

ISBN: 970-27-0770-6

MICROPROPAGACION DE CACTACEAS

Carlos Kaleb Trejo Orozco, Carlos Ramírez Serrano y Rafael Soltero Quintana.
Departamento de Botánica y Zoología, CUCBA Universidad de Guadalajara. Km 15.5
Carretera a Nogales, 45101 Las Agujas Nextipac Zapopan Jal.

Revision de literatura

La propagación de cactáceas por semilla es insuficiente para cubrir la demanda debido a su limitada producción, disponibilidad y viabilidad; tampoco es suficiente la propagación vegetativa convencional, por lo cual las técnicas de cultivo *in vitro* son herramientas imprescindibles para satisfacer dicha demanda; además muchas de esas especies están amenazadas o en peligro de extinción, fundamento para establecer proceso de micropropagación *in vitro* en especies como *Strombocactus disciformis*, *Turbincarpus pseudomacroechele* (Soltero-Quintana, 1996), *Epithelantha micromeris* (Velásquez-Enciso y Soltero-Quintana, 2001) y *Peleciphora strobiliformis* (Arias-Azcona, 2002). Las cactáceas se pueden propagar también por enraizamiento de esquejes, hijuelos e injertos; no obstante, algunas especies silvestres con desarrollo monopodial presentan serias dificultades para su propagación vegetativa, debido principalmente a la poca o nula producción de hijuelos, crecimiento lento, y en algunos casos el tamaño reducido de sus semillas y bajos índices de viabilidad (Soltero Quintana, 1996). Las cactáceas presentan una estructura particular denominada areola donde se encuentra el meristemo, órgano a partir del cual se pueden producir hojas, flores, nuevos tallos y espinas (Bravo-Hollis, 1978), consecuentemente las areolas tienen la capacidad de producir brotes que se desarrollen en plantas completas.

Mediante técnicas de cultivo *in vitro* es posible la propagación masiva y comercial de especies de interés hortícola (Thorpe, 1981), y conforme el conocimiento científico en genética y fisiología vegetal se incrementa, la tecnología se mejora, y no es la excepción en los procesos de micropropagación de cactus como se describe a continuación. En 1957 King reportó la inducción de callo en *Nopalea*, *Willcoxia*, *Cereus*, *Pereskia* y *Echinocereus*. Posteriormente, Sachar e Iyer (1959), estudiaron los efectos de las auxinas (AIA y 2,4-D), citocininas (KIN) y giberelinas (GA3), en *Opuntia dillenii* para producir embriones nucleares. Steinhart (1962) produjo callo en diferentes cactus con la aplicación de 2,4-D y agua de coco. Colomas (1971) estableció el cultivo *in vitro* en *Pachycereus pringlei*. Posteriormente Minocha y Mehra en 1974 produjeron callos con tejido de *Neomammillaria prolifera*, mediante la aplicación al medio de cultivo de altas concentraciones de 2,4-D, KIN y agua de coco. Un año después en 1975, Mauseth y Halperin reportaron la organogénesis en *Opuntia polyacantha* por la acción de BA, GA3 y

ANA y su interacción, donde se produjeron hojas, espinas y brotes. Sin embargo fue con *Mammillaria woodsii* que se logró por primera vez la propagación vía organogénesis en medio MS suplementado con 2 mg/l de AIA y 2 mg/l de KIN, y el enraizamiento con la aplicación de un producto comercial y transferencia a un sustrato de perlita (Kolar *et al.*, 1976). En el mismo año también fue reportada la micropropagación por la estimulación de meristemas dormantes o areolas en *Opuntia polyacantha* (Mauseth, 1976), quien observó que las citocininas promueven la formación de hojas fotosintéticas normales, mientras que las giberelinas inducen el desarrollo de espinas (Mauseth, 1977). Cabe mencionar que la dominancia apical es el fenómeno fisiológico mediante el cual el ápice principal de crecimiento inhibe o suprime el desarrollo de los meristemas en los tallos monopódicos (George, 1993), por lo tanto, las areolas, características de las cactáceas también tienen ese control fisiológico; particularmente en las especies que presentan alta dominancia apical porque tienen un solo tallo a lo largo de su vida, y únicamente producen ramificaciones cuando sufren un daño en el ápice principal de crecimiento. Algunos cultivadores han aprovechado esta cualidad para propagar especies con estas características mediante el corte de las puntas de crecimiento, sin embargo, este es un proceso lento y la cantidad de nuevos individuos que se pueden producir es limitada. Entre las cactáceas existe el desarrollo cespitoso ó prolífero como en algunas especies del género *Mammillaria* que producen brotes en la base; y también el ramificado donde los individuos pueden llegar a tener conformación arbórea como los géneros *Stenocereus* y *Opuntia*. En especies que presentan tallos discoides o ápices hundidos este método es prácticamente imposible (Soltero-Quintana, 1996). Cabe señalar que la micropropagación de cactus cespitosos ó prolíferos implica menos complicaciones porque por naturaleza producen brotes; el primer reporte fue en 1979 por Johnson y Emino en *Mammillaria elongata*; en 1984 Vizkot y Jara micropropagaron *Mammillaria carmenae* y *M. prolifera*, además de *Astrophytum myriostigma* y *Tichocereus spachianus* estas últimas con desarrollo monopodial; Starling (1985) trabajó con *Leuchtenbergia principis*, pero no enraizaron los brotes; Escobar y col. (1986) trabajaron con *Opuntia* sp. que presenta tallos ramificados; Ault y Blackmon (1987) en *Ferocactus acanthodes* produjeron 6.6 plantas por explante y enraizaron bien en medio sin reguladores; Martínez-Vázquez y Rubluo (1989) en *Mammillaria san-angelensis* a partir de explantes longitudinales y con BA en concentraciones de 0.1 a 1 mg/l; Clayton y colaboradores (1990) lograron un método aplicable para la subtribu *Cactinae* donde las plántulas enraizaron espontáneamente en medio sin reguladores con buena adaptación a condiciones de invernadero; en *Mediocactus coccineus* se eliminó el ápice de los explantes y junto con el efecto de 4.4 μ M de BA y 0.27 μ M de ANA (Infante 1992) se produjeron múltiples brotes. En *Melocactus bellavistensis* se logró la proliferación con 5 mg/l de BA y 1 mg/l de ANA (Hernández y col., 1993). Ortiz-Montiel y Vargas-Figueroa (1995) obtuvieron múltiples brotes en *Heliocereus elegantissimus* var. *elegantissimus* con 0.5 a 2 mg/l de KIN y 0.5 mg/l de ANA sin mencionar la adaptación de plántulas; posteriormente se reportó la micropropagación en *Lophophora williamsii* por Ortiz-Montiel y Alcántara (1997). Entre los reportes de adaptación de brotes a condiciones de invernadero cabe destacar los trabajos de Soltero-Quintana (1996) en *Strombocactus disciformis* y *Turbincarpus pseudomacrolele*; *Epithelanta micromeris* por Velázquez-Enciso y Soltero-Quintana (2001); *Turbincarpus schmiedickeanus* Arias y colaboradores (2001), y *Peleciphora strobiliformis* por Arias (2002), donde cabe destacar que son especies amenazadas y en peligro de extinción, y que las plántulas durante su etapa de adaptación a condiciones de invernadero retomaron su forma característica según la especie. Aunque

también se han realizado intentos de regeneración vía embriogénesis somática en varias especies como *Aztekium ritteri*, solamente se lograron embrioides (Rodríguez-Garay y Rubluo, 1992); y en *Ariocarpus retusus* donde las estructuras obtenidas se injertaron en patrones de *Pereskopsis* (Stuppy y Nagl, 1992); e Infante (1992) en *Mediocactus coccineus*.

La actividad de las citocininas es determinante para romper la dormancia de las areolas, porque promueve la respuesta en los tejidos de cactus, conclusión dada por Fay y Gratton (1992). Lo cual fue previamente evaluado por Nava-Esparza y Yáñez (1984) en *Cephalocereus senilis*, donde bajo el efecto de KIN y 2,4-D lograron la producción de callo en lugar de plantas. También, Havel y Kolar (1983) lograron el mismo efecto en tejidos obtenidos de plantas adultas con una jeringa. Johnson y Emino (1979a) propusieron que el balance entre auxinas y citocininas es particular para la inducción de brotes para cada especie de *Mammillaria*, donde lograron la elongación de brotes en 4 de 8 especies que estudiaron. El mismo resultado fue reportado por Mauseth (1979) en 10 especies con el efecto de 1 a 10 mg/l de BA, que elimino la dominancia apical.

El objetivo de esta investigación fue obtener un método para la producción masiva de brotes aplicable a la familia Cactacea mediante la estimulación de meristemas dormantes, aplicable a las especies con tallos monopódicos, cespitosos ó proliferos, o ramificados.

Referencias

- Arias-Azcona, A. 2002. Micropropagación de *Pelecyphora strobiliformis* (Werdermann) Fric et Scheelle (*Cactaceae*) especie mexicana en peligro de extinción. Tesis de Licenciatura en Agronomía, CUCBA, Universidad de Guadalajara. Pp.: 1-67.
- Arias-Azcona, A. 2001. Santa-Cruz, R. M. E. y Soltero-Quintana, R. 2001. Micropropagación de *Turbincarpus schmidickeanus* (Bödeker) F. Buxbaum y Bakeberg var. *klinkerianus*, *Cactaceae*. En: Memorias Electrónicas del IX Congreso Nacional de Biotecnología, SMBB, 10-15 Septiembre de 2001. Veracruz México.
- Ault, J. R. y Blackmon, W. J. 1987. *In vitro* propagation of *Ferocactus acanthodes* (*Cactaceae*). HortSci. 22: 126-127.
- Bravo-Hollis, H. 1978. Las cactáceas de México. Dirección General de Publicaciones. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. Vol. 1. Pp.: 1-5 y 20-61.
- Clayton, P. W., Hubstenberger, J. F.; Phillips, G. C. y Butler-Nance, S. A. 1990. Micropropagation of members of the cactaceae subtribu *Cactinae*. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 115: 337-343.
- Colomas, J. 1971. Obtention de cultures de tissus a partir de fragments de tiges de *Pachycereus pringlei* (S. Wats.) Br. Et R. C.R. Acad. Sc. Paris 272: 1380-1382.
- Escobar, H. A., Villalobos, V. M. y Villegas, A. 1986. *Opuntia* micropropagation by axillary proliferation. Plant Cell Tiss. Org. Cult. 7: 269-277.

- Fay, M. F. y Gratton, J. 1992. Tissue culture of cacti and other succulents: a literature review and a report on micropropagation at Kew. *Bradleya* 10: 33-48.
- George, E. F. 1993. Plant propagation by tissue culture. Part 1 The Technology. Exegetics Ltd., Butler & Tanner Ltd. Inglaterra. Pp.: 420-479.
- Havel, L. y Kolar, Z. 1983. Microexplant isolation from *Cactaceae*. *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* 2: 349-353.
- Hernández, H. J., Ruiz, C. G., Martínez V. P. y Sánchez, E. 1993. Apuntes sobre la propagación *in vitro* de *Melocactus bellavistensis* Rauh & Backeberg de Perú. *Quepo* 7: 35-38.
- Infante, R. 1992. *In vitro* axillary shoot proliferation and somatic embryogenesis of yellow pitaya (*Mediocactus coccineus* Salm-Dick). *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* 31: 155-159.
- Johnson, J. L. y Emino, E. R. 1979. *In vitro* propagation of *Mammillaria elongata*. *Hort. Sci.* 14: 605-606.
- Johnson, J. L. y Emino, E. R. 1979a. Tissue culture propagation in the cactaceae. *Cact. Succ. J. (US)* 51: 275-277.
- King, M. 1957. Studies in the tissue culture of cacti. *Cact. Suc. J. (U.S.)* 29 (4): 101-104.
- Kolar, Z.; Bartek, J. y Vyskot, B. 1976. Vegetative propagation of the cactus *Mammillaria woodsii* Craig through tissue cultures. *Experientia* 32: 668-669.
- Martínez-Vázquez, O. y Rubluo, A. 1989. *In vitro* mass propagation of the near extinct *Mammillaria san-angelensis* Sánchez Mejorada. *J. Hort. Sci.* 64: 99-105.
- Mauseth, J. D. 1976. Cytokinin and gibberellic acid induced effects on the structure and metabolism of shoot apical meristems in *Opuntia polyacantha* (Cactaceae). *Amer. J. Bot.* 63: 1295-1301.
- Mauseth, J. D. 1977. Cytokinin and gibberellic acid induced effects on the determination and morphogenesis of leaf primordia in *Opuntia polyacantha* (Cactaceae). *Amer. J. Bot.* 64: 337-346.
- Mauseth, J. D. 1977a. Cactus tissue culture: a potential method of propagation. *Cact. Succ. J. (US)* 51: 186-187.
- Mauseth, J. D. y Halperin, W. 1975. Hormonal control of organogenesis in *Opuntia polyacantha* (Cactaceae). *Amer. J. Bot.* 62 (8): 869-877.
- Minocha, S. C. y Mehra, P. N. 1974. Nutritional and morphogenic investigations on callus cultures of *Neomammillaria prolifera* Miller. (Cactaceae) *Amer. J. Bot.* 6 (2): 168-173.

- Nava-Esparza, V. C. y Yáñez, L. 1984. Propagación of *Cephalocereus senilis* mediante cultivo de tejidos. *Cact. Suc. Mex.* 29: 3-7.
- Ortiz-Montiel, J. G. y Alcantara, G. R. 1997. Propagación *in vitro* de Peyote *Lophophora williamsii* (Lemaire) Coulter. *Cact. y Suc. Mex.* 42 (1): 3-6.
- Ortiz-Montiel, J. G. y Vargas-Figueroa, M. 1995. Propagación *in vitro* de *Heliocereus elegantissimus* (Britton y Rose) var. *elegantissimus* (*Cactaceae*). *Cact. y Suc. Mex.* 40 (2): 41-46.
- Rodríguez-Garay, B. y Rubluo, A. 1992. *In vitro* morphogenetic responses of the endangered cactus *Aztekium ritteri* (Boedeker). *Cact. Succ. J. (US)* 64(3): 116-119.
- Sachar, R. C. e Iyer R. D. 1959. Efficacy of auxin, kinetin and gibberellin on the placental tissue of *Opuntia dillenii* Haw. cultured *in vitro*. *Phytomorphology* 9 (1): 1-3.
- Soltero-Quintana, R. 1996. Micropropagación de dos especies de la Línea B *Strombocacti* (*Cactaceae*). Tesis de Maestría en Procesos Biotecnológicos, CUCEI, Universidad de Guadalajara. Pp. 1-51.
- Starling, R. 1985. *In vitro* propagation of *Leuchtenbergia principis* Cact. *Succ. J. (US)* 57: 114-115.
- Steinhart, C. E. 1962. Tissue culture of a cactus. *Science* 137: 545-546.
- Stuppy, W. y Nagl, W. 1992. Regeneration and propagation of *Ariocarpus retusus* Scheidw. (*Cactaceae*) via somatic embryogenesis. *Bradleya* 10: 85-88.
- Thorpe, T. A. 1981. *Plant tissue culture: methods and applications in Agriculture*. Thorpe, T.A. (Ed.). Academic Press, Inc. London. Pp.: 1.
- Velázquez-Enciso, L. E. y Soltero-Quintana, R. 2001. Micropropagación de *Epithelantha micromeris* (Eng.) Weber ex Britton et Rose, var. *micromeris*, *Cactaceae*. *Cact. Suc. Mex.* 46 (3): 56-62.
- Vyskot, B. y Jara, Z. 1984. Clonal propagation of cacti through axillary buds *in vitro*. *J. Hort. Sci.* 59 (3): 449-452.