

Formación de callos en *Anthurium magnificum* Linden

Melisa M Hernández-Perez^{1*}, <https://orcid.org/0000-0002-2574-3754>

Lourdes R García¹, <https://orcid.org/0000-0003-1016-6939>

Yenny Padrón¹, <https://orcid.org/0000-0002-2413-7672>

Mariana La O¹, <https://orcid.org/0000-0003-2300-2458>

Leonardo J Moreno-Bermúdez¹, <https://orcid.org/0000-0002-6626-0732>

Leonardo Rivero¹, <https://orcid.org/0000-0003-3627-9421>

¹Instituto de Biotecnología de las Plantas. Universidad Central Marta Abreu de Las Villas. Carretera a Camajuaní km 5,5. Santa Clara. Villa Clara. Cuba. CP 54 830.

*Autora para correspondencia e-mail: melisa@ibp.co.cu

RESUMEN

Anthurium magnificum Linden es una planta ornamental con gran popularidad debido a su hermoso follaje. En esta especie los métodos de propagación tradicionales no resultan prácticos para su producción a gran escala, y no se encuentran estudios en la literatura científica sobre su cultivo *in vitro*. Este trabajo tuvo como objetivo lograr la formación de callos en *Anthurium magnificum* Linden. Para ello, se evaluó el efecto de diferentes concentraciones de 2,4-D y dos tipos de explante (secciones foliares y secciones de pecíolos). Los resultados mostraron que los mayores porcentajes de formación de callos se obtuvieron en las secciones de pecíolos con un 100% en todos los tratamientos. Las secciones foliares mostraron menores porcentajes de formación de callos en relación con el pecíolo. Los callos formados a partir de ambos explantes fueron traslúcidos, de apariencia acuosa y coloración blanco-amarillenta, características que son evidencia de callos no regenerables. No obstante, los callos formados a partir de secciones de pecíolos lograron regenerar plantas. Se demostró que es posible formar callos en esta especie. En este sentido, el mayor porcentaje y crecimiento de los callos se alcanzó cuando se emplearon secciones de pecíolos y 0.3 mg l⁻¹ de 2,4-D en el medio de cultivo. Esta investigación constituye el primer informe científico sobre el cultivo *in vitro* de esta especie.

Palabras clave: *Araceae*, auxinas, cultivo de tejidos, explantes, organogénesis

Callus formation in *Anthurium magnificum* Linden

ABSTRACT

Anthurium magnificum Linden is a very popular ornamental plant due to its beautiful foliage. In this species, traditional propagation methods are not practical for its large-scale production, and there are no studies in the scientific literature on its *in vitro* culture. The objective of this work was to achieve the formation of callus in *Anthurium magnificum* Linden. For this, the effect of different concentrations of 2,4-D and two types of explant (leaf sections and petiole sections) was evaluated. The results showed that the highest percentages of callus formation were obtained in the petiole sections with 100% in all treatments. The foliar sections showed lower percentages of callus formation in relation to the petiole. The callus formed from both explants were translucent, with a watery appearance and a yellowish-white color, characteristics that are evidence of non-regenerable callus. However, plants were regenerated from callus formed from petioles sections. It was shown that it is possible to form callus in this species. In this sense, the highest percentage and growth of callus were reached when sections of petioles and 0.3 mg l⁻¹ 2,4-D in the culture medium were used. This research constitutes the first scientific report on the *in vitro* culture of this species.

Keywords: *Araceae*, auxins, explants, organogenesis, tissue culture

INTRODUCCIÓN

El género *Anthurium* constituye el más diverso dentro de la familia *Araceae* (Valadares *et al.*, 2019). Está representado aproximadamente por 3 000 especies, de las cuales 950 han sido descritas (do Nascimento *et al.*, 2019). El uso principal de estas especies es como planta ornamental para flores y follaje de corte o planta de maceta (Rangel–Estrada *et al.*, 2018).

Dentro de las flores de corte la especie más popular y económicamente importante de este género es *A. andraeanum* Linden, que posee una inflorescencia atractiva y duradera (Srisamoot y Padsri, 2018). También existen otras especies que no poseen flores llamativas, pero que son muy apreciadas por su follaje; por ejemplo: *A. magnificum* Linden, *A. crystallinum* Linden & André, *A. clarinervium* Matuda, y *A. forgetii* N. E. Brown (Croat y Sheffer, 1983). El follaje de *Anthurium* es especialmente estimado por su alta durabilidad, tamaño, forma y diseño de las venas lisas o aterciopeladas, y el color de la lámina de la hoja, que puede variar de verde claro a verde oscuro (Barroso *et al.*, 2017).

Las plantas de *Anthurium* pueden propagarse por semillas, por división de plantas a partir de los hijuelos que brotan del tallo, por esquejes y por cultivo de tejidos. Sin embargo, los métodos de propagación tradicionales no garantizan la estabilidad genética, son lentos, y no resultan prácticos para la producción a gran escala (Toppo y Beura, 2018). Las técnicas de propagación *in vitro* constituyen una alternativa atractiva para la producción a gran escala de cultivares de importancia económica y comercial a un ritmo más rápido que los métodos de propagación tradicionales (Thi *et al.*, 2019).

La regeneración de plantas en este género se ha logrado principalmente a través de organogénesis directa o indirecta, pero también se han explorado otros métodos de regeneración como embriogénesis somática (del Rivero *et al.*, 2008; Bezerra *et al.*, 2019; Wang *et al.*, 2019) y el rescate de embriones cigóticos (Matsumoto *et al.*, 1998).

En la propagación *in vitro* de varias especies de *Anthurium* vía organogénesis indirecta como

material vegetal para la formación de callos se han empleado frutos (dos Santos *et al.*, 2005), espatas jóvenes (Budiarto, 2008), anteras (Winarto y Teixeira, 2012), hojas (Prakasha *et al.*, 2017; Thokchom y Maitra, 2017; Saptari *et al.*, 2017) y pecíolos (Thi *et al.*, 2019).

En la especie *A. magnificum* no se dispone de referencias en la literatura científica, o no se han publicado investigaciones relacionadas con su cultivo *in vitro*. Además, los protocolos de propagación *in vitro* establecidos para otras especies de este género no han resultado satisfactorios. Por ello, se requiere desarrollar alternativas para lograr el aumento del número de plantas propagadas de esta especie, mediante métodos biotecnológicos.

El presente trabajo tuvo como objetivo lograr la formación de callos de *Anthurium magnificum* Linden.

MATERIALES Y MÉTODOS

La investigación se realizó en el Instituto de Biotecnología de las Plantas (IBP), perteneciente a la Universidad Central Marta Abreu de Las Villas en Santa Clara, Cuba.

Material vegetal

Se emplearon limbos y pecíolos jóvenes de plantas adultas de *Anthurium magnificum* establecidas en condiciones semicontroladas de casa de cultivo. Ambos tipos de explantes se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1.0% (v/v) durante 15 minutos según recomendó Teng (1997) para *A. andraeanum*.

Procedimientos generales

El pH del medio de cultivo fue ajustado a 5.8, previo a su esterilización en autoclave, a 121 °C y 1.2 kg cm⁻² de presión, durante 20 minutos. Como agente gelificante del medio de cultivo se empleó Gelrite a razón de 2.5 g l⁻¹. Para la formación de callos se emplearon frascos de vidrio con una capacidad total de 250 ml. A cada frasco se le adicionaron 30 ml de medio de cultivo. El experimento se desarrolló en condiciones de oscuridad a 27 ± 2 °C.

Formación de callos

Se estudió el efecto de diferentes concentraciones de 2,4-D y dos tipos de explantes (limbos y

peciolos jóvenes) en la formación de callos de *A. magnificum* en experimentos independientes. Se emplearon cuatro concentraciones de 2,4-D (0.15, 0.30, 0.45 y 0.60 mg l⁻¹), en el medio de cultivo basal (MB) propuesto por Lin *et al.* (2017) para *A. crystallinum*, que contenía 1/3 de las sales y vitaminas MS (Murashige y Skoog, 1962), 100.0 mg l⁻¹ de mio-inositol, 1.0 mg l⁻¹ de 6-BAP y 30 g l⁻¹ de sacarosa. La concentración 0.30 mg l⁻¹ de 2,4-D fue tomada como control.

A los limbos se les cortaron los bordes y la nervadura central para obtener secciones foliares de aproximadamente 1.0 cm² (Figura 1) y se colocaron con la región adaxial en contacto con el medio de cultivo. Los peciolos se cortaron de forma transversal en secciones de 0.3 cm y se colocaron horizontalmente sobre el medio de cultivo. A partir de experimentos preliminares solo se utilizaron las secciones comprendidas de la 1 a la 20 (Figura 2).



Figura 1. Secciones foliares de plantas adultas de *Anthurium magnificum*, empleadas para la formación de callos.



Figura 2. Secciones de peciolos de plantas adultas de *Anthurium magnificum*, empleadas para la formación de callos.

Se empleó un diseño completamente al azar. Cada tratamiento estuvo compuesto por diez réplicas (frascos) con cuatro explantes cada uno, para un total de 40 explantes. El experimento fue repetido tres veces.

Se realizaron observaciones visuales cada siete días para determinar el inicio de la formación de callos. A los 30 días de cultivo se cuantificó el número total de explantes que formaron callos por frasco de cultivo, se calculó el porcentaje de explantes con formación de callo, y se determinó el área del explante que formó callo según la escala elaborada para la investigación (Tabla 1).

Análisis estadístico

Para el análisis estadístico de los datos experimentales (porcentaje de explantes con formación de callos y área del explante que formó callos) se utilizó el programa SPSS versión 26 para Windows. Para el análisis

de la normalidad de las variables se utilizó la prueba de Shapiro Wilk, para la comparación entre las medias se aplicó la alternativa no paramétrica del Análisis de Varianzas, la prueba H de Kruskal-Wallis y para la comparación entre parejas de grupos se utilizó la prueba U de Mann-Whitney. En todos los casos las diferencias se establecieron para $p \leq 0.05$.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Formación de callos

A los 14 días de cultivo se observó el inicio de la formación de callos en las secciones de pecíolos, localizado en todo el tejido del explante (Figura 3 A). En las secciones foliares, a los 19 días de cultivo se observó la formación de callos en uno o dos bordes del explante donde se le realizaron los cortes. En este tipo de explante, los callos no lograron cubrir la totalidad del tejido a los 30 días de cultivo (Figura 3 B).

Tabla 1. Escala de grados para determinar el área del explante que formó callo.

Escala	Formación de callo
Grado - 1	Explante que no formó callo
Grado - 2	Explante con callos que cubren el 25% del área
Grado - 3	Explante con callos que cubren el 50% del área
Grado - 4	Explante con callos que cubren el 100% del área

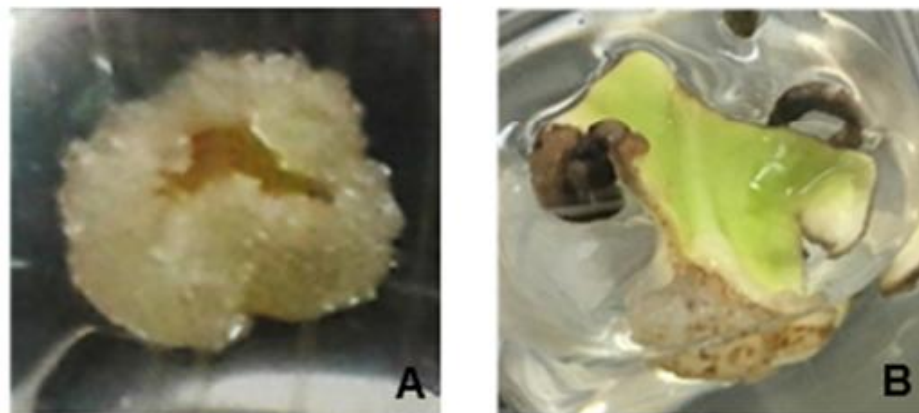


Figura 3. Callos de *Anthurium magnificum* formados en medio de cultivo MB, con 0.30 mg l^{-1} de 2,4-D, a los 30 días de cultivo. (A) a partir de secciones de pecíolos y (B) secciones foliares.

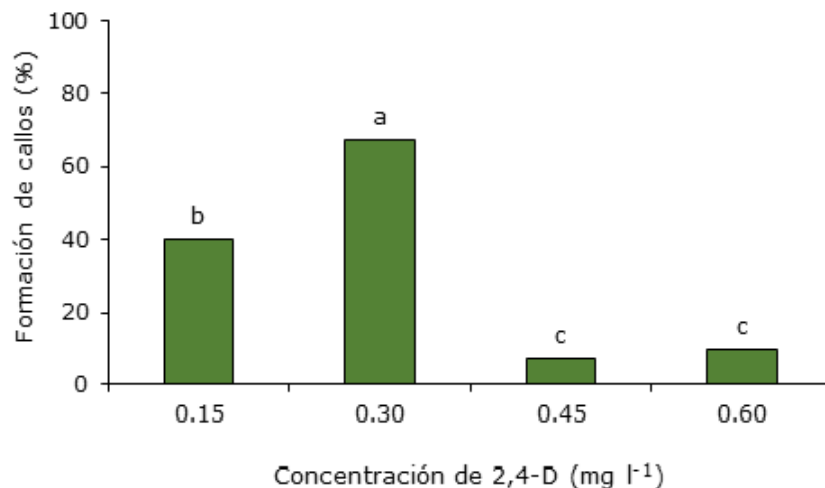
En todos los tratamientos, los callos formados a partir de ambos tipos de explantes fueron traslúcidos, de apariencia acuosa y coloración blanco-amarillenta, características que son evidencia de callos no regenerables según Schumann *et al.* (1995). No obstante, en este estudio los callos formados a partir de secciones de peciolo lograron regenerar plantas a los 68 días de cultivo (datos no mostrados). Resultados similares en el color y apariencia de los callos fueron descritos por Deo *et al.* (2009) cuando emplearon como explantes iniciales secciones de cormos de plantas *in vitro* de *Colocasia esculenta* var. *esculenta* (L.) Schott, también perteneciente a la familia *Araceae*. Estos autores describieron la formación de callos de coloración amarillo-blanquecina, blandos y de apariencia acuosa que lograron regenerar plantas.

Los mayores porcentajes de explantes que formaron callos se obtuvieron en las secciones de peciolo con un 100% en todas las concentraciones de 2,4-D estudiadas. En las secciones foliares, el mayor porcentaje de explantes que formaron callos (67.5%) se obtuvo con la concentración de 0.30 mg l⁻¹ de 2,4-D (control), que mostró diferencias significativas con el resto de los tratamientos. En los tratamientos III y IV (0.45 y 0.60 mg l⁻¹ de 2,4-D) se obtuvieron

los menores valores sin diferencias entre ellos (Figura 4). Al parecer por producirse a nivel celular un desbalance auxina-citoquinina endógeno que afectó la formación de callos (Martínez *et al.*, 2015).

Según Nic-Can y Loyola-Vargas (2016) los reguladores del crecimiento de las plantas como auxinas y citoquininas son clave en la división, diferenciación, y reprogramación de las células vegetales. Las auxinas, en concentraciones moderadas a altas son las más usadas para la formación de callos, principalmente el 2,4-D. Por otra parte, el 6-BAP refuerza bioquímicamente la acción del 2,4-D al incrementar la actividad de las auxinas. Al respecto Martínez *et al.* (2017) señalaron que se encargan de estimular el crecimiento y la división celular, al aumentar la velocidad de formación de células de manera organizada a partir de las células del explante.

Los resultados del presente trabajo coinciden con los publicados por Lin *et al.* (2017) en *A. crystallinum*. Estos autores al emplear secciones foliares y secciones de peciolo de plantas obtenidas *in vitro* a partir de semilla botánica obtuvieron los mayores porcentajes de formación de callos en las secciones de peciolo en medio de cultivo MS, con un 1/3 de las sales inorgánicas, 0.3 mg l⁻¹ de 2,4-D y 1.0 mg l⁻¹ de 6-BAP.



Letras no comunes sobre barras indican diferencias entre los rangos medios según las pruebas *H* de Kruskal Wallis y *U* de Mann-Whitney para $p < 0.05$

Figura 4. Porcentaje de formación de callos de *Anthurium magnificum* a partir de secciones foliares de plantas adultas cultivadas en medio de cultivo MB con diferentes concentraciones de 2,4-D, a los 30 días de cultivo.

En la presente investigación a medida que se emplearon concentraciones superiores a 0.3 mg l⁻¹ de 2,4-D disminuyó el porcentaje de formación de callos en las secciones foliares. Según Gallardo *et al.* (2004) esta respuesta puede estar dada por una inhibición de la acción de las auxinas debido a que un exceso de su concentración puede conducir a su propia degradación. Al respecto Azcón-Bieto y Talón (2008) explicaron que esta respuesta se debe a la regulación de la concentración de la auxina. La intensidad de la respuesta a la auxina depende de la concentración en cada órgano. Ello pone de manifiesto la importancia que para la planta tiene la existencia de mecanismos que regulen eficazmente la concentración de esta hormona, a fin de mantener en cada momento y lugar la concentración óptima.

En relación con lo anterior, Han *et al.* (2009) refirieron que cuando se realizan aplicaciones de estos reguladores a los tejidos meristemáticos aumenta también la reacción de la enzima oxidasa lo cual indica que estos ácidos son capaces de inducir su propia destrucción en determinadas concentraciones.

Adicionalmente, la frecuencia de formación de callos en las diferentes especies del género *Anthurium* puede diferir significativamente entre explantes (Texeira *et al.*, 2015). Varios autores han informado el incremento del porcentaje de formación de callos en los tejidos procedentes del pecíolo, en relación con los tejidos foliares (Lan *et al.*, 2003; Yuan *et al.*, 2004; Lin *et al.*, 2017). También, Galán-Ávila *et al.* (2020) informaron que esta respuesta podría estar asociada a los diferentes equilibrios hormonales que existen en toda la planta y, dependiendo de la ubicación del explante, este puede tener un nivel endógeno diferente de reguladores del crecimiento. Por lo tanto, las diferencias internas en el equilibrio hormonal en el tejido del explante pueden dar lugar a distintas respuestas *in vitro*.

Sin embargo, en *A. andraeanum*, Finnie y van Staden (1986), obtuvieron el mayor porcentaje de formación de callos con secciones de pecíolos de plantas adultas (72%) en un medio de cultivo MS modificado que contenía 1.0 mg l⁻¹ de 2,4-D y 1.0 mg l⁻¹ de 6-BAP. Estos mismos autores señalaron que el pecíolo es el explante más útil para la formación de callos,

ya que siempre contiene tejido vascular. Este tejido y en particular, la presencia de floema y tejido meristemático son necesarios para la inducción y formación de callos. El tejido del floema es metabólicamente activo y capaz de crecer en cultivo, además de retener algunos de sus factores de crecimiento endógenos para una estimulación adicional del crecimiento del explante.

De igual forma, Kuehnle y Sugii (1991) en híbridos hawaianos de *A. andraeanum* obtuvieron los mayores porcentajes de formación de callos con secciones de pecíolo de plantas *ex vitro* cultivadas en los medios de cultivo Pierik (1976) modificado y Finnie y van Staden (1986).

Así mismo, Noroozi *et al.* (2017) en *A. scherzerianum* indicaron los mayores porcentajes de formación de callos con secciones de pecíolos, cultivados en un medio de cultivo MS, enriquecido con 2.0 mg l⁻¹ de 6-BAP y 0.5 mg l⁻¹ de 2,4-D. Los resultados de este estudio con *A. magnificum* corroboran estos hallazgos previos de que el pecíolo es un explante adecuado para formar callos en *Anthurium*.

Al evaluar el área del explante que formó callo, se obtuvieron los mayores valores cuando se adicionaron 0.30 mg l⁻¹ de 2,4-D al medio de cultivo en ambos tipos de explantes (Figura 5, Figura 6). A nivel numérico la formación de los callos en las secciones de pecíolos fue superior al de las secciones foliares, en todas las concentraciones de 2,4-D empleadas.

El área del explante que formó callos en los dos tipos de explante con concentraciones superiores a 0.3 mg l⁻¹ de 2,4-D fue menor según los grados de la escala utilizada. Esta respuesta podría estar relacionada con el papel determinante que ejercen las citoquininas en la formación y crecimiento de los callos en algunas especies de plantas. Al respecto González *et al.* (2003) explicaron las posibles tendencias en el desarrollo de callos y órganos con el empleo de combinaciones de auxinas y citoquininas, y refirieron que al utilizar mayores valores de la concentración de la citoquinina, en relación con la auxina, se favorece la callogénesis. De igual manera, Li *et al.* (2019) señalaron que las citoquininas juegan un papel fundamental en el crecimiento de los callos y varios procesos de desarrollo.

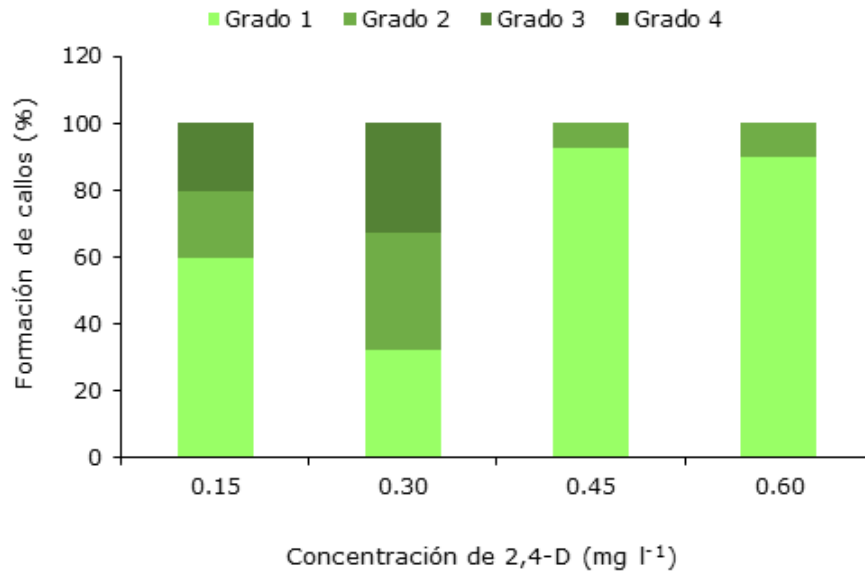


Figura 5. Formación de callos en secciones foliares de *Anthurium magnificum* a los 30 días de cultivo en medio de cultivo MB con diferentes concentraciones de 2,4-D.

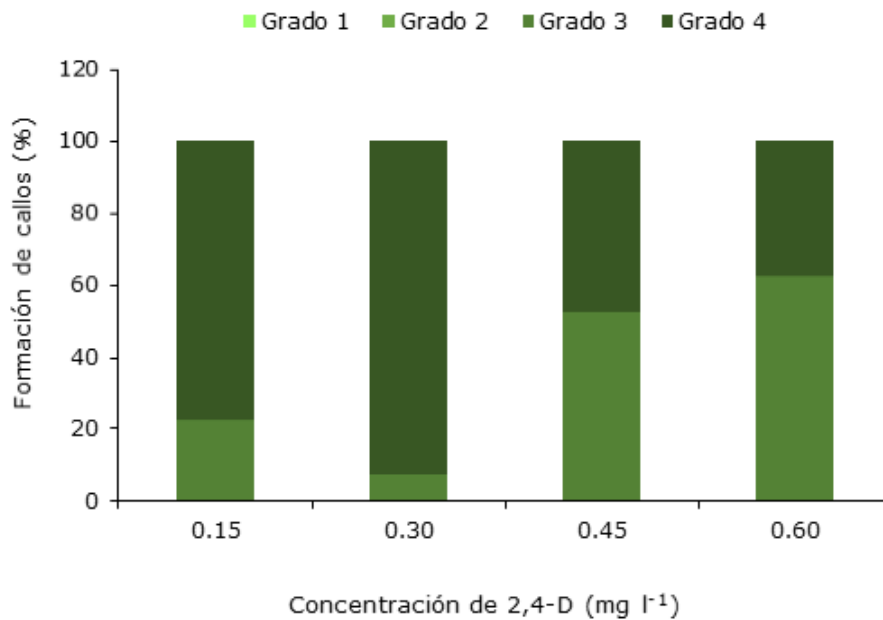


Figura 6. Formación de callos en secciones de peciolo de *Anthurium magnificum* a los 30 días de cultivo en medio de cultivo MB con diferentes concentraciones de 2,4-D.

Otros autores como Beyramizade *et al.* (2008) y Bejoy *et al.* (2008); Ajdarbin *et al.* (2015) informaron el incremento en el grado de crecimiento de los callos en especies de *Anthurium* a medida que disminuyen las concentraciones de auxinas en el medio de cultivo. No obstante, Paiz (2006) en la especie *Xanthosoma* spp. L.

Schott, perteneciente a la familia *Araceae* lograron el mayor crecimiento de los callos en ápices meristemáticos de plantas *in vitro*, cultivados en un medio de cultivo MS, que contenía 0.4 mg l⁻¹ de kinetina como único regulador de crecimiento. De igual manera, Puluc (2015) con secciones foliares de *A. andraeanum* observaron una disminución en

el grado de crecimiento de los callos a medida que emplearon concentraciones más elevadas de 2,4-D en el medio de cultivo. Estos autores obtuvieron el mayor porcentaje de callos con grado de crecimiento 3 (88.8%), en un medio de cultivo MS modificado con una reducción de los macronutrientes al 50%, 0.1 mg l⁻¹ de 2,4-D y 1.0 mg l⁻¹ de 6-BAP.

CONCLUSIONES

Es posible lograr la formación de callos a partir de secciones foliares y secciones de pecíolos de plantas adultas de *A. magnificum* con el empleo de diferentes concentraciones de 2,4-D. En este sentido, el mayor porcentaje y crecimiento de los callos se alcanza cuando se emplea como explante inicial secciones de pecíolos, 0.3 mg l⁻¹ de 2,4-D y 2.0 mg l⁻¹ de 6-BAP en el medio de cultivo. Esta investigación constituye la primera referencia sobre el cultivo *in vitro* de esta especie.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue financiado a través del proyecto: Mejora genética y propagación *in vitro* de especies ornamentales de interés comercial financiado por el FONCI. Los financistas no tuvieron participación en el diseño del estudio, la colecta y análisis de los datos. La decisión de publicar o la preparación del manuscrito, es de la institución y el colectivo de autores del proyecto.

Conflicto de interés

Los autores no declaran conflictos de intereses.

Contribución de los autores

Conceptualización MMHP y LGR, Análisis formal MMHP y LGR, Investigación MMHP, LGR, YP, MO, LJMB, LR, Metodología MMHP y LGR, Escritura: Primera redacción MMHP, Escritura: Revisión y Edición LGR.

REFERENCIAS

Ajdarbin M, Kafi M, Mirmasoumi M, Pejman A (2015) Shoot Regeneration in *Anthurium andraeanum* 'Clisto' from Leaf Explant. *Journal of Ornamental Plants* 5(3): 159-166

Azcón-Bieto J, Talón M (2008) Fundamentos de fisiología vegetal. McGraw-Hill Interamericana, Madrid; ISBN: 978-84-481-9293-8

Barroso E, Ribeiro AC, de Souza FA, Freitas T, Soares NS, Pinheiro J (2017) Evaluation of potential use of native *Anthurium* foliage. *Ornamental Horticulture* 23(1): 7-14; doi: 10.14295/oh.v23i1.949

Bejoy M, Sumitha VR, Anish NP (2008) Foliar regeneration in *Anthurium andraeanum* Hort. cv. Agnihotri. *Biotechnology* 7(1): 134-138

Beyramizade E, Azadi P, Mii M (2008) Optimization of factors affecting organogenesis and somatic embryogenesis of *Anthurium andraeanum* Lind. *Tera. Propagation of Ornamental Plants* 8(4): 198-203

Bezerra P, Portugal AC, Campos CH, Rodrigues C, Guimarães A (2019) Induction of somatic embryogenesis in two cultivars of *Anthurium* analysed by scanning electron microscopy. *Revista Agro@ambiente On-line* 13: 1-13; doi: 10.18227/1982-8470ragro.v13i0.5333

Budiarto K (2008) Micro propagation of several potted *Anthurium* accessions using spathe explants. *Jurnal Natur Indonesia* 11(1): 59-63; doi: 10.31258/jnat.11.1.59-63

Croat TB y Sheffer RD (1983) The Sectional Groupings of *Anthurium* (Araceae). *Aroideana* 6(3): 85-123

del Rivero N, Agramonte D, Barbón R, Camacho W, Collado R, Jiménez-Terry F, Pérez M, Gutiérrez O (2008) Embriogénesis somática en *Anthurium andraeanum* Lind. variedad 'Lambada'. *Ra Ximhai* 4(1): 135-149

Deo PC, Harding RM, Taylor M, Tyagi AP, Becker DK (2009) Somatic embryogenesis, organogenesis and plant regeneration in taro (*Colocasia esculenta* var. *esculenta*). *Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC)* 99: 61-71; doi: 10.1007/s11240-009-9576-0

do Nascimento S, Nadruz MA, Cordeiro JMP, Felix LP (2019) Chromosomal variability in Brazilian species of *Anthurium Schott* (Araceae): Heterochromatin, polyploidy, and B chromosomes. *Genetics and Molecular Biology* 42(3): 635-642; doi: 10.1590/1678-4685-GMB-2018-0080

dos Santos MR, de Oliveira AL, Portugal AC, Saraiva JP (2005) Callus induction and plant

- regeneration from *Anthurium andraeanum* Lind. fruits. *Plant Cell Cult Micropropag* 1(2): 77-79
- Finnie JF, van Staden J (1986) *In vitro* culture of *Anthurium andraeanum*. *South African Journal of Botany* 52(4): 343-6; doi: 10.1016/S0254-6299(16)31531-9
- Galán-Ávila A, García-Forteza E, Prohens J, Herraiz FJ (2020) Development of a direct *in vitro* plant regeneration protocol from *Cannabis sativa* L. seedling explants: developmental morphology of shoot regeneration and ploidy level of regenerated plants. *Frontiers in Plant Science* 11: 645; doi: 10.3389/fpls.2020.00645
- Gallardo J, Gómez-Kosky R, Herrera I, Tejada M, Posada L, Chong B, Reyes M, Freire S (2004) Regeneración de plantas de un híbrido de papaya (IBP 42-99) a partir de callos obtenidos de ápices de plantas *in vitro*. *Biotecnología Vegetal* 4(3): 159-163
- González OS, Milanés I, Silva JJ, Espinosa A, Acosta L (2003) Determinación de las concentraciones adecuadas de 2,4-D y 6-BAP para la inducción de callos morfogénicos de boniato. *Biotecnología vegetal* 3(1): 25-29
- Han H, Zhang S, Sun X (2009) A review on the molecular mechanism of plants rooting modulated by auxin. *African Journal of Biotechnology* 8(3): 348-353
- Kuehnle AR, Sugii N (1991) Callus induction and plantlet regeneration in tissue cultures of Hawaiian *Anthuriums*. *HortScience* 26(7): 919-921
- Lan QY, Li QR, He HY, Zhang YJ, Xie XY (2003) The callus induction of *Anthurium andraeanum* Linden and bud differentiation. *Acta Horticulturae Sinica* 30(1): 107-109
- Li W, Nguyen KH, Van HC, Watanabe Y, Tran LSP (2019) Crosstalk between the cytokinin and MAX2 signaling pathways in growth and callus formation of *Arabidopsis thaliana*. *Biochemical and biophysical research communications* 511(2): 300-306; doi: 10.1016/j.bbrc.2019.02.038
- Lin H, Shang W, Chen C, Xia C, Yao F, Zhou H (2017) Aseptic Sowing and Rapid Propagation of *Anthurium crystallinum*. *Fujian Journal of Agricultural Sciences* 32(3): 273-277
- Martínez S, Collado R, Barbón R, Rodríguez M, Pérez M, Tejada M, Rojas L, Daniels DD, Roque B, Torres D, Maroto LO, Vitloch AL, Gómez-Kosky R (2015) Novel explant for somatic embryogenesis in *Sorghum bicolor* (L.) Moench. *Biotecnología Vegetal* 15(3): 163-175
- Martínez S, Gómez-Kosky R, Barbón R, Collado R, Pérez Marta, Veitia N (2017) Maduración y germinación de embriones somáticos de *Sorghum bicolor* (L.) Moench cultivar 'CIAP 132R-05'. *Biotecnología Vegetal* 17(1): 33-39
- Matsumoto TK, Kuehnle AR, Webb DT (1998) Zygotic embryogenesis in *Anthurium* (*Araceae*). *American journal of botany* 85(11): 1560-1568
- Murashige T, Skoog F (1962) A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissues cultures. *Physiologia plantarum* 15: 473-497
- Nic-Can GI, Loyola-Vargas VM (2016) The Role of the Auxins During Somatic Embryogenesis. En: Loyola-Vargas VM, Ochoa-Alejo N (eds). *Somatic Embryogenesis: Fundamental Aspects and Applications*, pp. 171-182. Springer, Cham; doi: 10.1007/978-3-319-33705-0_10
- Noroozi A, Bagheri A, Moshtaghi N, Sharifi A (2017) Optimization of Indirect Regeneration in *Anthurium scherzerianum*. *Journal of Horticultural Science* 31(2): 354-364; doi: 10.22067/jhorts4.v31i2.52890
- Paiz EF (2006) Organogénesis directa y embriogénesis indirecta en el cultivo de quequisque (*Xanthosoma* spp. L. Schott), cultivar Masaya. Trabajo de Diploma, Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua
- Pérez J, García L, Gómez R, Bermúdez I, Padrón Y, Torres D, Romero C (2004) Formación de callos en *Phaseolus vulgaris* L. cv. Turrialba-4 con Thidiazuron y ácido 2,4-diclorofenoxiacético. *Biotecnología Vegetal* 4(4): 233-236
- Pierik RLM (1976) *Anthurium andraeanum* plantlets produced from callus tissues cultivated *in vitro*. *Physiologia Plantarum* 37(1): 80-82
- Prakasha DP, Ramya G, Srinivasalu GB (2017) Morphogenetic responses in *Anthurium Andraeanum* (Hort) cultivars. *Current Agriculture*

- Research Journal 5(1): 135-140; doi: 10.12944/CARJ.5.1.16
- Puluc RM (2015) Evaluación de medios de cultivo para la propagación *in vitro* de anturio (*Anthurium andraeanum*); diagnóstico y servicios realizados en el Departamento de Biotecnología del Ingenio Magdalena SA, la Democracia, Escuintla, Guatemala, CA. Trabajo de Diploma, Universidad de San Carlos de Guatemala, Ciudad de Guatemala, Guatemala
- Rangel-Estrada SE, Hernández-Meneses E, Canul-Kú J, Barrios-Gómez EJ, López-Peralta MC, Tapia-Jaramillo L (2018) *In vitro* germination, seed viability and organogenesis of *Anthurium schlechtendalii* Kunth subsp. *schlechtendalii*. Revista Bio Ciencias 5(nesp): e475; doi: 10.15741/revbio.05.nesp.e475
- Saptari RT, Sinta MM, Budiani A (2017). *In vitro* propagation of *Anthurium andraeanum* cv. Nitta through organogenesis. AGRIVITA Journal of Agricultural Science 39(2): 192-200; doi: 10.17503/agrivita.v39i2.752
- Schumann, G, Ryschka, U, Schulze, J, Klocke E (1995) Anatomy of Somatic Embryogenesis. En: Bajaj YPS (ed). Biotechnology in Agriculture and Forestry 20. Somatic Embryogenesis and Synthetic Seed I, pp. 71-101. Kluwer Academic Publisher, Dordrech; doi: 10.1007/978-3-662-03091-2_6
- Srisamoot N, Padsri I (2018) Assessing genetic diversity of some *Anthurium andraeanum* Hort. cut-flower cultivars using ISSR markers. Genomics and Genetics 11 (1&2): 1-8
- Teixeira JA, Dobránszkib J, Winarto B, Zeng S (2015) *Anthurium in vitro*: a review. Scientia Horticulturae 186: 266-298; doi: 10.1016/j.scienta.2014.11.024
- Teng WL (1997) Regeneration of *Anthurium* adventitious shoots using liquid or raft culture. Plant Cell, Tissue and Organ Culture 49: 153-156
- Thi K, Myo N, Yadanar M, Myat A, Thein W, Amy N (2019) *In vitro* Propagation of *Anthurium andraeanum* Linn. (White) via Indirect Organogenesis through the Use of Leaf Lamina and Petiole Explants. Journal of Scientific and Innovative Research 8(3): 78-82
- Thokchom R, Maitra S (2017) Micropopagation of *Anthurium andraeanum* cv. Jewel from leaf explants. Journal of Crop and Weed 13(1): 23-27
- Toppo R, Beura S (2018) Effect of Surface Sterilization Time on Leaf Explants for Aseptic Culture in *Anthurium andraeanum* (Hort.) cv. Fire. International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences 7(7): 2509-2515; doi: 10.20546/ijcmas.2018.707.294
- Valadares RT, Calazans LS, Sakuragui CM (2019) Nomenclatural Novelties in *Anthurium* sect. *Urospadix* subsect. *Obscureviridia* from the Brazilian Atlantic Forest. Novon, A Journal for Botanical Nomenclature 27(1): 17-21; doi: 10.3417/2019244
- Wang G, Xu C, Yan S, Xu B (2019) An Efficient Somatic Embryo Liquid Culture System for Potential Use in Large-Scale and Synchronic Production of *Anthurium andraeanum* Seedlings. Frontiers in Plant Science 10: 29; doi: 10.3389/fpls.2019.00029
- Winarto B, Teixeira da Silva JA (2012) Influence of isolation technique of half-anthers and of initiation culture medium on callus induction and regeneration in *Anthurium andraeanum*. Plant Cell, Tissue and Organ Culture (PCTOC) 110: 401-41; doi: 10.1007/s11240-012-0161-6
- Yuan LW, Yuan ZF, Zhang SF, Zhang W (2004) Tissue culture and rapid propagation of *Anthurium andraeanum*. Journal of Xinyang Normal University (Natural Science Edition) 17(3): 338-340

Recibido: 07-02-2021

Aceptado: 17-03-2021

Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial 4.0 Internacional (CC BY-NC 4.0) <https://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/> Está permitido su uso, distribución o reproducción citando la fuente original y los autores.