

Optimización del enraizamiento y brotación en esquejes de *Bougainvillea glabra* Choisy con reguladores de crecimiento

Optimization of rooting and sprouting in *Bougainvillea glabra* Choisy cuttings using growth regulators

¹Aldo Daniel Chan-Arjona , ²Julio Cesar Ahuatzin-Hernández , ⁴René Garruña-Hernández , ³Roberto Rafael Ruiz-Santiago 

¹Tecnológico Nacional de México (TecNM). Instituto Tecnológico de Conkal. Conkal, Yucatán. México.
²Centro de Investigación y Asistencia en Tecnología y Diseño del Estado de Jalisco (CIATEJ). Unidad Sureste. Mérida, Yucatán. México. ³Centro de Investigación Científica de Yucatán. Unidad de Recursos Naturales, Laboratorio Regional para el Estudio y Conservación de Germoplasma. Mérida, Yucatán. México.
⁴Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI). Instituto Tecnológico de Conkal. Conkal, Yucatán. México. ⁵Autor de correspondencia: (juahuatzin_al@ciatej.edu.mx).

Resumen

La propagación por esquejes de *Bougainvillea glabra* Choisy es una práctica clave en viveros ornamentales, pero su eficiencia depende de señales hormonales exógenas. El objetivo fue evaluar el efecto de tres reguladores de crecimiento vegetal (RCV) comerciales sobre el desempeño de esquejes de *B. glabra*. A los 60 días después del trasplante se registraron variables que se analizaron mediante análisis de varianza y separación de medias (Tukey, 0.05). Todos los RCV mejoraron significativamente las variables respecto al control; BioGib promovió el crecimiento aéreo, con la mayor formación de brotes (5.78) y el mayor número de hojas (35.5). ProRoot destacó en el desarrollo radicular, maximizando el número de raíces primarias. La combinación estratégica de GA₃ y auxinas puede optimizar la producción de plántulas de *B. glabra* con una arquitectura aérea y radicular superior en condiciones de vivero. Estos hallazgos ofrecen criterios prácticos para seleccionar RCV según el objetivo y las restricciones operativas del vivero.

Palabras clave: ácido salicílico, auxinas, esquejes ornamentales, giberelinas, reproducción asexual

Abstract

Vegetative propagation through cuttings of *Bougainvillea glabra* Choisy is a key practice in

ornamental nurseries; however, its efficiency depends strongly on exogenous hormonal cues. The objective of this study was to evaluate the effects of three commercial plant growth regulators (PGRs) on the growth performance of *B. glabra* cuttings. All variables were measured 60 days after transplanting (DAT) and analyzed using analysis of variance, and means were separated using Tukey's test ($\alpha = 0.05$). All PGRs significantly improved the assessed variables compared with the control. BioGib enhanced shoot growth, resulting in the highest values for shoot formation (5.78) and leaf number (35.5). ProRoot performed best in root development, producing the greatest number of primary roots. These results indicate that an appropriate combination of GA₃ and auxins can optimize the production of uniform and vigorous *B. glabra* plantlets under nursery conditions. Overall, this study provides practical criteria for selecting PGRs according to specific production goals and operational constraints in nursery systems.

Index words: salicylic acid, auxins, ornamental cuttings, gibberellins, asexual propagation

Introducción

La *Bougainvillea glabra* Choisy perteneciente a la familia Nyctaginaceae, es una especie originaria de América del Sur ampliamente reconocida por su valor ornamental, debido a su floración vistosa y prolongada. Su nombre común varía

geográficamente según donde se produzca, siendo conocida como buganvilia, gloria del jardín y flor de papel (Fabricant y Farnsworth, 2001; Gobato et al., 2016). Gracias a su adaptabilidad a diversos climas y bajos requerimientos de manejo, esta especie es ampliamente utilizada en jardinería urbana y paisajismo, especialmente en regiones tropicales y subtropicales (Elumalai et al., 2012). Pese a sus ventajas ornamentales, la propagación sexual de *B. glabra* se ve limitada por la baja viabilidad y germinación irregular de sus semillas, lo cual ha motivado el uso preferentemente de métodos de propagación asexual, particularmente por esquejes (Datta et al., 2022; Shrestha et al., 2023). Sin embargo, este método enfrenta limitantes relacionadas con la formación de raíces y el desarrollo vegetativo inicial (Lin et al., 2024; Pacurar et al., 2014), ya que el éxito del enraizamiento depende de una compleja interacción de factores endógenos y ambientales que determinan la capacidad morfológica y genética del tejido (Druege et al., 2019).

El uso de reguladores de crecimiento vegetal (*RCV*) se ha consolidado como una herramienta biotecnológica capaz de optimizar la propagación asexual. Los *RCV* son compuestos de origen natural o sintético que modulan procesos fisiológicos en las plantas, como la división y elongación celular, la formación de raíces, la floración y el cuajado de frutos (Bhatla et al., 2018; Small y Degenhardt, 2018). En la propagación asexual, su aplicación promueve la diferenciación de tejidos y acelera el establecimiento de los esquejes, lo que resulta crucial para especies de interés ornamental. Entre los *RCV* más empleados en este proceso se destacan las auxinas, como el ácido indolacético (*IAA*), el ácido indolbutírico (*IBA*) y el ácido naftalenacético (*ANA*), debido a su capacidad para aumentar el número de raíces y estimular el crecimiento de tejidos meristemáticos (Finet y Jaillais, 2012; Bhatla et al., 2018; Kaewchangwat et al., 2020; Vaishnav y Chowdhury, 2023).

No obstante, aunque el uso de *RCV* ha demostrado eficacia general en la propagación por esquejes, su desempeño es marcadamente específico de especie y cultivar, y depende de la

dosis, la formulación y el estado fisiológico del material vegetal (Campbell et al., 2021). En ornamentales leñosas, se han documentado respuestas no lineales e incluso compensaciones entre variables (Lakehal y Bellini, 2019). Por ejemplo, las giberelinas que pueden favorecer la brotación aérea pero reducir el número de raíces al alterar la homeostasis de las auxinas, o el ácido salicílico (*AS*) cuyo efecto sobre el enraizamiento es fuertemente dosis-dependiente (Mauriat et al., 2014; Pasternak et al., 2019). Para *B. glabra*, la evidencia comparativa entre auxinas sintéticas (*IBA/ANA*) y reguladores no auxínicos (*GA₃*, *AS*) es escasa, dispersa y poco estandarizada, lo que dificulta definir protocolos reproducibles en condiciones de vivero tropical. En este contexto, el aporte de este trabajo radica en (i) comparar los *RCV* más representativos en el mercado bajo un diseño experimental uniforme; (ii) cuantificar de manera puntual el enraizamiento y el desempeño vegetativo temprano; y (iii) proveer criterios prácticos para la selección de tratamientos con base en eficacia biológica y viabilidad operativa en vivero. Por lo anterior, el objetivo de este estudio fue evaluar el efecto de diferentes reguladores de crecimiento vegetal en la propagación asexual de *B. glabra*, con énfasis en su influencia sobre el enraizamiento, desarrollo vegetativo y viabilidad económica, a fin de optimizar la obtención de plantas con una arquitectura aérea y radicular superior con potencial comercial en la horticultura ornamental.

Materiales y métodos

Área de estudio

El estudio se realizó en áreas experimentales del Departamento de Estudios de Posgrado e Investigación (DEPI) del Tecnológico Nacional de México - Campus Conkal, ubicada en Avenida Tecnológico s/n, Conkal, Yucatán, México; durante los meses de agosto a octubre del 2023. La temperatura media mensual del sitio fue de 27.1 °C, la máxima de 33.0 °C y la mínima fue de 21.0 °C. La precipitación media mensual fue de 100.66 mm.



Figura 1. Esquejes de *Bougainvillea* antes de la aplicación de los reguladores de crecimiento.

Material vegetal y tratamientos

Se colectaron esquejes de *B. glabra* a partir de una planta madre sana y libre de enfermedades, de aspecto vigoroso, procedente de jardines ubicados en el Campus Conkal. Los esquejes fueron rectos, con 18-20 cm de longitud y 1.5-2 cm de diámetro, de acuerdo con recomendaciones publicadas para la propagación por esquejes de esta especie (Fanego et al., 2009; Ibironke, 2019) (**Figura 1**). Inmediatamente después de su obtención, se retiró completamente el follaje y los esquejes se mantuvieron en agua destilada hasta la aplicación de los tratamientos, a fin de evitar su deshidratación.

Posteriormente, se establecieron cuatro tratamientos basados en productos comerciales con compuestos activos: ácido naftalenacético + ácido indolbutírico (ProRoot®), ácido giberélico

(BioGib®), ácido salicílico (grado reactivo) y agua destilada como control (Tabla 1). Para el caso de BioGib y ProRoot se utilizó la dosis recomendada por el fabricante, la solución del AS se preparó siguiendo la metodología propuesta por Gutiérrez-Coronado et al. (1998), la cual consiste en partir del peso molecular ($138.12 \text{ g mol}^{-1}$). Se preparó una solución madre de 10^{-2} M y se ajustó a la concentración de $1 \text{ } \mu\text{M}$. El producto se pesó en una balanza analítica (PK-240I, Denver Instrument, EE. UU.) y posteriormente se disolvió en agua destilada. Se asignaron aleatoriamente 12 esquejes por tratamiento, las cuales se sometieron a inmersión en las respectivas soluciones durante 10 minutos. Finalmente, los esquejes se colocaron en contenedores de plástico de 1 L de volumen y como sustrato de anclaje de raíces se utilizó agrolita.

Tabla 1. Reguladores de crecimiento utilizados para la reproducción asexual de esquejes de buganvilia.

Tratamiento	Contenido	Concentración (%)	Dosis
Control	Agua	Normal	
ProRoot®	Ácido naftalenacético + ácido indolbutírico	0.30 + 0.02	0.5 g L^{-1}
BioGib®	Ácido giberélico	10	0.8 g L^{-1}
Ácido salicílico	Ácido salicílico	Grado reactivo	$1 \text{ } \mu\text{mol L}^{-1}$

Diseño experimental y variables evaluadas

El experimento se estableció bajo un diseño completamente al azar (DCA) con tres repeticiones por tratamiento. La unidad experimental consistió en un contenedor con cuatro esquejes, conformando un total de 12 esquejes por tratamiento evaluado ($n = 48$), cuyos valores se promediaron para el análisis. El crecimiento de los esquejes se evaluó a los 60 días después del trasplante (DDT). Las variables registradas en los esquejes fueron: número de brotes por esqueje, número total de hojas, número de raíces primarias y área foliar total (cm^2). El conteo de brotes, hojas y raíces se realizó manualmente, mientras que el área foliar se determinó con un medidor de área portátil (LI-3000C, LI-COR, Lincoln NE, EE. UU.).

Análisis de datos

La validación de los supuestos de normalidad y homocedasticidad se realizó sobre los residuos de las variables de respuesta, utilizando las pruebas de Shapiro-Wilk y Levene ($\alpha = 0.05$), respectivamente. Para las variables cuyos residuos no cumplieron con estos supuestos, se procedió a la transformación de los datos: raíz cuadrada \sqrt{x} para el número de brotes y raíces, y logaritmo natural $\ln(x)$ para el área foliar. Se realizó análisis de varianza (ANOVA) y comparación de medias (Tukey, $\alpha = 0.05$). Todos los análisis fueron ejecutados con el paquete estadístico InfoStat, versión 2020 (Di Rienzo et al., 2020).

Resultados y discusión

Los tratamientos mostraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$) en todas las variables evaluadas (Figura 2).

La aplicación de BioGib indujo la mayor formación de brotes (6), superando a ProRoot (3) y al control (2) (Figura 2a). Estos resultados coinciden con lo reportado por Gad et al. (2016), quienes observaron un mayor número de brotes en *Ixora coccinea* L. (coralito asiático) tratada con ácido giberélico (GA_3) en comparación con el tratamiento de AS. De forma similar, Sevik y Güney (2013) reportaron que la aplicación de GA_3

incrementó significativamente la brotación en *Melissa officinalis* L., comparada con el tratamiento de ácido I-naftalenacético. Esto puede explicarse debido a que las giberelinas actúan degradando las proteínas DELLA. Estas proteínas son reguladores negativos del crecimiento que interfieren con factores de transcripción para suprimir la expresión de genes de expansión celular, su degradación por GA_3 libera esos factores para activar rutas de crecimiento (Xue et al., 2022). Al liberarse dichos factores, se activan genes de aflojamiento de la pared celular, como las expansinas (expansin), las xiloglucano endotransglucosilasa/hidrolasa (xth) y los genes gasa. Los genes *expansin* codifican proteínas que otorgan extensibilidad a la pared celular al romper interacciones no covalentes entre microfibrillas de celulosa y hemicelulosa, lo que permite el deslizamiento de las fibras bajo presión de turgencia (Sampedro y Cosgrove, 2005; Cosgrove, 2024). Los genes *xth* codifican enzimas que reestructuran la red de xilano-celulosa mediante cortes y reconexiones de cadenas de xilanos, facilitando la expansión celular bajo condiciones de crecimiento. Por su parte, los genes de la familia gasa codifican moléculas pequeñas secretadas que regulan el crecimiento celular y modulan la homeostasis hormonal, contribuyendo al desarrollo y a la respuesta al estrés (Han et al., 2021). Todos estos mecanismos actúan en conjunto para acelerar la división y elongación de células meristemáticas (Thomas et al., 2005; Ito et al., 2018; Bouteraa et al., 2023). En condiciones naturales, los brotes y hojas formados durante otoño requieren de estímulos abióticos específicos para reactivar su desarrollo, como el fotoperíodo creciente y temperatura primaveral (Saleem et al., 2021), sin embargo, la aplicación exógena de GA_3 puede sustituir tales señales, desencadenando una brotación más temprana y vigorosa.

ProRoot se destacó en el número de raíces por esqueje (6.82) (Figura 2b); después de su absorción, el IBA se β -oxida a IAA en los peroxisomas, esta auxina, junto con el ANA, activan los factores ARF7/ARF19 y los genes LBD16/18/29 que reprograman células del floema para originar raíces adventicias, procesos en

los que también intervienen transportadores de flujo de auxinas y señales inducidas por el corte (Hoermayer et al., 2020; Li et al., 2020; Lee et al., 2019). Este mecanismo se sustenta en la evidencia de que las rutas ARF/LBD constituyen el núcleo transcripcional que regula la organogénesis radicular en plantas superiores (Hu et al., 2018). Diversos estudios en ornamentales han documentado que el uso de auxinas sintéticas, como *IBA* y *ANA*, incrementa significativamente el porcentaje de enraizamiento y la longitud de raíces en esquejes (Elmongy et al., 2018; Saeed y Amin, 2020; Kentelky et al., 2021; Sourati et al., 2022; Sivakumar et al., 2024). Nuestros resultados también concuerdan con estudios en *B. glabra* que señalan que dosis de 1000 mg L⁻¹ de *IBA* pueden generar más de 34 raíces por esqueje, lo que resalta la plasticidad de la especie a la señal de auxinas (Shrestha et al., 2023). Esto es fundamental, ya que un sistema radicular abundante mejora el anclaje y la absorción hídrica, factores determinantes de la supervivencia post-trasplante (Figura 3).

BioGib fue superior a los demás tratamientos con 35.1 hojas por esqueje (Figura 2c); la mayor activación de yemas discutida previamente inducida por *GA₃* incrementa los puntos de iniciación foliar y, además, promueve la expansión foliar mediante la reorientación de microtúbulos y el ablandamiento de la pared celular (Ito et al., 2018). De igual manera, este proceso está asociado con la activación de genes expansin, cuyo aumento de expresión promueve la extensibilidad de la pared celular y, por ende, el crecimiento foliar (Wang et al., 2024). Resultados similares a los obtenidos en este estudio fueron observados por Sardoei y Shahdadneghad (2015) en *Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch., donde la aplicación de *GA₃* y *AS* favoreció una mayor emisión de hojas y un área foliar superior, en comparación con el control. Esto es especialmente benéfico para la producción de plantas en vivero, ya que un dosel denso desarrollado en etapas tempranas mejora la asimilación de carbono y favorece la lignificación posterior de los esquejes, aspectos clave para la calidad de plántulas ornamentales.

El mismo tratamiento con BioGib destacó el área foliar por esqueje (63.33 cm²) (Figura 2d); el alargamiento celular mediado por *GA₃* incrementa la turgencia vacuolar y, a la vez, adelgaza la pared secundaria, lo que permite desarrollar hojas más amplias sin comprometer la integridad mecánica (Cho y Kende, 1997). La expansión foliar temprana se correlaciona directamente con la captación de luz solar y, por ende, con una mayor acumulación de biomasa útil para los viveros.

Cabe destacar que el *AS* no fue el más destacado en ninguna de las variables, en comparación con ProRoot y BioGib, pero sí incrementó más de cuatro veces el número de raíces, hojas y área foliar frente al control. Su acción se asocia con la regulación de óxido nítrico y especies reactivas de oxígeno, lo que eleva las enzimas antioxidantes *SOD*, *APX* y *CAT*. Este entorno redox más estable favorece la iniciación de raíces y reduce el marchitamiento post-injerto (Yang et al., 2013; Koo et al., 2020; Emamverdian et al., 2020). Desde el punto de vista económico, los tres reguladores evaluados son una opción asequible para su incorporación a los procesos operativos de un vivero comercial. BioGib (10 % *GA₃*) se etiqueta para usarse típicamente entre 10 y 40 g por cada 100 L de agua (0.10-0.40 g L⁻¹), rango que genera un costo aproximado de \$ 1.5 – 6.0 pesos mexicanos (MXN) por litro de solución (~\$150 MXN por 10 g). ProRoot se recomienda entre 100 (0.5 g L⁻¹) y 400 g (4 g L⁻¹); con un precio comercial aproximado de \$372 MXN por 500 g de producto, oscilando su costo operativo entre \$0.37 y 2.98 MXN L⁻¹, lo que lo ubica como la opción de menor inversión cuando se aplica en dosis bajas para trasplante o drench. Para el *AS*, los ensayos hortícolas reportan concentraciones efectivas de 1 µmol L⁻¹ (0.14 mg L⁻¹) (Dzib-Ek et al., 2021); a un precio típico de aproximadamente \$2 865 MXN por 1 kg (~ \$2.9 MXN g⁻¹), el costo resultante es prácticamente simbólico (0.0004 MXN L⁻¹), por lo que resulta la alternativa más económica de los tres. En síntesis, aunque BioGib requiere el mayor gasto económico por litro, su desempeño superior en todas las variables aéreas justifica la inversión; ProRoot, más económico y destacado en el desarrollo radicular,

podría complementar de forma óptima a BioGib, mientras que el uso opcional de AS puede reservarse para situaciones de estrés donde su beneficio antioxidante compense su inversión o en situaciones de recorte económico. De este modo, la decisión de incorporar estos reguladores queda justificada tanto por su rendimiento fisiológico como por su accesibilidad económica a largo plazo.

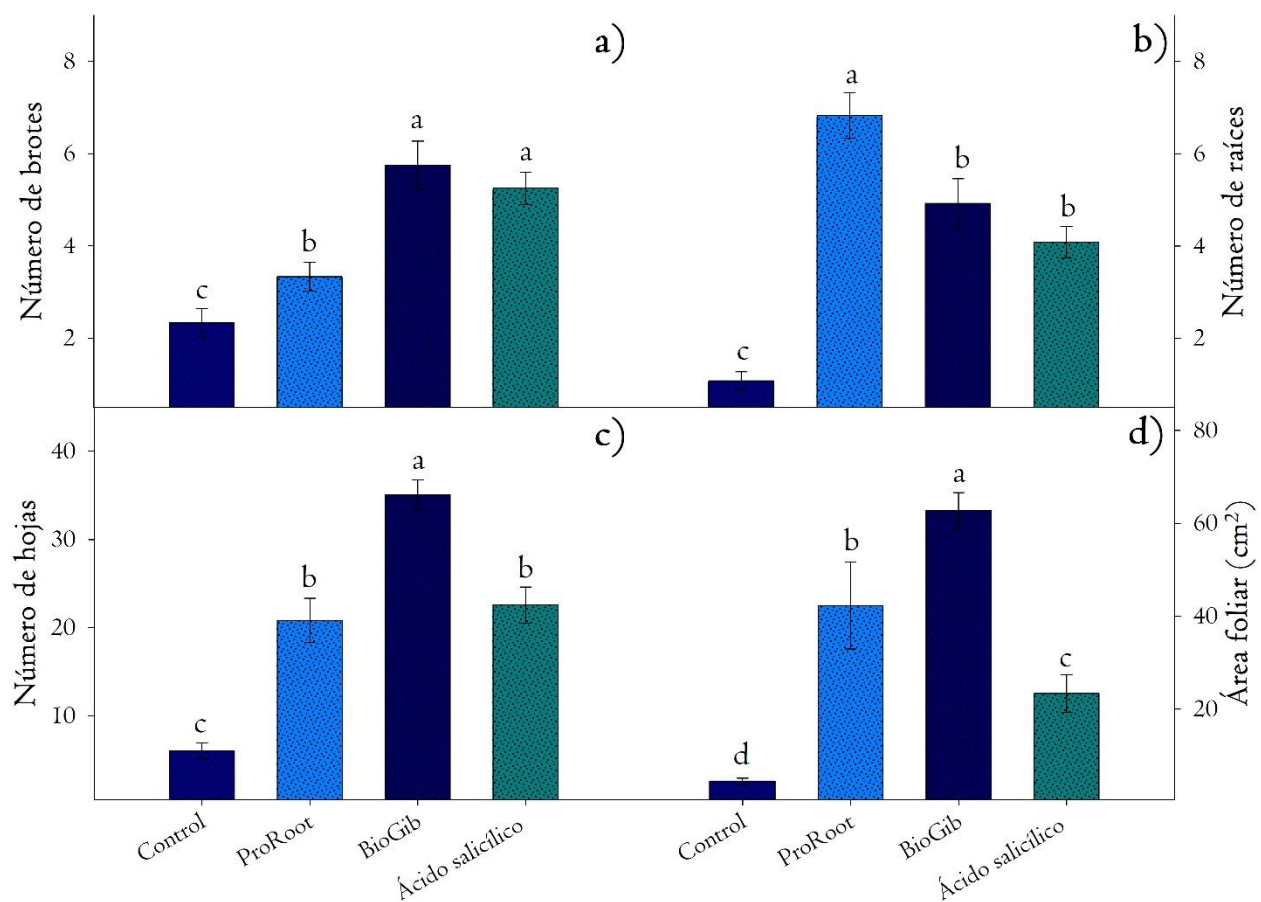


Figura 2. Crecimiento vegetal de esquejes de *Bougainvillea* como efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento. Líneas verticales sobre las barras representan el error estándar de la media (\pm EE). Letras diferentes por variable indican diferencias estadísticas significativas (Tukey, 0.05). a) = número de brotes; b) = número de raíces; c) = número de hojas; d) = área foliar (cm²).



Figura 3. Enraizamiento y mejoramiento de los órganos vegetales en esquejes de *Bougainvillea* como efecto de la aplicación de reguladores de crecimiento.

Conclusiones

La aplicación de reguladores de crecimiento vegetal tiene un impacto significativo positivo sobre la propagación asexual de *Bougainvillea glabra* Choisy. En particular, el tratamiento con BioGib promovió desarrollo vegetativo superior, reflejado en el número de brotes, hojas y área foliar total. El tratamiento con ProRoot mostró un efecto sobresaliente en la formación de raíces, lo que confirma su eficacia como inductor radicular en *B. glabra*. Estos hallazgos subrayan la relevancia del uso dirigido de fitohormonas según el objetivo fisiológico deseado, ya sea la brotación aérea o radicular, y reafirman que su aplicación exógena representa una estrategia efectiva para optimizar la propagación vegetativa de la buganvilia bajo condiciones controladas. En conjunto, los tratamientos con BioGib, ProRoot y AS mostraron una respuesta significativamente superior al control, lo que refuerza su potencial como herramientas biotecnológicas en la horticultura ornamental.

Referencias

- Bhatla, S.C., Lal, A.M., & Bhatla, S.C. (2018). Plant growth regulators: An overview. En S.C. Bhatla & A.M. Lal (Eds.), *Plant Physiology, Development and Metabolism* (pp. 559–568).
- Bouteraa, M.T., Ben Romdhane, W., Baazaoui, N., Alfaifi, M.Y., Chouaibi, Y., Ben Akacha, B., Ben Hsouna, A., Kačániová, M., Čavar Zeljković, S., Garzoli, S. & Ben Saad, R. (2023). GASA proteins: Review of their functions in plant environmental stress tolerance. *Plants*, 12(10), 2045. <https://doi.org/10.3390/plants12102045>
- Campbell, S. M., Anderson, S. L., Brym, Z., & Pearson, B. J. (2021). Evaluation of substrate composition and exogenous hormone application on vegetative propagule rooting success of essential oil hemp (*Cannabis sativa* L.). *bioRxiv Preprint*. <https://doi.org/10.1101/2021.03.15.435449>

- Cho, H. T., & Kende, H. (1997). Expression of expansin genes is correlated with growth in deepwater rice. *The Plant Cell*, 9(9), 1661–1671. <https://doi.org/10.1105/tpc.9.9.1661>
- Cosgrove, D. J. (2024). Plant cell wall loosening by expansins. *Annual Review of Cell and Developmental Biology*, 40, 329–352. <https://doi.org/10.1146/annurev-cellbio-111822-115334>
- Datta, S.K., Jayanthi, R., & Janakiram, T. (2022). *Bougainvillea*. En T. Janakiram & R. Jayanthi (Eds.), *Floriculture and Ornamental Plants* (pp. 643–675).
- Di Rienzo, J., Casanoves, F., Balzarini, M., González, L., Tablada, M., & Robledo, C. (2020). *InfoStat (Versión 2020)* [Computer software]. Universidad Nacional de Córdoba. <https://www.infostat.com.ar>
- Druege, U., Hilo, A., Pérez-Pérez, J. M., Klopotek, Y., Acosta, M., Shahinnia, F., Zerche, S., Franken, P., & Hajirezaei, M. R. (2019). Molecular and physiological control of adventitious rooting in cuttings: Phytohormone action meets resource allocation. *Annals of Botany*, 123(6), 929–949. <https://doi.org/10.1093/aob/mcy234>
- Dzib-Ek, G., Villanueva-Couoh, E., Garruña-Hernández, R., Vergara-Yoisura, S., & Larqué-Saavedra, A. (2021). Effect of salicylic acid on tomato germination and root growth. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(4), 735 – 740. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i4.2642>
- Elmongy, M.S., Cao, Y., Zhou, H., & Xia, Y. (2018). Root development enhanced by indole-3-butyric acid and naphthalene acetic acid and associated biochemical changes of in vitro azalea microshoots. *Journal of Plant Growth Regulation*, 37, 813–825.
- Elumalai, A., Eswaraiah, M.C., Lahari, K.M., & Shaik, H.A. (2012). In vivo screening of *Bougainvillea glabra* leaves for analgesic, antipyretic and anti-inflammatory activities. *Asian Journal of Research in Pharmaceutical Sciences*, 2(3), 85–87.
- Emamverdian, A., Ding, Y., & Mokhberdoran, F. (2020). The role of salicylic acid and gibberellin signaling in plant responses to abiotic stress with emphasis on heavy metals. *Plant Signaling & Behavior*, 15(7), 1777372. <https://doi.org/10.1080/15592324.2020.1777372>
- Fabricant, D.S., & Farnsworth, N.R. (2001). The value of plants used in traditional medicine for drug discovery. *Environmental Health Perspectives*, 109(1), 69–75.
- Fanego, A., Soto, R. & Martínez, S. (2009). Brotación y enraizamiento de estacas procedentes de diferentes secciones de las ramas de *Bougainvillea glabra* Choisy. *Centro Agrícola*, 36(3), 9–13.
- Finet, C. & Jaillais, Y. (2012). Auxology: When auxin meets plant evo-devo. *Developmental Biology*, 369(1), 19–31.
- Gad, M.M., Abdul-Hafeez, E.Y., & Ibrahim, O.H.M. (2016). Foliar application of salicylic acid and gibberellic acid enhances growth and flowering of *Ixora coccinea* L. plants. *Journal of Plant Production*, 7(1), 85–91. <https://doi.org/10.21608/jpp.2016.43477>
- Gobato, R., Gobato, A., & Fedrigo, D. (2016). Study of the molecular electrostatic potential of D-pinitol, an active hypoglycemic principle found in spring flower “Three Marys” (*Bougainvillea* spp.), using the MM+ method. *Parana Journal of Science and Education*, 2(1), 1–9. <https://doi.org/10.31018/jans.v9i3.1389>
- Gutiérrez-Coronado, M. A., Trejo-López, C. & Larqué-Saavedra, A. (1998). Effects of salicylic acid on the growth of roots and shoots in soybean. *Plant Physiology and Biochemistry*, 36(8), 563–565.
- Han, S., Jiao, Z., Niu, M.-X., Yu, X., Huang, M., Liu, C., Wang, H.-L., Zhou, Y., Mao, W., Wang, X., Yin, W. & Xia, X. (2021). Genome-wide comprehensive analysis of the GASA gene family in *Populus*. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(22), 12336. <https://doi.org/10.3390/ijms222212336>
- Hoermayer, L., Montesinos, J.C., Marhava, P., Benková, E., Yoshida, S., & Friml, J. (2020).

- Wounding-induced changes in cellular pressure and localized auxin signalling spatially coordinate restorative divisions in roots. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 117(26), 15322–15331.
- Hu, J., Israeli, A., Ori, N. & Sun, T.-P. (2018). The interaction between DELLA and ARF/IAA mediates crosstalk between gibberellin and auxin signaling to control fruit initiation in tomato. *The Plant Cell*, 30(8), 1710-1728.
<https://doi.org/10.1105/tpc.18.00363>
- Ibironke, O. A. (2019). Root initiation of *Bougainvillea* from cuttings using different rooting hormones. *Advances in Plants & Agriculture Research*, 9(1), 121–125.
<https://doi.org/10.15406/apar.2019.09.00421>
- Ito, T., Okada, K., Fukazawa, J., & Takahashi, Y. (2018). DELLA-dependent and DELLA-independent gibberellin signaling. *Plant Signaling & Behavior*, 13(3), e1445933.
<https://doi.org/10.1080/15592324.2018.1445933>
- Kaewchangwat, N., Thanayupong, E., Jarussophon, S., Niamnont, N., Yata, T., Prateepchinda, S., & Suttisintong, K. (2020). Coumarin-caged compounds of 1-naphthaleneacetic acid as light-responsive controlled-release plant root stimulators. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 68(23), 6268–6279.
- Kentelky, E., Jucan, D., Cantor, M. & Szekely-Varga, Z. (2021). Efficacy of different concentrations of NAA on selected ornamental woody shrubs cuttings. *Horticulturae*, 7(11), 464.
<https://doi.org/10.3390/horticulturae7110464>
- Koo, Y. M., Heo, A. Y., & Choi, H. W. (2020). Salicylic acid as a safe plant protector and growth regulator. *The Plant Pathology Journal*, 36(1), 1–10.
<https://doi.org/10.5423/PPJ.RW.12.2019.0295>
- Lakehal, A., & Bellini, C. (2019). Control of adventitious root formation: Insights into synergistic and antagonistic hormonal interactions. *Physiologia Plantarum*, 165(1), 90–100.
<https://doi.org/10.1111/ppl.12823>
- Lee, H. W., Cho, C., Pandey, S. K., Park, Y., Kim, M.-J., & Kim, J. (2019). LBD16 and LBD18 acting downstream of ARF7 and ARF19 are involved in adventitious root formation in Arabidopsis. *BMC Plant Biology*, 19(1), 46.
<https://doi.org/10.1186/s12870-019-1659-4>
- Li, Y.H., Mo, Y.W., Wang, S.B., & Zhang, Z. (2020). Auxin efflux carriers, MiPINs, are involved in adventitious root formation of mango cotyledon segments. *Plant Physiology and Biochemistry*, 150, 15–26.
<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.02.028>
- Lin, H., Xu, J., Wu, K., Gong, C., Jie, Y., Yang, B., & Chen, J. (2024). An efficient method for the propagation of *Bougainvillea glabra* 'New River' (Nyctaginaceae) from in vitro stem segments. *Forests*, 15(3), 519.
<https://doi.org/10.3390/F15030519>
- Mauriat, M., Petterle, A., Bellini, C., & Moritz, T. (2014). Gibberellins inhibit adventitious rooting in hybrid aspen and Arabidopsis by affecting auxin transport. *The Plant Journal*, 78(3), 372–384.
<http://doi.org/10.1111/tpj.12478>
- Pacurar, D. I., Perrone, I., & Bellini, C. (2014). Auxin is a central player in the hormone cross-talks that control adventitious rooting. *Physiologia Plantarum*, 151(1), 83–96.
<https://doi.org/10.1111/ppl.12171>
- Pasternak, T., Groot, E. P., Kazantsev, F. V., Teale, W., Omelyanchuk, N., Kovrizhnykh, V., Palme, K., & Mironova, V. V. (2019). Salicylic acid affects root meristem patterning via auxin distribution in a concentration-dependent manner. *Plant Physiology*, 180(3), 1725–1739.
<https://doi.org/10.1104/pp.19.00130>
- Saeed, A., & Amin, T. (2020). Effects of location, gender and indole-3-butyric acid on rooting of *Laurus nobilis* L. semi-hardwood stem cuttings. *Agricultural Science and Technology*,

- 12(3), 260–263.
<https://10.15547/ast.2020.03.041>
- Saleem, H., Usman, A., Mahomoodally, M.F., & Ahemad, N. (2021). *Bougainvillea glabra* (Choisy): A comprehensive review on botany, traditional uses, phytochemistry, pharmacology and toxicity. *Journal of Ethnopharmacology*, 266, 113356.
<https://doi.org/10.1016/j.jep.2020.113356>
- Sampedro, J., & Cosgrove, D. J. (2005). The expansin superfamily. *Genome Biology*, 6(12), 242. <https://doi.org/10.1186/gb-2005-6-12-242>
- Sardoei, A. S., & Shahdadneghad, M. (2015). Effect of salicylic acid synergists on rooting softwood cuttings of poinsettia (*Euphorbia pulcherrima*). *Journal of Plant Sciences*, 10(5), 206–209.
<https://doi.org/10.3923/jps.2015.206.209>
- Sevik, H. & Güney, K. (2013). Effects of IAA, IBA, NAA, and GA₃ on rooting and morphological features of *Melissa officinalis* L. stem cuttings. *The Scientific World Journal*, 2013(1), 909507.
<https://doi.org/10.1155/2013/909507>
- Shrestha, J., Bhandari, N., Baral, S., Marahatta, S.P., & Pun, U. (2023). Effect of rooting hormones and media on vegetative propagation of *Bougainvillea*. *Ornamental Horticulture*, 29(3), 397–406.
<https://doi.org/10.1590/2447-536X.v29i3.2637>
- Sivakumar, B., Senthilkumar, P., Deivamani, M., Sasikumar, K., Ayyadurai, P., Govindan, K., Senthilkumar, T. y Mangammal, P. (2024). Influence of IBA and NAA on rooting of terminal cuttings of chrysanthemum (*Dendranthema grandiflora* L.). *Journal of Scientific Research and Reports*, 30(10), 680–685.
<https://doi.org/10.9734/jsrr/2024/v30i102493>
- Small, C.C., & Degenhardt, D. (2018). Plant growth regulators for enhancing revegetation success in reclamation: A review. *Ecological Engineering*, 118, 43–51.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoeng.2018.04.010>
- Sourati, R., Sharifi, P., Poorghasemi, M., Alves Vieira, E., Seidavi, A., Anjum, N.A., & Sofo, A. (2022). Effects of naphthaleneacetic acid, indole-3-butyric acid and zinc sulfate on the rooting and growth of mulberry cuttings. *International Journal of Plant Biology*, 13(3), 245–256.
<https://doi.org/10.3390/ijpb13030021>
- Thomas, S.G., Rieu, I., & Steber, C.M. (2005). Gibberellin metabolism and signaling. *Vitamins and Hormones*, 72, 289–338.
[https://doi.org/10.1016/S0083-6729\(05\)72009-4](https://doi.org/10.1016/S0083-6729(05)72009-4)
- Vaishnav, D., & Chowdhury, P. (2023). Types and function of phytohormones and their role in stress. En P. Chowdhury (Ed.), *Plant Abiotic Stress Responses and Tolerance Mechanisms*. IntechOpen.
<https://doi.org/10.5772/intechopen.109325>
- Wang, Z., Cao, J., Lin, N., Li, J., Wang, Y., Liu, W., Yao, W. & Li, Y. (2024). Origin, evolution, and diversification of the expansin family in plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(21), 11814.
<https://doi.org/10.3390/ijms252111814>
- Xue, H., Gao, X., He, P., & Xiao, G. (2022). Origin, evolution, and molecular function of DELLA proteins in plants. *The Crop Journal*, 10(2), 287–299.
<https://doi.org/10.1016/j.cj.2021.06.005>
- Yang, W., Zhu, C., Ma, X., Li, G., Gan, L., Ng, D., & Xia, K. (2013). Hydrogen peroxide is a second messenger in the salicylic-acid-triggered adventitious rooting process in mung bean seedlings. *PLoS ONE*, 8(12), e84580.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0084580>