

MICROPROPAGAÇÃO DE *MONSTERA OBLIQUA* MIQ. *IN VITRO*

IN VITRO MICROPROPAGATION OF *MONSTERA OBLIQUA* MIQ.

SABRINA SCHUMACKER ZANCA¹, GILMAR ROBERTO ZAFFARI²

¹Mestranda em botânica - Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia / INPA - Departamento de Produtos Naturais - Av. André Araújo, 2936, CEP 69060-001, Manaus/AM - sabrinascck@yahoo.com.br

²Engenheiro Agrônomo – Dr. Professor do curso de Ciências Biológicas – Universidade do Vale do Itajaí/UNIVALI – Cx. P. 360 – 883002-202 – Itajaí, SC – gzaffari@epagri.sc.gov.br

RESUMO

A propagação de *Monstera obliqua* Miq., espécie herbácea da família Araceae, nativa da Mata Atlântica e utilizada no paisagismo urbano, é realizada em viveiros, por estaquia e por sementes. Esses procedimentos são onerosos e demorados, além de gerar grandes perdas na produção, em decorrência de problemas fitossanitários. Com o objetivo de estabelecer um protocolo de micropropagação *in vitro*, explantes de gemas laterais e de segmentos nodais de *Monstera obliqua* foram utilizados para a obtenção de culturas assépticas e a produção de plantas *in vitro*. A exposição de segmentos nodais por 5 minutos em etanol 70% seguida por 10 minutos em NaClO 2%, 20 minutos em CaClO 2% e 2 minutos em HgCl₂ 0,3%, permitiu a obtenção de 50% de culturas assépticas. Não foi possível a obtenção de culturas assépticas a partir de gemas laterais. As plantas de *Monstera obliqua* apresentaram melhor desenvolvimento e enraizamento no meio MS semissólido adicionado de 1 mg L⁻¹ das citocininas BAP e CIN. As plantas aclimatizadas demonstraram grande adaptabilidade à transferência da condição heterotrófica para a autotrófica, tanto em telado quanto em câmara de crescimento, independentemente do tratamento de câmara úmida.

Termos para indexação: Araceae, planta ornamental, propagação vegetativa *in vitro*.

ABSTRACT

Propagation of *Monstera obliqua*, an herbaceous species of the Araceae family, native from Atlantic Forest and used in urban landscaping, is performed in nurseries, by cuttings and seeds. This procedure is costly and time consuming, and generate large losses in production due to pest problems. Aiming to establish a protocol for *in vitro* micropropagation, explants of lateral buds and nodal segments of *Monstera obliqua* were used to obtain aseptic cultures and for the production of *in vitro* plants. Exposure of nodal segments for 5 minutes in 70% ethanol followed by 10 minutes in NaClO 2%, 20 minutes in CaClO 2% and 2 minutes in HgCl₂ 0.3% afforded 50% aseptic cultures. It was not possible to obtain aseptic cultures from lateral buds. Plants of *Monstera obliqua* showed better development and rooting on semisolid MS culture medium supplemented with 1 mg L⁻¹ of cytokinins BAP and CIN. The acclimatized plants showed great adaptability to the transfer of the heterotrophic to autotrophic conditions, both in greenhouse and in the growth chamber, regardless of the treatment of wet chamber.

Index terms: Araceae, ornamental plant, *in vitro* vegetative propagation.

INTRODUÇÃO

A floricultura nacional, até a década de 50, caracterizava-se como uma atividade paralela a outros setores agrícolas (BUDAG; SILVA, 2000). Com o aumento da demanda comercial do setor, a produção e a comercialização de plantas ornamentais vêm crescendo cada vez mais no Brasil, aumentando a busca por novas técnicas de cultivo e aprimoramento na produção de mudas. De acordo com Junghans e Souza (2009), a floricultura é uma atividade agrícola dinâmica e onde o mercado consumidor é extremamente exigente em relação à qualidade do produto. Para atender a esse padrão de qualidade, os produtores têm empregado as mais avançadas técnicas na produção de plantas ornamentais. Atualmente, a técnica mais utilizada em plantas ornamentais para a produção de mudas, com alta qualidade genética e fitossanitária é a propagação vegetativa *in vitro*. Nesse sentido, a obtenção de lotes de mudas homogêneos, em larga escala e em qualquer época do ano, pela micropropagação, tem sido cada vez mais desejado, mesmo quando as espécies ornamentais apresentam facilidade de propagação a campo.

A espécie ornamental *Monstera obliqua* Miq. é uma planta herbácea, liana, da família Araceae e é nativa da Mata Atlântica. Essa planta, utilizada no paisagismo urbano, apesar de ser propagada vegetativamente com facilidade em viveiros por estaquia, apresenta fatores limitantes a sua produção e comercialização em larga escala,

(Recebido em 21 de novembro de 2012 e aprovado em 30 de julho de 2013)

como a falta de padronização, baixa qualidade fitossanitária e baixo volume de mudas produzidas, num curto período de tempo. Além disso, o procedimento de produção de mudas dessa espécie a campo é oneroso e demorado, aumentando os custos. Portanto, o presente trabalho foi conduzido para estabelecer um protocolo de micropropagação de *M. obliqua*, visando a suprir a demanda de mudas dos produtores e do mercado.

MATERIALE MÉTODOS

Os explantes utilizados foram obtidos de plantas matrizes de *Monstera obliqua* mantidas em vaso, em telado de sombrite, na Estação Experimental da EPAGRI (Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina), em Itajaí, Santa Catarina.

Fase de estabelecimento de culturas assépticas

O material vegetal selecionado para a micropropagação consistiu de gemas axilares e segmentos nodais de um centímetro, da porção basal e média do caule da planta, retirados com o auxílio de um bisturi e imersos em água destilada esterilizada. Foram realizados dois tipos de pré-asepsia, sendo (i) lavagem dos explantes em água esterilizada adicionada de detergente neutro e (ii) lavagem em água esterilizada, seguida de imersão em etanol 70% por 30 segundos, conforme listado na Tabela 1. Finalizando a pré-asepsia, todos os explantes foram imersos em solução desinfestante contendo Benlate® (1 g L⁻¹) + Manzate® (1,5 g L⁻¹) + sulfato de estreptomicina (200 mg L⁻¹) durante meia hora.

A asepsia dos explantes foi realizada em câmara de fluxo laminar, iniciada após a pré-asepsia dos mesmos previamente enxaguados em água esterilizada. Foram testadas diferentes combinações de exposição dos explantes aos agentes químicos: etanol 70% (por 5 minutos), NaClO 1% (por 20 ou 30 minutos), NaClO 2% (por 4, 6, 10 ou 15 minutos), CaClO 2% (por 5, 10, 12, 15, 20, 25 ou 30 minutos) e HgCl₂ 0,3% (por 1, 2, 3, 5 ou 19 minutos), totalizando 19 tratamentos. Somente o tratamento TA10 (Tabela 1) consistiu em uma dupla imersão em Etanol 70% (3 e 2 minutos), e posterior

dupla imersão em NaClO 1% por 20 e 15 minutos. Entre a primeira e a segunda imersão de um mesmo agente químico foram realizados dois enxágues em água destilada esterilizada. Os tratamentos continham de 5 a 8 repetições, com uma gema ou um segmento nodal em cada frasco. Ao final do processo de asepsia, os explantes foram submetidos a três lavagens com água destilada esterilizada e inoculados no meio de cultura de Murashige e Skoog (1962) (MS), adicionado de 1 mg L⁻¹ de 6- benzilaminopurina (BAP) e 0,5 mg L⁻¹ de ácido naftaleno acético (ANA). Os meios de cultura continham como fonte de carbono a sacarose a 3%, agar-agar a 7%, e o pH foi ajustado em 5,7. Após, foram esterilizados em autoclave durante 20 minutos sob temperatura de 120°C e pressão de 1,3 kg/cm³. As avaliações das culturas *in vitro* nos diferentes tratamentos foram realizadas semanalmente, considerando-se nos ensaios de asepsia a porcentagem de explantes mortos (por oxidação ou necrose), de sobreviventes e de contaminados (fungos e bactérias), e desenvolvimento dos explantes.

Fase de multiplicação

Para os ensaios de multiplicação de *Monstera obliqua* foram utilizadas plantas cultivadas *in vitro* com mais de 100 dias. A taxa de multiplicação e o desenvolvimento das brotações laterais das plantas foram avaliados a partir do cultivo em meio MS semissólido e líquido com ponte de papel, com concentração dos sais minerais de 100, 50, 33 ou 25% e em meio Knudson C (KC) (Knudson, 1946) semi-sólido e líquido com ponte de papel. Ambos os meios de cultura foram adicionados de reguladores de crescimento isolados ou combinados BAP (1 ou 2 mg L⁻¹), 6-furfuril-aminopurina (CIN) (1 ou 2 mg L⁻¹), ácido giberélico (GA₃) (0,5 mg L⁻¹) e ácido indol-3-acético (AIA) (0,5 ou 1 mg L⁻¹), totalizando 18 tratamentos. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado, com dez repetições por tratamento, sendo um explante por frasco. As culturas foram incubadas em sala de crescimento à temperatura de 28 ± 2°C, umidade relativa do ar de aproximadamente 60%, sob luz difusa de intensidade de 50 mmol m⁻² s⁻¹ e 16 horas de fotoperíodo, durante 60 dias. As

avaliações das culturas *in vitro* foram realizadas considerando-se o número dos brotos e a altura por planta, o número de folhas e o número de raízes por planta.

Fase de aclimatização

As plantas regeneradas com 3 a 7 cm de altura e com raízes formadas, foram submetidas a três tratamentos de aclimatização (n= 10): TAC1 – aclimatização em câmara úmida dentro da câmara de crescimento; TAC2 – aclimatização em câmara úmida em telado de sombrite com 50% de redução de luminosidade e TAC3 – aclimatização sem câmara úmida em telado de sombrite com 50% de redução de luminosidade. Após a retirada dos frascos, as plantas passaram por uma limpeza que consistiu na eliminação do meio de cultura das raízes, seguido pelo plantio em copos plásticos furados contendo substrato de casca de arroz calcinada, permanecendo durante 30 dias. As plantas foram avaliadas quanto à altura (cm) e número de folhas por planta e a taxa de sobrevivência.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Fase de estabelecimento de culturas assépticas

A utilização de segmentos nodais como explantes demonstrou maior viabilidade de propagação *in vitro*, após os tratamentos de assepsia, enquanto que as gemas axilares não sobreviveram ou não apresentaram desenvolvimento *in vitro* (Tabela 1). O tamanho do explante e a quantidade de tecidos presentes no mesmo (segmento) foram determinantes para a sobrevivência e o desenvolvimento dos explantes *in vitro*.

Os tratamentos onde a pré-assepsia foi realizada com a imersão em Etanol 70% apresentaram melhores resultados (TA09 a TA19), indicando a importância desse agente químico para uma desinfestação inicial dos explantes. O melhor tratamento para o estabelecimento de culturas assépticas, tanto em nível de sobrevivência quanto de explantes assépticos, foi realizado com quatro agentes desinfestantes (TA18), onde o tempo de exposição de dois minutos ao cloreto de mercúrio, combinado com outros agentes, foi suficiente para promover a

desinfestação, sem causar oxidação acentuada no explante (Tabela 1).

Donini et al. (2005) realizaram desinfestações de aráceas ornamentais com diferentes concentrações de hipoclorito de sódio, quando a espécie *Monstera deliciosa* não apresentou contaminação, a partir da concentração de 1% de cloro ativo; esse resultado demonstra então diferenças inclusive em gênero, pois *Monstera obliqua* não é estabelecida assepticamente *in vitro* apenas com o uso de hipoclorito de sódio. Ribas et al. (2005) e Flores (2008) também obtiveram sucesso em procedimentos de desinfestação utilizando cloreto de mercúrio para explantes das espécies *Aspidosperma polyneuron* e *Luehea divaricata* Martius et Zuccarin, respectivamente. Costa e Droste (2010), trabalhando com segmentos nodais de *Rosmarinus officinalis*, não obtiveram níveis satisfatórios de culturas assépticas somente com a combinação de etanol 70% e hipocloritos, e documentaram a necessidade do uso de agentes mais eficientes, como o cloreto de mercúrio, resultado este semelhante ao obtido no presente trabalho. O sucesso na obtenção de explantes assépticos foi dependente da realização de re-assepsias, com exceção de um tratamento (TA18). Todos os explantes vivos e com potencial de desenvolvimento dos demais tratamentos apresentavam contaminação após a assepsia. Nos tratamentos TA12, TA13, TA15 e TA16 foram realizadas uma ou duas reassepsias, o que permitiu a obtenção de 17 a 20 % de culturas assépticas (Tabela 1). As reassepsias realizadas variaram proporcionalmente, de acordo com o primeiro tratamento realizado, reduzindo-se o tempo de exposição aos desinfestantes em menos da metade em relação à primeira assepsia.

Fase de multiplicação

Na fase de multiplicação, as microplantas com maior aumento da altura foram obtidas em meio MS 50%, adicionado de 2 mg L⁻¹ de citocinina (CIN ou BAP) (TP06 e TP07), em meio semissólido. Por outro lado, os meios de cultura MS 100% e Knudson, adicionados também de 2 mg L⁻¹ de citocinina (CIN ou BAP) não apresentaram o mesmo efeito (Tabela 2).

TABELA 1 – Porcentagem de contaminação, oxidação e sobrevivência de explantes gema lateral (GL) e segmento nodal (SN) de *Monstera obliqua* submetidos a diferentes tratamentos de assepsia e cultivados em meio MS adicionado de 1 mg L⁻¹ BAP e 0,5 mg L⁻¹ ANA, após 100 dias in vitro.

	Tempo de exposição (minutos)						Tipo de Explante	Nº de Repetições	Contaminação (%)		Oxidação (%)	Sobrevivência (%)
	Etanol		NaClO		CaClO				Fungos	Bactérias		
	70%	1%	2%	2%	2%	2%			0,3%			
TA01	5	30	-	-	-	-	8	100	-	-	-	-
							5	60	60	-	-	-
TA02	5	30	-	-	10	-	5	-	-	100	-	-
							5	-	60	40	-	-
TA03	5	-	-	30	-	-	7	71	14	14	-	-
							5	100	60	20*	-	-
TA04	5	-	-	30	10	-	5	20	-	80	-	-
							5	-	60	40	-	-
TA05	5	20	-	10	5	-	5	20	20	60	-	-
							5	80	40	-	-	-
TA06	3	-	-	30	5	-	5	-	40	60	-	-
							5	20	60	20	-	-
TA07	3	-	-	20	5	-	5	40	20	40	-	-
							5	80	60	20	-	-
TA08	3	-	-	15	5	-	5	20	40	40	-	-
							5	20	80	20	-	-
TA09	5	-	10	-	-	-	7	71	-	29	-	-
TA10	3+2	20+15	-	-	-	-	7	63	38	-	-	-
TA11	5	-	-	10	3	-	7	14	-	86	-	-
TA12	5	-	-	12	2	-	5	-	40	80	20*	-
TA13	5	-	15	-	1	-	5	-	60	40	20*	-
TA14	5	-	15	5	1	-	5	20	-	80	-	-
TA15	5	-	4	12	2	-	5	40	60	-	20*	-
TA16	5	-	6	12	2	-	6	50	33	17	17*	-
TA17	5	-	15	5	1	-	6	83	-	17	-	-
TA18	5	-	10	20	2	-	6	-	33	-	50**	-
TA19	5	-	-	25	2	-	7	14	100	-	14	-

*Os explantes passaram por mais um tratamento de assepsia (re-assepsia).

**Os explantes passaram por mais um tratamento de assepsia (re-assepsia), com exceção de um explante

TABELA 02 – Desenvolvimento e multiplicação das microplantas de *Monstera obliqua* inoculadas em meio sólido MS com concentração salina de 50% (MS50%), de 33% (MS33%) e de 25% (MS25%) e Knudson (1946), adicionados ou não de BAP, CIN, GA₃, AIA, após 60 dias de cultivo.

	Reguladores de Crescimento (mg L ⁻¹)					ALTURA (cm)	Nº FOLHAS	Nº RAIZES	Nº BROTOS	CALO (%)
	MEIO	BAP	CIN	AIA	GA ₃					
TP01	MS	-	-	-	-	1,2 ab	2 cde	1,6 ab	1,5 cd	30
TP02	MS	1	-	-	-	1,5 ab	5,7 a	3,4 a	3,5 abc	100
TP03	MS	2	-	-	-	1,4 ab	3 abcde	0,9 ab	3 abcd	67
TP04	MS 50%	-	-	-	-	1,4 ab	2,2 bcde	1,8 ab	1,5 cd	0
TP05	MS 50%	1	-	-	-	1,3 ab	4,1 abcd	3 ab	4,6 a	38
TP06	MS 50%	2	-	-	-	1,8 a	4,6 abc	3,3 a	3,8 ab	100
TP07	MS 50%	-	2	-	-	1,7 a	4 abcd	2,6 ab	2,9 abcd	100
TP08	MS 50%	2	-	1	0,5	0,9 ab	4,9 ab	1,5 ab	4 ab	70
TP09	MS 50%	1	-	0,5	0,5	0,6 b	2,3 bcde	2,1 ab	2,6 abcd	40
TP10	MS 33%	-	-	-	-	1,6 ab	2,4 bcde	3,6 a	2,4 bcd	13
TP11	MS 25%	-	-	-	-	0,9 ab	1,6 de	2,1 ab	1,3 d	11
TP12	KNUDSON	-	-	-	-	1,3 ab	2,3 bcde	2,7 ab	2 bcd	10
TP13	KNUDSON	2	-	-	-	0,8 ab	1,1 e	0,4 b	3,4 abcd	80
TP14	KNUDSON	-	2	-	-	1,1 ab	2,7 bcde	1,1 ab	2,6 abcd	43

Médias seguidas da mesma letra nas colunas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey ($p < 0,05$).

Esse resultado sugere que a combinação da concentração salina do meio e a presença da citocinina e sua concentração foi determinante para o aumento da altura das plantas. Em relação aos reguladores vegetais utilizados, o uso da citocinina isolada promoveu melhor resultado que com a interação com outros hormônios, como observado em TP08 e TP09, confirmando os resultados de Skoog e Miller (1957), apud Kerbauy (2004), indicando que apesar de a auxina atuar em sinergismo com a citocinina para estimular a divisão celular, essas classes hormonais atuam antagonicamente no controle da iniciação de ramos e raízes em cultura de tecido, bem como no estabelecimento da dominância apical.

Os tratamentos TP02, TP03, TP05, TP06, TP07 e TP08, todos com citocinina, promoveram taxas de emissão de folhas substancialmente maiores que os demais tratamentos. Vários trabalhos evidenciam o efeito das citocininas na promoção do desenvolvimento da parte aérea (SKOOG; MILLER, 1957; ZAFFARI, 1998; RESMI; NAIR, 2007), onde

as espécies monocotiledôneas apresentam maior resposta a esses reguladores de crescimento em relação à emissão de brotos e folhas. A presença de AIA (0,5 e 1,0 mg L⁻¹) e GA₃ (0,5 mg L⁻¹) no meio MS 50% (TP08 e TP09) não promoveu bons resultados na altura, no número de folhas, raízes e de brotos das plantas cultivadas *in vitro* (Tabela 2).

Em relação ao número de brotos, todos os tratamentos com meio MS ou Knudson adicionados de reguladores BAP e CIN foram relativamente melhores que os tratamentos que não continham essas substâncias. A ação da citocinina influencia, além da divisão e da diferenciação celular, o estabelecimento de drenos e a diferenciação de cloroplastos (TAIZ; ZEIGER, 2009). Por essas influências, principalmente na relação da citocinina com o aumento da divisão celular, a presença deste regulador no meio de cultura resultou no crescimento da planta. Diniz et al (2008), em testes de multiplicação da espécie *Spathiphyllum wallisi* (Araceae), o lírio-da-paz, também obtiveram resultados significativos em relação ao

número de brotos da espécie, onde a presença de citocininas nos meios de cultivo, independentemente da presença ou ausência de auxinas, originaram a formação de brotos. Esses autores também verificaram que, entre as concentrações de 0 a 2 mg L⁻¹ de citocinina, o melhor resultado foi obtido na maior concentração.

Durante a fase de multiplicação, ocorreu a formação de massa celular indiferenciada (calo) na região basal do caule e das folhas na maioria dos tratamentos, geralmente seguido pela oxidação. A indução de calo foi consideravelmente maior nos meios com adição de BAP ou CIN, em relação àqueles tratamentos sem reguladores.

Diferente da maioria de outros trabalhos de micropropagação *in vitro*, essa espécie demonstrou formação de raízes já nas fases de estabelecimento da cultura asséptica e de multiplicação, não sendo necessária a passagem pela fase de enraizamento. Esse fato deve-se provavelmente ao fato de que *Monstera obliqua* seja uma liana, onde normalmente formam raízes facilmente já em seu meio natural, para sua fixação.

As plantas de *Monstera obliqua*, cultivadas em meios semissólidos e líquidos, apresentaram diferenças significativas em todos os parâmetros analisados, com exceção do número de raízes. De modo geral, o meio sólido foi significativamente melhor em relação ao meio líquido nos parâmetros de altura, número de folhas e número de brotos (Tabela 3).

Esses resultados mostram que a espécie *Monstera obliqua* não se adapta bem ao meio líquido, necessitando de

um substrato semissólido ou rígido. Andrade et al (2011), em estudo comparativo do desenvolvimento *in vitro* de bananeira em relação aos meios líquido e semissólido, e Jo et al (2008), em testes de proliferação com meios semissólidos e líquidos com a espécie *Alocasia amazônica* (Araceae), constataram, diferentemente da espécie *Monstera obliqua*, que os meios líquidos foram mais eficientes na proliferação dos explantes. Prasad e Dutta Gupta (2006), também realizaram estudos comparativos entre meios semissólidos e líquidos no desenvolvimento da espécie *Gladiolus* (Iridaceae), e obtiveram resultados satisfatórios com o uso de meios líquidos. A diferença de resultado no desenvolvimento de *Monstera obliqua* cultivada em meio líquido em relação aos estudos citados pode ser atribuída ao fato de que o meio líquido foi com uso de ponte de papel, diferindo do sistema de imersão total dos explantes ao meio líquido sob agitação constante, utilizado nos outros estudos.

Fase de aclimatização

Na fase de aclimatização, as plantas tanto em sala de crescimento quanto em telado de sombrite, com ou sem câmara úmida, não apresentaram diferenças significativas no crescimento e sobrevivência. Entretanto, o tratamento sem câmara úmida, visualmente, proporcionou um menor aumento na altura em relação aos tratamentos com câmara úmida. Em todas as plantas dos diferentes tratamentos, observou-se uma ótima adaptabilidade fisiológica, provavelmente pelo número de raízes já formadas e desenvolvidas durante a fase de multiplicação (Tabela 4).

TABELA 3 – Desenvolvimento de microplantas *Monstera obliqua* cultivadas em meio MS e MS com redução da concentração salina em 50% (MS50%) e meio Knudson semi-sólido e líquidos com ponte de papel, adicionados de reguladores de crescimento (RC) BAP e CIN.

MEIO	RC (mg L ⁻¹)		ALTURA (cm)		Nº FOLHAS		Nº RAIZES	
	BAP	CIN	Semi-sólido	Líquido	Semi-sólido	Líquido	Semi-sólido	Líquido
MS	1	-	1,5 ab	0,7 b	5,7 a	1,2 c	3,4 a	1,8 a
MS 50%	2	-	1,8 a	0,8 b	4,6 ab	0,9 c	3,3 a	1,8 a
MS 50%	-	2	1,7 a	0,7 b	4 ab	1,2 c	2,6 a	2 a
KNUDSON	-	2	1,1 ab	0,7 b	2,7 bc	1,2 c	1,1 a	1,6 a

Médias seguidas da mesma letra nas colunas não diferem significativamente entre si pelo teste de Tukey (p<0,05).

TABELA 4 – Desenvolvimento e taxa de sobrevivência de plantas de *Monstera obliqua* submetidas a diferentes ambientes de aclimatização, após 30 dias.

Tratamento	Ambiente de aclimatização	Câmara úmida	* Altura (cm)	* Número de folhas	Sobrevivência (%)
TAC1	Sala crescimento	sim	2,79	0,29	100
TAC2	Telado	sim	2,36	1,57	100
TAC3	Telado	não	1,89	1,00	100

* Médias não diferem entre si pelo teste de Tukey ($p \leq 0,05$).

Segundo George et al (2008), o prévio enraizamento das plantas *in vitro* proporciona uma melhor condição fisiológica na fase de aclimatização, uma vez que possibilita uma maior indução da rizogênese *ex vitro*. Stanly et al (2012), em testes de aclimatização de *Homalomena pineaodora*, e Ali et al. (2007), em testes com *Caladium bicolor*, também obtiveram 100% de sobrevivência das plantas aclimatizadas, indicando a grande adaptabilidade das plantas da família Araceae à fase de aclimatização.

CONCLUSÃO

A desinfestação dos explantes de segmentos nodais de *Monstera obliqua*, utilizando uma combinação de Etanol, NaClO, CaClO e HgCl₂ foi parcialmente eficaz na obtenção de culturas assépticas, obtidas somente quando realizaram-se reassepsias das culturas contaminadas. As plantas na fase de multiplicação apresentaram maior desenvolvimento, taxa de multiplicação e enraizamento no meio MS semissólido adicionado da citocinina BAP. A espécie *Monstera obliqua* apresenta boa resposta em seu estabelecimento *in vitro* quanto à taxa de multiplicação. As plantas aclimatizadas demonstraram grande adaptabilidade à transferência da condição heterotrófica para a autotrófica.

REFERÊNCIAS

ALI, A.; MUNAWAR, A.; NAZ, S. An *In vitro* study on micropropagation of *Caladium bicolor*. Lahore: **International Journal of Agriculture & Biology**, v. 9, n. 5, p. 731-735, 2007.

ANDRADE, R. A. et al. Micropropagação de mudas de bananeira em meio líquido. **Comunicata Scientiae**, v. 2, n. 3, p. 156-159, 2011.

BUDAG, P. R.; SILVA, T. P. **Cadeias produtivas do Estado de Santa Catarina: flores e plantas ornamentais**. Florianópolis: Epagri. 2000. Boletim Técnico 105.

COSTA, D. T.; DROSTE, A. Efeito da esterilização sobre o estabelecimento da cultura *in vitro* de *Rosmarinus officinalis* Linn. (Lamiaceae). São Leopoldo: Instituto Anchietano de Pesquisas. **Pesquisas**, série Botânica, n.61, p. 315-324, 2010.

DINIZ, J. D. N. et al. Protocolo para desinfestação, multiplicação e enraizamento *in vitro* de *Spathiphyllum wallisi*. **Revista Ciência Agronômica**. v. 39, n.1, p. 107-113, 2008.

DONINI, L. P. et al. Estabelecimento *in vitro* de espécies de aráceas ornamentais: Diferentes tratamentos antioxidantes. In: CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 8., **Anais...**, 2004, Pelotas: UFPEL, 2004.

FLORES, A. V. **Introdução ao cultivo in vitro de Açóia-cavalo (*Luehea divaricata* Martius et Zuccarin)**. Sergipe: Biblioteca Digital de Teses e Dissertações UFMS, 2008. Acesso em <http://www.dominiopublico.gov.br/pesquisa/DetalheObraForm.do?select_action=&co_obra=102153> em 16 de outubro de 2012.

GEORGE, F.E.; HALL, M.A.; DE KLERK, G-J. **Plant propagation by tissue culture. Volume 1. The background**. Dordrecht, Netherlands, 3rd edition, Springer, 501 p. 2008.

JO, U. A.; MURTHY, H. N.; HAHN, E. J.; PAEK, K. Y. Micropropagation of *Alocasia amazonica* using semisolid and liquid cultures. **In Vitro Cellular & Developmental Biology**, v. 44, p. 26-32, 2008.

JUNGHANS, T. G; SOUZA, A. S. **Aspectos práticos da micropropagação de plantas**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical. Cap. 1, 2009.

- KNUDSON, C. L. A new nutrient solution for the germination of orchid seed. **American Orchid Society Bulletin**, v.14, p. 214-217, 1946.
- KERBAUY, G. B. **Fisiologia vegetal**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2004.
- MURASHIGE, T.; SKOOG, F. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. **Plant Physiology**, v.15, p. 473- 497, 1962.
- PRASAD, V. S. S.; DUTTA GUPTA, S. *In Vitro* shoot regeneration of gladiolus in semi-solid agar versus liquid cultures with support systems. **Plant Cell Tissue and Organ Culture**, v. 87, p. 263-271, 2006.
- RESMI, L.; NAIR, A. S. Plantlet production from the male inflorescence tips of *Musa acuminata* cultivars from South India. **Plant Cell Tissue and Organ Culture**, v. 88, p. 333-338, 2007.
- RIBAS, L. L. F. et al. Micropropagação de *Aspidosperma polyneuron* (peroba-rosa) a partir de segmentos nodais de mudas juvenis. **Revista Árvore**. v. 29, n. 4, p. 517-524, 2005.
- SKOOG, F.; MILLER, C. O. Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured *in vitro*. **Symposia of the Society for Experimental Biology**, v. 11, p. 118-130, 1957.
- STANLY, C. et al. Micropropagation of *Homalomena pineodora* Suaiman & Boyce (Araceae): a new species from Malaysia. **Horticultura Brasileira**, v. 30, n. 1, p. 39-43, 2012.
- TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. Porto Alegre: Artmed. 4 ed. 2009. 719 p.
- ZAFFARI, G. R. **Aspectos hormonais, estruturais e genéticos relacionados à micropropagação de gemas adventícias de *Musa acuminata* (AAA) cv. Grande Naine**. São Paulo. Universidade de São Paulo. 1998, Tese de Doutorado. 1998.