

MULTIPLICAÇÃO FOTOAUTOTRÓFICA DE MIRTILEIRO ‘DUKE’ EM CONCENTRAÇÕES DE SACAROSE

ALINE RAMM¹; PATRÍCIA MACIEJEWSKI²; BRUNA ANDRESSA DOS SANTOS OLIVEIRA²; MARILAINÉ GARCIA DE MATTOS²; MARCIA WULFF SCHUCH²; ADRIANE MARINHO DE ASSIS³

¹Universidade Federal de Pelotas – alineramm@yahoo.com.br;

²Universidade Federal de Pelotas – agropatriciam@gmail.com;

brunah.andressa@gmail.com; marimattos1@outlook.com; marciaws@ufpel.edu.br

³Universidade Federal de Pelotas – agroadri17@gmail.com

1. INTRODUÇÃO

Dentre o grupo das espécies de pequenas frutas o mirtileiro (*Vaccinium* spp) apresenta-se como uma opção de diversificação agrícola em propriedades da região Sul do Brasil e possui um mercado bastante promissor (DAMIANI; SCHUCH, 2008).

A propagação vegetativa dessa cultura é realizada por meio de estacaia, micropropagação e da estrutura especializada do tipo rebento. No Brasil, a estacaia é utilizada na produção comercial de mudas, mas os resultados práticos são variáveis de acordo com a cultivar (FACHINELLO et al., 1995).

O uso da técnica de micropropagação, além da produção de grande quantidade de plantas em curto período de tempo, confere a obtenção de plantas livres de doenças e a propagação de espécies de difícil propagação. Outra vantagem do ponto de vista prático está relacionada à restauração da competência de enraizamento, resultado do rejuvenescimento obtido pelos sucessivos subcultivos e pelo uso de reguladores de crescimento (GRATTAPAGLIA e MACHADO, 1998).

Entretanto, a aplicação dessa técnica no cultivo comercial implica em elevados custos para o funcionamento e manutenção da estrutura. Além disso, na fase de aclimatização, em que é realizada a transferência das plantas para condições externas ao laboratório, o material vegetal previamente habituado a uma condição heterotrófica passa para autotrófica, o que pode ocasionar baixa porcentagem de sobrevivência (DORNELES; TREVELIN, 2011; PEREIRA FILHO, 2014).

Uma alternativa para aumentar a sobrevivência das mudas é o cultivo fotoautotrófico, que consiste em um sistema de cultivo *in vitro* em ambiente com luz natural (BRAGA et al., 2011). Assim, as plantas são adaptadas gradualmente do meio *in vitro* para *ex vitro*, podendo apresentar uma melhora no desempenho em ambientes de estresse, com subsequente aumento do rendimento (GEORGE; MANUEL, 2013; XIAO et al., 2011).

Diante do exposto, busca-se com esse trabalho verificar a influencia do cultivo *in vitro* fotoautotrófico, aliado a presença de sacarose ao meio de cultivo durante a multiplicação *in vitro* de explantes de mirtileiro ‘Duke’.

2. METODOLOGIA

O experimento foi conduzido no Laboratório de Propagação de Plantas Frutíferas pertencente ao Departamento de Fitotecnia da Faculdade de Agronomia Eliseu Maciel (FAEM) da Universidade Federal de Pelotas (UFPel), localizada no

município Capão do Leão-RS, Brasil, de abril a junho de 2019. O clima da região, conforme a classificação de Köppen e Geiger (1928) é do tipo Cfa (temperado úmido com verão quente).

Foram utilizados como explantes segmentos com três gemas e duas folhas, sem o ápice caulinar de mirtilo cv. Duke, cultivada *in vitro*.

O delineamento experimental utilizado foi o inteiramente casualizado, em esquema fatorial 3x2 (três concentrações de sacarose (0; 15 e 30 g.L⁻¹) e dois ambientes: sala de crescimento (16 horas de fotoperíodo, densidade de fluxo de fótons no período de luz de 42 µmol.m⁻².s⁻¹ e temperatura de 25 ± 2°C) e casa de vegetação (luz natural e temperatura de 25 ± 2°C obtida através do uso de condicionador de ar acoplado a um sensor de temperatura, promovendo o aquecimento ou resfriamento do ambiente). Cada tratamento foi constituído de quatro repetições, sendo cada repetição composta por um frasco com cinco explantes.

O meio de cultura utilizado foi WPM (Wood Plant Media – Loyd & McCown, 1980), adicionado de sacarose (conforme o tratamento), mioinositol (100 mg.L⁻¹), 2iP (5 mg.L⁻¹) e ágar (6 g.L⁻¹). O pH foi ajustado para 5,0 antes da adição do ágar. Em seguida, o meio de cultura foi distribuído em erlenmeyer com capacidade de 250 mL, contendo 50 mL de meio cada, sendo autoclavado à 120°C e 1,5 atm por 20 minutos. Posteriormente, os explantes foram transferidos para os frascos em câmara de fluxo laminar, e, em seguida, mantidos nos dois ambientes, de acordo com o tratamento.

Aos 60 dias de cultivo foi avaliado o número médio de folhas, o número de brotações e a altura (cm) da brotação mais desenvolvida.

Os dados obtidos foram analisados quanto à normalidade pelo teste de Shapiro Wilk; à homocedasticidade pelo teste de Hartley; após a análise de variância as médias foram comparadas pelo teste de Duncan ($p<0,05$).

3. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Ocorreram diferenças significativas na multiplicação *in vitro* de mirtilo ‘Duke’ submetido a diferentes concentrações de sacarose e ambientes de cultivo para todas as variáveis (Tabela 1).

A multiplicação em sala de crescimento, no meio com adição de sacarose de 15 g.L⁻¹ possibilitou os maiores incrementos tanto para o número de folhas, número de brotações e altura da brotação mais desenvolvida. Esses resultados contrariam os reportados por DAMIANI e SCHUCH (2008), em que a presença de sacarose não influenciou no desenvolvimento das brotações, independentemente do local de crescimento.

De acordo com CAO et al. (2003), a concentração ótima de sacarose no meio de cultura é dependente da espécie. Os mesmos autores verificaram que, para a cultivar Georgiagem (*Vaccinium corymbosum L.*), a concentração ótima de sacarose no meio de cultura varia de 15 a 29 mM. Em relação aos ambientes de cultivo, na casa de vegetação o uso de 15 g.L⁻¹ de sacarose resultou em maior número de folhas; porém, não diferiu de 30 g.L⁻¹, além do maior número de brotações ter sido verificado com 15 g.L⁻¹.

Esses resultados se justificam pelo fato dos carboidratos adicionados no meio de cultura fornecerem energia metabólica e esqueletos carbônicos para a biossíntese de aminoácidos e proteínas, polissacarídeos estruturais como celulose e

todos os compostos orgânicos necessários para o crescimento (MENDES et al., 2015).

Tabela 1 – Número de folhas; número de brotação; altura da brotação mais desenvolvida (cm) de mirtilo ‘Duke’, em função das diferentes concentrações de sacarose nos ambientes de cultivo: casa de vegetação e sala de crescimento, UFPel, Pelotas/RS, 2019.

Concentrações de sacarose e Ambientes	Número de folhas	Número de Brotações	Altura da brotação mais desenvolvida (cm)
Casa de vegetação 0 g L ⁻¹	6,93 d	0,73 d	0,94 c
Casa de vegetação 15 g L ⁻¹ ¹	60,07 bc	8,67 b	2,38 b
Casa de vegetação 30 g L ⁻¹ ¹	43,9 c	6,57 c	2,18 b
Sala de crescimento 0 g L ⁻¹	8,7 d	1,05 d	1,04 c
Sala de crescimento 15 g L ⁻¹	129,9 a	17,24 a	3,14 a
Sala de crescimento 30 g L ⁻¹	68,56 b	9,35 b	2,53 b

^{1/}Médias seguidas da mesma letra na coluna não diferem entre si pelo teste Duncan ($p \leq 0,05$).

Neste sentido, é possível observar que na sala de crescimento com a concentração de 15 g.L⁻¹ foi constatado o maior número de folhas e brotações, além da altura para a brotação mais desenvolvida, enquanto nesse mesmo ambiente, bem como na casa de vegetação sem o uso de sacarose foram obtidas as menores médias. Tais resultados reiteram a necessidade do uso da sacarose na multiplicação *in vitro* de explantes de mirtilo ‘Duke’, assim como da sala de crescimento nessa fase da micropropagação.

4. CONCLUSÕES

A cultivar de mirtilo Duke sofre influência de diferentes concentrações de sacarose e do local durante a multiplicação *in vitro*.

A concentração de 15 g L⁻¹ pode ser utilizada na sala de crescimento para aumentar o número de folhas, brotações e altura da brotação mais desenvolvida.

5. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BRAGA, F.T. et al. Características morfofisiológicas de abacaxizeiro ‘gomo de mel’ enraizado *in vitro* sob luz natural e substrato vermiculita. **Revista Brasileira de Fruticultura**, Jaboticabal, v. 33, n. 2, p. 551-557, 2011.

CAO, X.; FORDHAM, I.; DOUGLASS, L.; HAMMERSCHLAG, F. Sucrose level influences micropropagation and gene delivery into leaves from *in vitro* propagated highbush blueberry shoots. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, The Hague, v.75, p.255- 259, 2003.

- DAMIANI, C. R.; SCHUCH, M. W. Multiplicação fotoautotrófica de mirtilo através do uso de luz natural. *Revista Brasileira de Fruticultura*, v. 30, n. 2, p. 482-487, 2008. ERIG, A. C.; SCHUCH, M. W. Micropopulação fotoautotrófica e uso da luz natural. *Ciência Rural*, v. 35, n. 4, p. 961-965, 2008.
- DORNELES, L.T.; TREVELIN, V. Aclimatização e reintrodução de *Cattleya intermedia* Graham ex Hook (*Orchidaceae*) obtidas por propagação *in vitro*. *Iheringia, Série Botânica*, Porto Alegre, v. 66, n. 2, p. 167-174, 2011.
- KÖPPEN, W.; GEIGER, R. Klimate der Erde. Gotha: Verlag Justus Perthes, 1928. Wall-map, 150 x 200 cm.
- FACHINELLO, J.C. et al. **Propagação de plantas frutíferas de clima temperado**. 2.ed. Pelotas: UFPel, 1995. 179p.
- GEORGE, P.; MANUEL, J. Low cost tissue culture technology for the regeneration of some economically important plants for developing countries. *International Journal of Agriculture, Environment & Biotechnology*, New Delhi, v. 6, p. 703-711, 2013.
- GRATTAPAGLIA, D.; MACHADO, M.A. Micropopulação. In: TORRES, A.C. et al. **Cultura de tecidos e transformação genética de plantas**. Brasília: Embrapa-SPI / Embrapa-CNPH, 1998. V.1, p.183-260.
- MENDES, P. S. et al. Cultivo *in vitro* de plântulas de abacaxizeiro com uso de filtros, ventilação artificial e sacarose. *Revista Agro@mbiente On-line*, v. 9, n. 2, p. 202- 207, 2015.
- PEREIRA FILHO, T.B.P. Propagação e micropopulação de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* SHINN). 2014. 34f. Monografia (Graduação em Agronomia). Centro de Ciências Agrárias – Universidade Federal da Paraíba.
- TREVISAN, R. et al. Enraizamento de estacas herbáceas de mirtilo: influência da lesão na base e do ácido indolbutírico. *Ciência e Agrotecnologia*, Lavras, v.32, n.2, p.402-406, 2008.
- XIAO, Y.; et al. Development and application of photoautotrophic micropopagation plant system. *Plant Cell Tissue and Organ Culture*, v. 105, p. 149-158, 2011. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1007/s11240-010-9863-9>