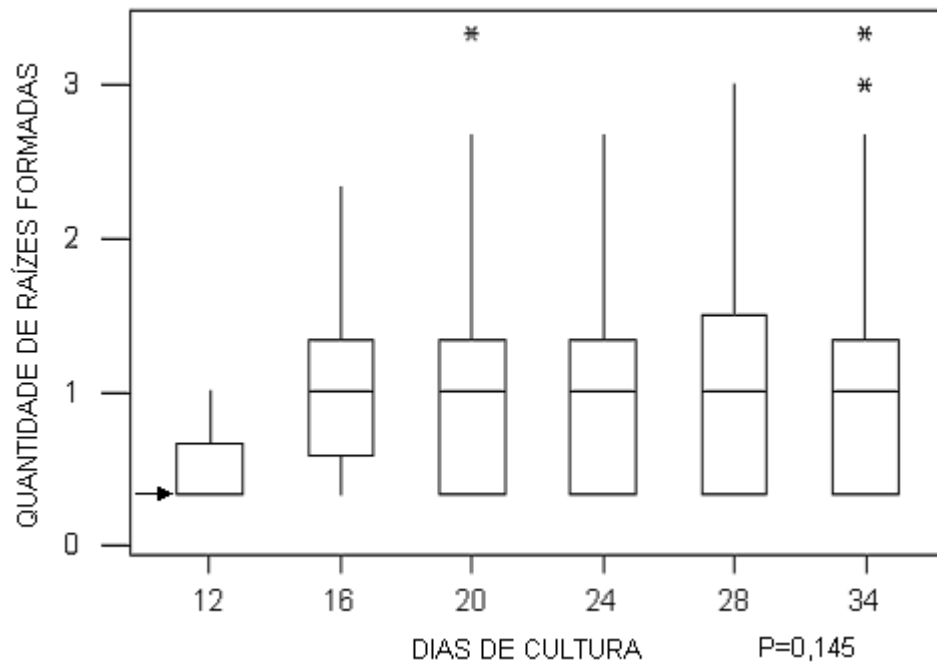


FIGURA 36 Quantidade de raízes formadas em função dos dias de leitura. Seta: mediana oculta; * : valores espúrios. Cuiabá, MT, 2006.

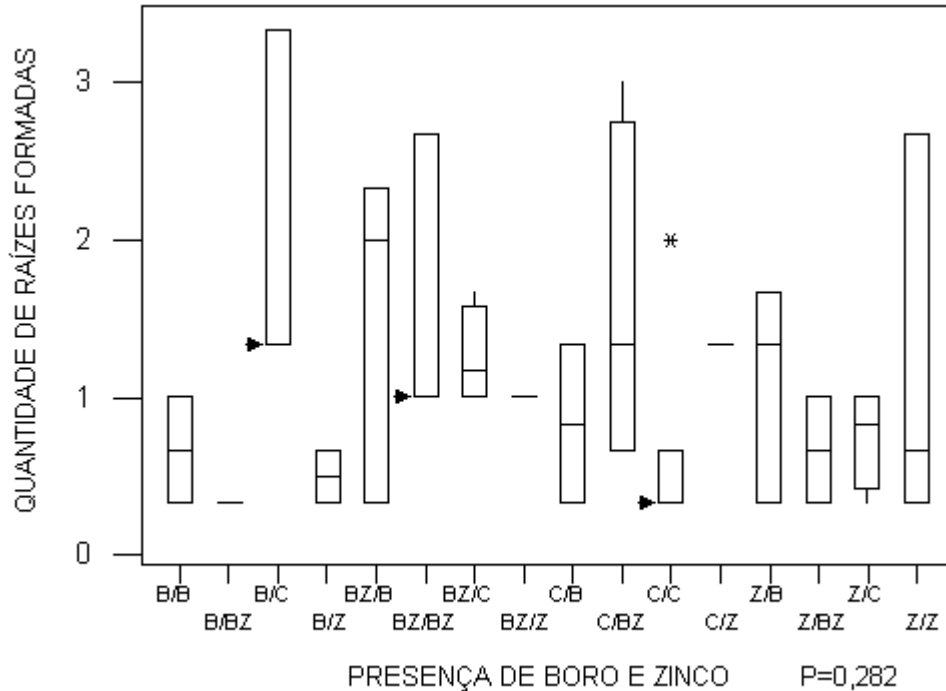


FIGURA 37 Quantidade de raízes formadas em função da presença de boro e zinco em cada fase. Seta: mediana oculta; * : valor espúrio. Cuiabá, MT, 2006.

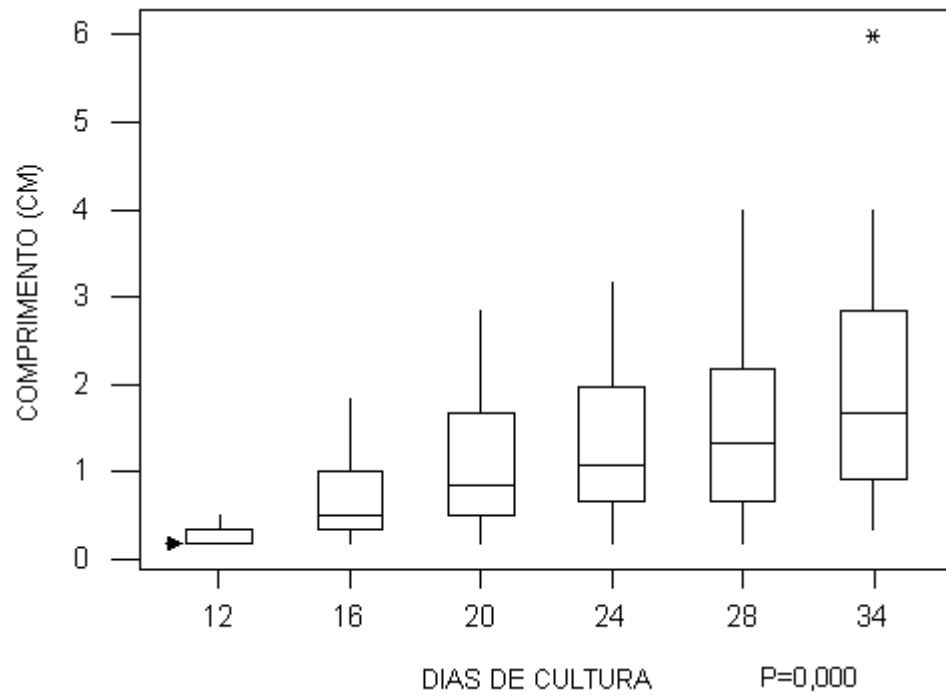


FIGURA 38 Comprimento das raízes em função do tempo. Seta: mediana oculta; * : valor espúrio. Cuiabá, MT, 2006.

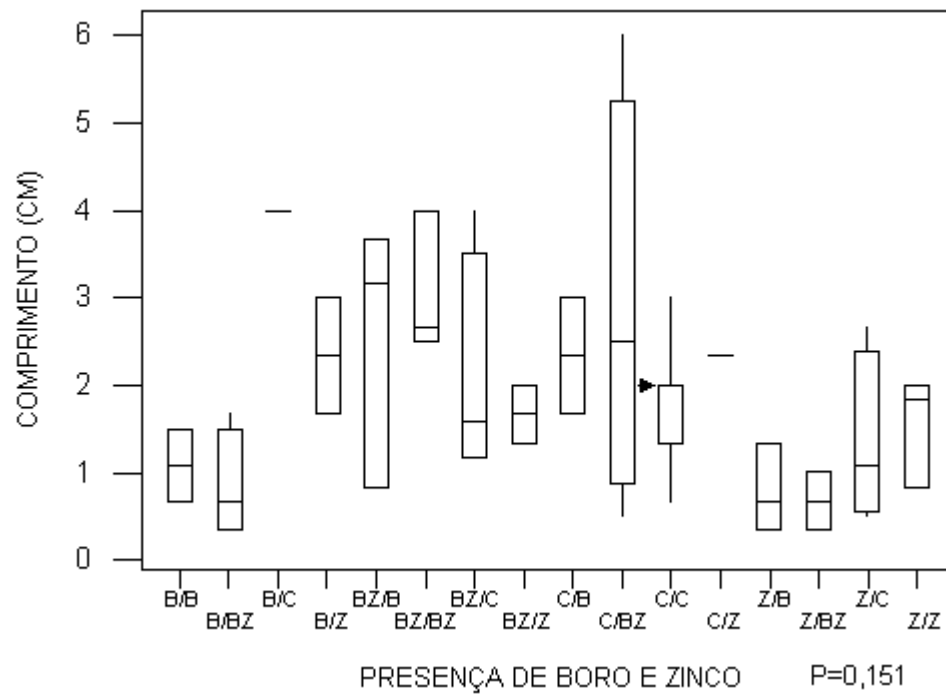


FIGURA 39 Comprimento das raízes em função da presença de boro e zinco nas fases do enraizamento. Seta: mediana oculta. Cuiabá, MT, 2006.

4.2.4.1. Discussão

O enraizamento de microestacas de *J. elliptica* tardio e insuficiente foi a principal característica observada nos ensaios 3 e 4. Outra coincidência entre os ensaios foi o aumento nas taxas de contaminação após 30 dias, causando diminuições drásticas nas unidades amostrais.

O ensaio 3 teve como objetivo avaliar condições de luminosidade sem ANA. Talvez o enraizamento tardio tenha ocorrido em virtude deste fator. Em madressilva azul (*Lonicera caerulea* L.), por exemplo, o enraizamento foi obtido sem auxina, mas as raízes demoraram a aparecer, poucas raízes se formaram e estas eram mais curtas, quando comparadas com raízes formadas em tratamentos com auxina (Karhu, 1997).

No Ensaio 1, porém, os resultados obtidos em tratamento de indução de três dias em meio basal não ocorreu da mesma forma, sendo observado o enraizamento de 67% das microestacas em apenas 12 dias e 100% ao término do experimento (Figura 40, Tabela 29).

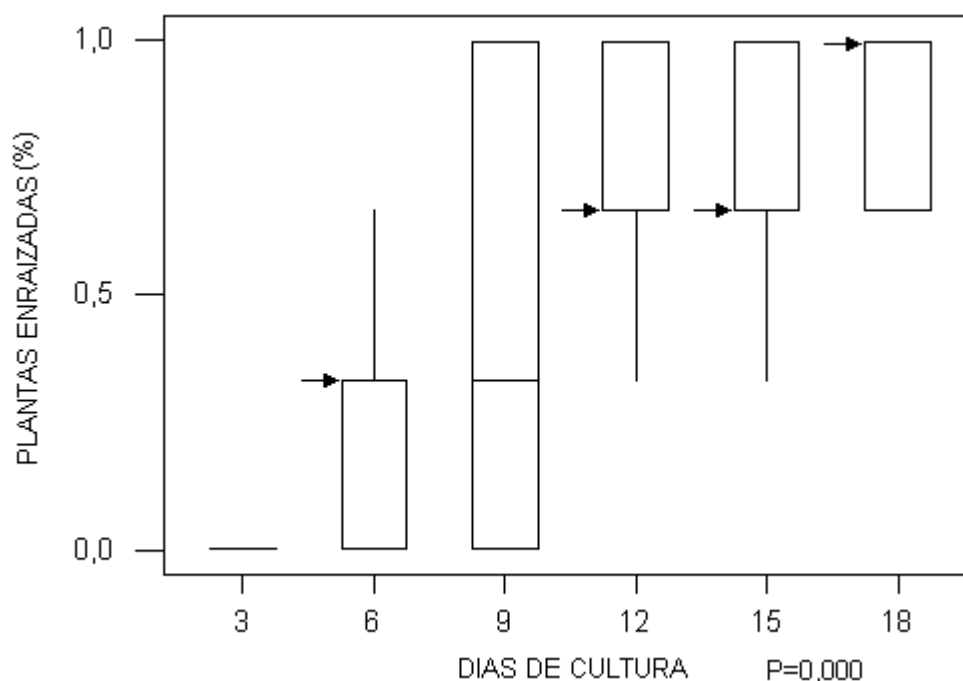


Figura 40 Porcentagem de plantas enraizadas em microestacas de *J. elliptica* submetidas a três dias de indução em meio basal. Seta: mediana oculta. Cuiabá, MT, 2006.

No ensaio 4, resultados similares foram observados no enraizamento, mesmo com a aplicação de ANA durante a fase de indução. Possivelmente, a estação do ano em que as plantas matrizes foram coletadas influenciaram os dois últimos ensaios. Fatores como temperatura, nível de irradiância e fotoperíodo alteram o estado fisiológico das plantas-matrizes dos vegetais e têm importância fundamental no enraizamento e (Moe e Andersen, 1988).

No enraizamento *in vitro* de *Ziziphus spina-christi* (L.) Desf., por exemplo, a melhor estação para coleta de explantes foi o verão (Assareh e Sardabi, 2005) e em kiwi (*Actidina deliciosa* Pl. cv. Tomuri) o outono foi a melhor época (Ono et al., 2005). As melhores épocas para coleta, portanto, parecem diferir entre as espécies.

Os ensaios 1 e 2 foram feitos com explantes coletados entre os meses de agosto e dezembro, enquanto que os ensaios derradeiros foram feitos com material obtido entre março e maio. Um estudo sobre as estações do ano e enraizamento *in vitro* de *J. elliptica* é sugerido para verificar qual a melhor época para a coleta de explantes.

5. CONCLUSÕES

- O enraizamento de *J. elliptica* ocorreu em torno de dez dias.
- A adição de auxina não influenciou a porcentagem de plantas enraizadas.
 - O pulso de $5 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA propiciou o maior número de raízes (cinco, em média).
 - O tempo de indução de 5 dias ou mais aumentou o número de raízes formadas (três, em média) e o comprimento das raízes (5,33 cm em média), mas foi observada a formação de calos nesses tratamentos.
 - A formação de calos foi influenciada pela aplicação de ANA de forma dependente da concentração ($10 \mu\text{mol.L}^{-1}$ ANA ou mais) e do tempo de indução (cinco dias ou mais).
 - O carvão ativado inibiu o enraizamento.
 - A luz não afetou o enraizamento, quando ANA foi utilizada na fase de indução.
 - O boro e o zinco não afetaram a porcentagem de plantas enraizadas, a quantidade das raízes formadas e o comprimento das raízes.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMARANTE, L.; COLARES, D.S.; MARIOT, M.P.; et al. Influências do ácido naftalenoacético e escuro e atividade da peroxidase no enraizamento *in vitro* de aspargo (*Asparagus officinalis* L.). **Revista brasileira de agrociência**, v.7, n.1, p.4-9, 2001.

ANDERSEN, A.S. Environmental influences on adventitious rooting in cuttings of non-woody species. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plant and cuttings**. Dordrech: Martinus Nijhoff Publishers, 1986. Volume 1, p.223-254.

ANDRADE, L.B.; ECHEVERRIGARAY, S.; FRACARO, F.; et al. The effect of growth regulators on shoot propagation and rooting of common lavender (*Lavandula vera* DC). **Plant cell, tissue and organ culture**, v.56, n.1, p.79-83, 1999.

AÑEZ, L.M. **Germinação de sementes e propagação *in vitro* de *Jatropha elliptica* Muell. Arg. – Euphorbiaceae**. 2003. 79f. Dissertação (Mestrado em Agricultura Tropical) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá – MT, 2003.

ASSAREH, M.H.; SARDABI, H. Macropropagation and micropropagation of *Ziziphus spina-christi*. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v.40, n.5, p.459-465, 2005.

ASSIS, T.F.; TEIXEIRA, S.L. Enraizamento de plantas lenhosas. In: TORRES, A.C.; CALDAS, L.S.; BUSO, J.A. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. 1 ed. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPH, 1998. Volume 1, p.261-296.

BARLOW, P.W. Adventitious roots of whole plants: their forms, functions and evolution. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plant and cuttings**. Dordrech: Martinus Nijhoff Publishers, 1986. Volume 1, p.67-110.

BOGETTI, B.; JÁSIK, J.; MANTELL, S.H. In vitro root formation in *Anacardium occidentale* microshoots. **Biologia Plantarum**, v.44, n.2, p.175-179, 2001.

BORGES, N.S.; CORREIA, D.; LIMA, R.N. **Multiplicação e enraizamento *in vitro* de abacaxi ornamental *Ananas porteanus* Hort Veitch ex C. Coch**. Disponível em: <http://www.redbio.org/portal/encuentros/enc_2001/>

posters/01/posterpdf/01-004.pdf>. Acesso em 21 jan 2005.

CAMPOS, R.A. **Enraizamento *in vitro* e aclimação de *Jatropha elliptica* Muell. Arg. (Euphorbiaceae)**. 2003. 51p. Trabalho de conclusão de curso (Licenciatura Plena em Ciências Biológicas) – Instituto de Biociências, Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá – MT, 2003.

CAPATAN, E.; OTUKI, M.F.; VIANA, A.M. *In vitro* culture of *Phyllanthus caroliniensis* (Euphorbiaceae). **Plant cell, tissue and organ culture**, v.62, n.1, p.195-202, 2000.

CAPATAN, E.; OTUKI, M.F.; VIANA, A.M. *In vitro* culture of *Phyllanthus stipulatus* (Euphorbiaceae). **Revista brasileira de botânica**, v. 24, n.1, p.25-34, 2001.

CAPATAN, E.; LUÍS, M.; SILVA, B.; et al. Micropropagation, callus and root culture of *Phyllanthus urinaria* (Euphorbiaceae). **Plant cell, tissue and organ culture**, v.70, n.1, p.301-309, 2002.

COELHO, M.F.; DOMBROSKI, J.L.; COSTA, A.C. Contribuição ao estudo de *Jatropha elliptica* M. Arg., planta medicinal de Mato Grosso. In: 46^a REUNIÃO ANUAL DA SBPC, 1, 1994, Vitória, **Anais...** Vitória: UFES, 1994. p.15.

CONOVER, W.J. *Practical nonparametric statistical*. John Wiley & Sons Inc., New York, 1980.

DAVIS, T.D. Photosynthesis during adventitious rooting. In: DAVIS, T.D.; HAISSIG, B.E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. 1 ed. Portland: Dioscorides Pres, 1988. Volume 2, p.79-87.

DE KLERK, G-J.; KRIEKEN, W.; JONG, J. The formation of adventitious roots: new concepts, new possibilities. **In vitro cell. dev. biol.-plant**, v. 35, p.189-199, 1999.

DICK, J.; BISSET, H.; McBEATH, C. Provenance variation in rooting ability of *Calliandra calothyrsus*. **Forest ecology and management**, v.87, n.1, p.175-184, 1996.

EISFELD, C.L.; RIBAS, L.L.; QUOIRIN, M. Utilização da bactéria *Rhodococcus fascians* na otimização do processo de formação de brotos em acácia negra. **Scientia agraria**, v.5, n.1-2, p.49-53, 2004.

ERIG, A.C.; SCHUCH, M.W.; BRAGA, E.J. Enraizamento *in vitro* de pereira (*Pyrus communis* L.) cv. Carrick. **Ciência rural**, v.34, n.1, p.275-277, 2004.

FOSKET, D.E. **Plant growth and development**. 1 ed. San Diego: Academic Press, 1988. 562p.

GEORGE, E.F. **Plant propagation by tissue culture**. Part 1. 2nd Edition. Edington: Exertis, 1993. 1361p.

GOLDSMITH, M.H. The polar transport of auxin. **Annual Review of Plant Physiology**, v.28, n.1, p.439-478, 1977.

GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M.A. Micropropagação. In: **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. 1 edição. Brasília: Embrapa-SPI/Embrapa-CNPq, 1998. Volume 1, p.183-260.

GUARIM NETO, G. **Plantas medicinais do estado de Mato Grosso**. Brasília: ABEAS, 1996. 68p.

HAISSIG, B.E. Metabolic process in adventitious rooting of cuttings. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plant and cuttings**. Dordrech: Martinus Nijhoff Publishers, 1986. Volume 1, p.141-190.

HARTMANN, H.T.; KESTER, D.E., DAVIES Jr., F.T. **Plant propagation; principles and practices**. 5 ed. New York: Englewood Clippings/Prentice-Hall, 1990. 647 p.

JARVIS, B.C. Endogenous control of adventitious rooting in non-woody cutting. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plant and cuttings**. Dordrech: Martinus Nijhoff Publishers, 1986. Volume 1, p.191-222.

KARHU, S.T. Rooting of blue honeysuckle microshoots. **Plant cell, tissue and organ culture**, v.48, n.1, p.153-159, 1997.

KOLLÁROVÁ, K.; LISKOVA, D.; KÁKONIOVÁ, D.; et al. Effect of auxins on *Karwinskia humboldtiana* root cultures. **Plant cell, tissue and organ culture**, v.79, n.1, p.213-221, 2004.

LOPES, S.C.; LAMEIRA, O.A.; FORTES, G.R. et al. Enraizamento *in vitro* de mogno (*Swietenia macrophylla* King). **Cerne**, v.7, n.1, p.124-128, 2001.

LOVELL, P.H.; WHITE, J. Anatomical changes during adventitious root formation. In: JACKSON, M.B. **New root formation in plant and cuttings**. Dordrech: Martinus Nijhoff Publishers, 1986. Volume 1, p.111-140.

MANTOVANI, N.C.; FRANCO, E.T.; VESTENA, S. Regeneração *in vitro* de louro-pardo (*Cordia trichotoma* (Vellozo) Arrabida ex Steudel). **Ciência florestal**, v.11, n.2, p.93-101, 2001.

McCOWN, B.H. Adventitious rooting of tissue cultured plants. In: DAVIS, T.D.; HAISSIG, B.E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. 1 ed. Portland: Dioscorides Pres, 1988. Volume 2, p.289-302.

MEDEROS, S.; MARTIN, C.; NAVARRO, F.; et al. Micropropagation of a medicinal plant, *Plantago major* L. **Biologia plantarum**, v.40, n.3, p.465-468, 1997.

MEHTA, U.J.; KRISHNAMURTHY, K.V.; HAZRA, S. Regeneration of plants via adventitious bud formation from mature zygotic embryo axis of tamarind (*Tamarindus indica* L.). **Current Science**, v.78, n.10, p.1231-1234, 2000.

MENCUCCINI, M. Effect of medium darkening on in vitro rooting capability and rooting seasonality of olive (*Olea europea* L.) cultivars. **Scientia horticulturae**, v.97, n.1, p.129-139, 2003.

MOE, R.; ANDERSEN, A.S. Stock plant environment and subsequent adventitious rooting. In: DAVIS, T.D.; HAISSIG, B.E.; SANKHLA, N. **Adventitious root formation in cuttings**. 1 ed. Portland: Dioscorides Pres, 1988. Volume 2, p.214-234.

MONTEUUIS, O.; BON, M-C. Influence of auxin and darkness on *in vitro* rooting of micropropagated shoots from mature and juvenile *Acacia mangium*. **Plant cell, tissue and organ culture**, v. 63, n 1, p.173-177, 2000.

MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Physiologia plantarum**, v.15, n.1, p.473-497, 1962.

MURASHIGE, T. Plant propagation through tissue cultures. **Annual review of plant physiology**, v.25, n.1, p.135-166, 1974.

ONO, E.O.; RODRIGUES, J.D. **Aspectos da fisiologia do enraizamento de estacas caulinares**. 1 edição. Jaboticabal: FUNEP, 1996. 83p.

ONO, E.O.; RODRIGUES, J.D. PINHO, S.Z. **Efeito de auxinas e boro no enraizamento de estacas caulinares de kiwi retiradas em diferentes épocas**. Disponível em: <[http://atlas.sct.embrapa.br/pab/pab.nsf/0/9f518f346ae19974032565ab004d33de/\\$FILE/Pab140_95.doc](http://atlas.sct.embrapa.br/pab/pab.nsf/0/9f518f346ae19974032565ab004d33de/$FILE/Pab140_95.doc)>. Acesso em: 15 out 2005.

PEREIRA, A.M.; BERTONI, B.; MORAES, R.M.; et al. Micropropagation of *Salix humboldtiana* Hild. **Revista brasileira de plantas medicinais**, v. 2, n.2, p.17-21, 2000.

PERES, L.E.P. & KERBAUY, G.B. Controle hormonal do desenvolvimento das raízes. **Universa**, v.8, n.1, p.181-195, 2000.

PIERIK, R.L. ***In vitro* culture of higher plants**. 1 ed. Dordrecht: Martinus Nijhoff Publishers, 1989. 344p.

POTT, A.; POTT, V.J. **Plantas do pantanal**. Corumbá: EMBRAPA-SPI, 1994. 320p.

ROUT, G.R.; PALAI, S.K.; DAS, P. Onset of *in vitro* rhizogenesis response and peroxidase activity in *Zingiber officinale* (Zingiberaceae). **Revista de biologia tropical**, v.49, n.3-4, p.965-971, 2001.

SILVA, S.M.; COELHO, M.F.; COSTA, A.C. Germinação de purga de lagarto (*Jatropha elliptica* M. Arg. – Euphorbiaceae) em condições naturais. In: XIV SIMPOSIO DE PLANTAS MEDICINAIS DO BRASIL, 1, 1996, Florianópolis, **Resumos...** Florianópolis: UFMT, 1996. p.49.

SILVA, S.M.; SILVA, A.M.; COELHO, M.F. Aspectos etnoecológicos de purga de lagarto (*Jatropha elliptica* M. Arg – Euphorbiaceae) na baixada cuiabana – Mato Grosso – Brasil. II CONGRESSO BRASILEIRO DE ETNOBIOLOGIA E ETNOBOTÂNICA, n. 1, 1998, São Carlos, **Resumos...** São Carlos, UFSCar, 1998a. p.20.

SILVA, S.M.; COELHO, M.F.; SILVA, A.M. Aspectos fenológicos da purga de lagarto (*Jatropha elliptica* M.Arg. – Euphorbiaceae) em Santo Antônio de Lerverger – MT. **Revista Brasileira de Biologia**, Rio de Janeiro, v.58, n.2, p. 301-306, 1998b.

VIEIRA, R.F.; SILVA, S.R. **Estratégias para conservação e manejo de recursos genéticos de plantas medicinais e aromáticas**. Resultados da 1ª Reunião Técnica. 1 ed. Brasília: EMBRAPA/IBAMA/MMA/CNPq, 2002. 215p.

ZANIOLO, S.R.; ZANETTE, F. Micropropagação de erva-mate a partir de segmentos nodais. **Scientia Agrária**, v.2, n.1, p.56-62, 2001.

7. ANEXOS

ANEXO A

Tabela 1 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável leitura.

leit	N	Median	Ave Rank	Z
3	200	0,00E+00	349,4	-10,46
6	193	3,33E-01	494,7	-3,51
9	188	6,67E-01	600,2	1,35
12	187	6,67E-01	632,2	2,81
15	187	6,67E-01	671,1	4,57
18	185	6,67E-01	694,4	5,59
Overall	1140		570,5	

H = 152,24 DF = 5 P = 0,000

H = 162,74 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 2 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável concentração de auxina.

aux	N	Median	Ave Rank	Z
0	37	0,6667	89,2	-0,61
1	41	0,6667	104,0	1,34
5	35	0,6667	99,7	0,69
10	38	0,6667	91,6	-0,31
25	36	0,6667	84,7	-1,15
Overall	187		94,0	

H = 3,22 DF = 4 P = 0,522

H = 3,54 DF = 4 P = 0,472 (adjusted for ties)

Tabela 3 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável tempo de indução.

tem	N	Median	Ave Rank	Z
1	35	0,3333	57,4	-4,44
2	31	0,6667	77,7	-1,83
3	34	0,6667	103,3	1,11
5	33	1,0000	117,2	2,72
7	34	0,6667	104,8	1,29
10	20	0,6667	110,9	1,47
Overall	187		94,0	

H = 29,21 DF = 5 P = 0,000

H = 32,16 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 4 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável leitura.

leit	N	Median	Ave Rank	Z
3	74	2,333	449,2	0,72
6	124	1,667	404,7	-1,20
9	156	1,667	399,5	-1,67
12	163	1,667	415,6	-0,80
15	169	2,000	449,6	1,17
18	172	2,333	459,5	1,78
Overall	858		429,5	

H = 8,14 DF = 5 P = 0,149
H = 8,19 DF = 5 P = 0,146 (adjusted for ties)

Tabela 5 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável concentração de auxina.

aux	N	Median	Ave Rank	Z
0	35	1,333	53,3	-4,31
1	39	2,667	87,0	0,30
5	29	5,000	109,0	2,91
10	34	2,500	90,5	0,73
25	32	2,167	89,6	0,59
Overall	169		85,0	

H = 22,49 DF = 4 P = 0,000
H = 22,62 DF = 4 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 6 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável tempo de indução.

tem	N	Median	Ave Rank	Z
1	27	1,000	44,9	-4,65
2	27	1,333	62,2	-2,64
3	33	2,000	86,9	0,25
5	31	3,667	107,2	2,79
7	31	3,333	100,0	1,89
10	20	3,667	109,2	2,36
Overall	169		85,0	

H = 38,24 DF = 5 P = 0,000
H = 38,45 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 7 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis do comprimento das raízes considerando a variável leitura.

leit	N	Median	Ave Rank	Z
3	74	0,8333	139,3	-10,54
6	124	1,5000	255,1	-8,47
9	156	2,3333	371,2	-3,25
12	163	3,0000	471,8	2,42
15	169	4,0000	551,8	7,16
18	172	4,0000	572,7	8,48
Overall	858		429,5	

H = 274,82 DF = 5 P = 0,000
H = 276,10 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 8 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis do comprimento das raízes considerando a variável concentração de auxina.

aux	N	Median	Ave Rank	Z
0	35	3,333	68,1	-2,30
1	39	4,000	89,1	0,60
5	29	5,333	103,4	2,22
10	34	4,000	86,9	0,26
25	32	4,000	79,8	-0,67
Overall	169		85,0	

H = 8,96 DF = 4 P = 0,062
H = 9,19 DF = 4 P = 0,057 (adjusted for ties)

Tabela 9 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis do comprimento das raízes considerando a variável tempo de indução.

tem	N	Median	Ave Rank	Z
1	27	2,000	51,1	-3,92
2	27	2,667	59,5	-2,95
3	33	4,000	95,5	1,38
5	31	5,333	109,2	3,04
7	31	4,000	94,3	1,17
10	20	4,000	95,9	1,06
Overall	169		85,0	

H = 31,46 DF = 5 P = 0,000

H = 32,26 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 10 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas com calos considerando a variável concentração de auxina.

aux	N	Median	Ave Rank	Z
0	37	0,00E+00	51,0	-5,33
1	41	0,00E+00	80,3	-1,72
5	34	0,00E+00	91,0	-0,24
10	37	6,67E-01	119,0	3,30
25	36	1,00E+00	125,8	4,09
Overall	185		93,0	

H = 47,31 DF = 4 P = 0,000

H = 58,06 DF = 4 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 11 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas com calos considerando a variável tempo de indução.

tem	N	Median	Ave Rank	Z
1	35	0,00E+00	51,0	-5,15
2	31	0,00E+00	73,0	-2,28
3	34	0,00E+00	89,8	-0,38
5	33	6,67E-01	109,5	1,95
7	34	8,33E-01	121,1	3,39
10	18	1,00E+00	131,9	3,25
Overall	185		93,0	

H = 47,99 DF = 5 P = 0,000

H = 58,89 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 12 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas com queda foliar considerando a variável concentração de auxina.

aux	N	Median	Ave Rank	Z
0	37	0,00E+00	90,1	-0,37
1	41	0,00E+00	88,5	-0,61
5	34	0,00E+00	88,6	-0,53
10	37	3,33E-01	97,6	0,59
25	36	3,33E-01	100,6	0,94
Overall	185		93,0	

H = 1,62 DF = 4 P = 0,805

H = 1,98 DF = 4 P = 0,739 (adjusted for ties)

Tabela 13 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas com queda foliar considerando a variável tempo de indução.

tem	N	Median	Ave Rank	Z
1	35	0,00E+00	61,2	-3,90
2	31	3,33E-01	115,9	2,61
3	34	0,00E+00	68,1	-3,00
5	33	3,33E-01	104,6	1,37
7	34	3,33E-01	108,9	1,92
10	18	3,33E-01	111,0	1,50
Overall	185		93,0	

H = 31,90 DF = 5 P = 0,000

H = 38,93 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 14 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a condição de luminosidade.

CONDIÇÃO	N	Median	Ave Rank	Z
BC/BC	6	5,00E-01	77,6	1,14
BC/CA	8	3,33E-01	60,5	-0,08
BC/CL	8	6,67E-01	76,6	1,25
BC/ES	8	6,67E-01	97,4	2,97
CA/BC	8	0,00E+00	30,9	-2,53
CA/CA	7	0,00E+00	32,3	-2,25
CA/CL	8	0,00E+00	35,0	-2,19
CA/ES	8	0,00E+00	25,9	-2,94
CL/BC	7	6,67E-01	85,5	1,85
CL/CA	8	3,33E-01	63,0	0,12
CL/CL	8	5,00E-01	75,2	1,13
CL/ES	8	5,00E-01	62,2	0,06
ES/BC	8	5,00E-01	77,4	1,32
ES/CA	7	3,33E-01	53,9	-0,58
ES/CL	7	6,67E-01	81,5	1,54
ES/ES	8	3,33E-01	53,9	-0,63
Overall	122		61,5	

H = 43,33 DF = 15 P = 0,000

H = 47,20 DF = 15 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 15 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável condição de luminosidade.

CONDIÇÃO	N	Median	Ave Rank	Z
BC/BC	5	3,3333	58,4	1,71
BC/CA	8	0,3333	22,2	-2,38
BC/CL	6	1,8333	52,2	1,21
BC/ES	8	2,5000	62,8	2,75
CA/BC	2	0,5000	16,3	-1,51
CA/CA	2	0,5000	16,3	-1,51
CA/CL	2	0,5000	16,3	-1,51
CA/ES	1	0,3333	8,5	-1,39
CL/BC	7	0,6667	41,3	0,03
CL/CA	6	1,8333	46,8	0,62
CL/CL	6	1,6667	42,4	0,15
CL/ES	5	1,3333	48,5	0,74
ES/BC	7	1,3333	42,9	0,22
ES/CA	5	1,0000	30,9	-0,99
ES/CL	6	1,1667	40,8	-0,02

ES/ES	5	1,0000	32,9	-0,79
Overall	81		41,0	

H = 27,04 DF = 15 P = 0,028
H = 27,52 DF = 15 P = 0,025 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 16 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis dos comprimentos das raízes considerando a variável condição de luminosidade.

CONDIÇÃO	N	Median	Ave Rank	Z
BC/BC	5	4,0000	65,3	2,38
BC/CA	8	1,5000	29,7	-1,43
BC/CL	6	2,0833	43,9	0,32
BC/ES	8	2,7500	57,4	2,08
CA/BC	2	0,6667	10,5	-1,86
CA/CA	2	0,5833	7,8	-2,02
CA/CL	2	0,5500	7,0	-2,07
CA/ES	1	0,1667	1,0	-1,71
CL/BC	7	2,0000	51,1	1,18
CL/CA	6	2,5000	48,8	0,85
CL/CL	6	2,0000	43,4	0,26
CL/ES	5	2,6667	44,1	0,30
ES/BC	7	2,3333	51,7	1,26
ES/CA	5	1,1667	31,7	-0,91
ES/CL	6	1,8333	42,9	0,21
ES/ES	5	1,0000	14,6	-2,59
Overall	81		41,0	

H = 36,27 DF = 15 P = 0,002
H = 36,42 DF = 15 P = 0,002 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 17 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável leitura.

Dat	N	Median	Ave Rank	Z
10	101	0,00E+00	106,0	-2,61
20	88	0,00E+00	126,0	1,11
30	49	3,33E-01	135,8	1,86
Overall	238		119,5	

H = 7,44 DF = 2 P = 0,024
H = 10,00 DF = 2 P = 0,007 (adjusted for ties)

Tabela 18 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável condição de luminosidade, na ausência de auxina.

Condic	N	Median	Ave Rank	Z
BC/CA	6	1,67E-01	23,0	-0,37
BC/CL	3	3,33E-01	33,5	1,06
CA/BC	2	1,67E-01	23,0	-0,20
CA/CA	4	0,00E+00	17,8	-1,06
CA/CL	3	0,00E+00	19,5	-0,69
CL/BC	5	3,33E-01	25,1	0,02
CL/CA	4	0,00E+00	20,9	-0,60
CL/CL	5	0,00E+00	20,9	-0,68
CL/ES	5	0,00E+00	23,4	-0,26
ES/BC	1	0,00E+00	12,5	-0,88

ES/CA	5	0,00E+00	25,9	0,15
ES/CL	2	5,00E-01	39,8	1,49
ES/ES	4	5,00E-01	39,8	2,15
Overall	49		25,0	

H = 10,68 DF = 12 P = 0,557
H = 12,86 DF = 12 P = 0,379 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 19 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável leitura.

Dat	N	Median	Ave Rank	Z
10	28	0,3333	46,6	-0,09
20	40	0,3333	41,8	-1,61
30	25	0,6667	55,7	1,89
Overall	93		47,0	

H = 4,09 DF = 2 P = 0,130
H = 4,88 DF = 2 P = 0,087 (adjusted for ties)

Tabela 20 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável condição de luminosidade.

Condic	N	Median	Ave Rank	Z
BC/CA	3	0,6667	13,0	0,00
BC/CL	3	0,3333	7,7	-1,34
CA/BC	1	1,0000	17,0	0,55
CA/CA	1	0,3333	5,0	-1,11
CA/CL	1	0,3333	5,0	-1,11
CL/BC	3	0,6667	12,2	-0,21
CL/CA	1	0,6667	13,0	0,00
CL/CL	2	0,5000	9,0	-0,80
CL/ES	2	1,1667	17,0	0,80
ES/CA	2	1,8333	22,3	1,85
ES/CL	2	1,3333	15,0	0,40
ES/ES	4	1,0000	15,0	0,59
Overall	25		13,0	

H = 9,06 DF = 11 P = 0,617
H = 9,74 DF = 11 P = 0,554 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 21 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis do comprimento das raízes considerando a variável tempo de indução.

Dat	N	Median	Ave Rank	Z
10	28	0,7500	27,4	-4,60
20	40	1,8333	48,8	0,57
30	25	2,0000	66,0	4,12
Overall	93		47,0	

H = 27,40 DF = 2 P = 0,000
H = 28,76 DF = 2 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 22 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis do comprimento das raízes considerando a variável tempo de indução.

Fase 1	N	Median	Ave Rank	Z
BC/CA	3	2,000	10,0	-0,75

BC/CL	3	2,000	7,0	-1,51
CA/BC	1	2,000	10,0	-0,42
CA/CA	1	2,000	10,0	-0,42
CA/CL	1	2,000	10,0	-0,42
CL/BC	3	2,000	10,0	-0,75
CL/CA	1	3,000	20,0	0,97
CL/CL	2	2,000	10,0	-0,60
CL/ES	2	3,000	16,8	0,75
ES/CA	2	4,000	23,5	2,10
ES/CL	2	3,000	16,8	0,75
ES/ES	4	2,083	15,0	0,59
Overall	25		13,0	

H = 10,13 DF = 11 P = 0,519

H = 14,85 DF = 11 P = 0,190 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 23 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas foliar considerando a variável leitura.

LEIT	N	Median	Ave Rank	Z
12	118	0,00E+00	220,9	-5,78
16	112	0,00E+00	277,5	-1,83
20	107	0,00E+00	304,0	-0,07
24	106	0,00E+00	322,3	1,11
28	101	0,00E+00	336,0	1,94
34	65	3,33E-01	430,3	6,08
Overall	609		305,0	

H = 66,84 DF = 5 P = 0,000

H = 92,64 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 24 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável presença de boro e zinco.

Presença	N	Median	Ave Rank	Z
B/B	4	0,00E+00	43,6	-0,51
B/BZ	7	3,33E-01	51,4	0,03
B/C	8	0,00E+00	52,5	0,15
B/Z	6	0,00E+00	38,6	-1,07
BZ/B	4	5,00E-01	71,4	1,42
BZ/BZ	8	1,67E-01	53,6	0,26
BZ/C	6	3,33E-01	62,0	0,95
BZ/Z	4	0,00E+00	43,6	-0,51
C/B	6	0,00E+00	45,3	-0,50
C/BZ	8	1,67E-01	54,9	0,40
C/C	7	3,33E-01	54,3	0,31
C/Z	5	0,00E+00	40,6	-0,81
Z/B	5	3,33E-01	56,6	0,44
Z/BZ	7	0,00E+00	45,6	-0,50
Z/C	8	1,67E-01	54,9	0,40
Z/Z	8	0,00E+00	46,1	-0,50
Overall	101		51,0	

H = 6,33 DF = 15 P = 0,974

H = 7,80 DF = 15 P = 0,931 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 25 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável leitura.

LEIT	N	Median	Ave Rank	Z
12	11	0,3333	58,1	-2,76
16	30	1,0000	113,3	0,40
20	38	1,0000	112,2	0,34
24	44	1,0000	113,3	0,50
28	45	1,0000	112,7	0,45
34	49	1,0000	108,1	-0,12
Overall	217		109,0	

H = 7,83 DF = 5 P = 0,166
H = 8,22 DF = 5 P = 0,145 (adjusted for ties)

Tabela 26 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da quantidade de raízes formadas considerando a variável presença de boro e zinco.

Presença	N	Median	Ave Rank	Z
B/B	1	1,0000	24,5	0,12
B/BZ	4	0,3333	8,0	-2,39
B/C	3	2,3333	40,3	2,37
B/Z	1	0,6667	18,5	-0,35
BZ/B	3	2,0000	29,0	0,82
BZ/BZ	4	0,8333	26,0	0,48
BZ/C	4	1,1667	29,6	1,06
BZ/Z	1	1,3333	31,0	0,62
C/B	2	0,8333	19,5	-0,39
C/BZ	4	1,1667	26,8	0,60
C/C	4	0,3333	15,0	-1,28
C/Z	1	1,3333	31,0	0,62
Z/B	3	1,3333	23,3	0,05
Z/BZ	3	0,3333	13,5	-1,30
Z/C	4	0,8333	20,5	-0,40
Z/Z	3	0,6667	23,0	0,00
Overall	45		23,0	

H = 16,84 DF = 15 P = 0,329
H = 17,64 DF = 15 P = 0,282 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 27 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis dos comprimentos das raízes considerando a variável leitura.

LEIT	N	Median	Ave Rank	Z
12	11	0,1667	22,9	-4,67
16	30	0,5000	71,2	-3,55
20	38	0,8333	97,0	-1,30
24	44	1,0833	112,9	0,46
28	45	1,3333	123,6	1,75
34	49	1,6667	143,9	4,43
Overall	217		109,0	

H = 50,76 DF = 5 P = 0,000
H = 51,07 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Tabela 28 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis dos comprimentos das raízes considerando a variável presença de boro e zinco.

Presença	N	Median	Ave Rank	Z
B/B	1	1,0000	18,5	-0,35
B/BZ	4	0,5000	11,4	-1,85
B/C	3	3,6667	41,5	2,53
B/Z	1	2,0000	31,5	0,65
BZ/B	3	2,0000	25,5	0,34
BZ/BZ	4	1,1667	21,1	-0,30
BZ/C	4	2,5833	29,3	1,00
BZ/Z	1	3,0000	39,0	1,23
C/B	2	1,3333	23,3	0,03
C/BZ	4	2,1667	28,1	0,82
C/C	4	2,0000	28,1	0,82
C/Z	1	1,6667	27,5	0,35
Z/B	3	0,5000	10,0	-1,77
Z/BZ	3	0,3333	8,5	-1,98
Z/C	4	1,0833	21,4	-0,26
Z/Z	3	1,1667	19,3	-0,50
Overall	45		23,0	

H = 20,43 DF = 15 P = 0,156

H = 20,57 DF = 15 P = 0,151 (adjusted for ties)

* NOTE * One or more small samples

Tabela 29 Cálculos necessários para realizar o teste de Kruskal-Wallis da porcentagem de plantas enraizadas considerando a variável concentração basal e tempo de indução de três dias.

Dat	N	Median	Ave Rank	Z
3	7	0,00E+00	6,0	-3,66
6	7	3,33E-01	14,2	-1,72
9	7	3,33E-01	20,4	-0,27
12	7	6,67E-01	27,4	1,38
15	7	6,67E-01	29,0	1,77
18	7	1,00E+00	32,1	2,50
Overall	42		21,5	

H = 23,11 DF = 5 P = 0,000

H = 24,74 DF = 5 P = 0,000 (adjusted for ties)

Livros Grátis

(<http://www.livrosgratis.com.br>)

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)
[Baixar livros de Matemática](#)
[Baixar livros de Medicina](#)
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)
[Baixar livros de Meteorologia](#)
[Baixar Monografias e TCC](#)
[Baixar livros Multidisciplinar](#)
[Baixar livros de Música](#)
[Baixar livros de Psicologia](#)
[Baixar livros de Química](#)
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)
[Baixar livros de Serviço Social](#)
[Baixar livros de Sociologia](#)
[Baixar livros de Teologia](#)
[Baixar livros de Trabalho](#)
[Baixar livros de Turismo](#)