

## CULTIVO DE TEJIDOS VEGETALES Y SU APLICACIÓN EN PRODUCTOS NATURALES

---

**María Eufemia Morales-Rubio,  
Claudia Espinosa-Leal, Ruth Amelia Garza-Padrón**

Laboratorio de Micropropagación, Departamento de Biología Celular y Genética, Cuerpo Académico Consolidado de Biología Celular y Genética Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Autónoma de Nuevo León, México.

[maria.moralesrb@uanl.edu.mx](mailto:maria.moralesrb@uanl.edu.mx), [ruth.garzapd@uanl.edu.mx](mailto:ruth.garzapd@uanl.edu.mx),  
[claudiaespinosa17@gmail.com](mailto:claudiaespinosa17@gmail.com)

<http://dx.doi.org/10.3926/oms.315>

Morales-Rubio, M.E., Espinosa-Leal, C., & Garza-Padrón, R.A. (2016). Cultivo de tejidos vegetales y su aplicación en productos naturales. En Rivas-Morales, C., Oranday-Cardenas, M.A., & Verde-Star, M.J. (Eds.). *Investigación en plantas de importancia médica*. Barcelona, España: OmniaScience. 351-410.

## Resumen

La importancia de la micropropagación está basada en la necesidad de proteger y asegurar la subsistencia de las especies vegetales que están comprometidas, sea por la explotación de sus recursos o la búsqueda de metabolitos activos generados por ellas; tal es el caso de *Taxus spp*, *Catharanthus roseus*, *Lophophora williamsii*, entre otras. El cultivo de tejidos vegetales ofrece a partir de la totipotencialidad de las células de las plantas originar nuevos organismos en un medio de cultivo *in vitro* a través de fitohormonas y factores de crecimiento que disminuyen el tiempo de maduración del organismo, obteniéndolo en un lapso menor al de su ciclo de vida silvestre. Las aplicaciones biotecnológicas en el aislamiento de metabolitos secundarios obtenidos por esta vía incluyen: la modificación genética, el estrés con factores físicos y/o químicos como los fotoperiodos, el estrés salino y la diferenciación hacia callo, brotes, raíces.

## Palabras clave

Cultivo de tejidos vegetales, reguladores del crecimiento vegetal, actividad biológica.

## 11.1. Introducción

Las plantas sintetizan una gran variedad de compuestos químicos que presentan roles vitales en su fisiología, ecología e interacciones con el medio ambiente. Muchos de los compuestos son producidos en respuesta a estrés tanto biótico, como abiótico que sufren las plantas y por lo tanto muchos de estos compuestos, también llamados metabolitos secundarios, presentan actividades biológicas relevantes (Pauwels, Inzé & Goossens, 2016).

Los metabolitos secundarios se producen típicamente a bajas concentraciones en tejidos específicos de las plantas a través de rutas biosintéticas complejas, resultando en una amplia variedad de estructuras con diferentes grados de complejidad (Oksman-Caldentey & Inze, 2004). Dada la escasa disponibilidad de muchos metabolitos se han desarrollado, cuando ha sido posible, análogos sintéticos para algunos compuestos usados como aditivos colorantes y saborizantes (Marienhagen & Bott, 2013). Sin embargo, la complejidad estructural de los metabolitos secundarios activos hace que su síntesis sea o imposible o económicamente poco viable. Esto contribuye a que la fuente principal de los metabolitos sean las plantas (Bart, 2011; Rout, Samantaray & Das, 2000).

La extracción de los metabolitos secundarios activos a partir de fuentes vegetales presenta varias limitantes, entre las que destacan (Bart, 2011; Ochoa-Villarreal et al., 2015; Rout et al., 2000):

- Grado de crecimiento lento de la planta.
- Baja concentración de las moléculas activas en el material vegetal.
- La mayoría de las plantas no han sido domesticadas, por lo que se deben de colectar de fuentes silvestres.
- Sobreexplotación de las plantas silvestres y plantas en peligro de extinción.

Por lo tanto, es necesario buscar alternativas de producción de los metabolitos secundarios que sean a la vez altamente productivos y sustentables como el cultivo de tejidos vegetales *in vitro* (Dagla, 2012).

La Técnica de cultivo de tejidos vegetal permite cultivar células, tejidos y órganos vegetales en medios sintéticos bajo condiciones asépticas y controladas de luz, temperatura y humedad. La habilidad de crecer células y tejidos vegetales y controlar su desarrollo forma las bases de muchas aplicaciones prácticas para la agri-

cultura, la horticultura y la industria química, al eliminar enfermedades, mejorar plantas y producir metabolitos secundarios, además de ser un prerrequisito de la ingeniería genética vegetal (Dagla, 2012; Hussain, Qarshi, Nazir & Ullah, 2012).

El cultivo *in vitro* asegura que se tenga una buena disposición de plantas medicinales usando cantidades mínimas de espacio y tiempo (Prakash & Van Staden, 2007). Con ella se pueden realizar diferentes tipos de cultivos de tejidos y órganos de plantas como: cultivo de células, cultivo de brotes y cultivo de raíces. El cultivo de células vegetales es una alternativa atractiva al cultivo de la planta completa como fuente de metabolitos secundarios de alto valor. Las células vegetales son biosintéticamente totipotenciales, lo que significa que cada célula en cultivo retiene la información genética completa y es por lo tanto capaz de producir todo el rango de compuestos químicos producidos por la planta madre. Las ventajas de esta tecnología por sobre la agricultura convencional son como sigue (Ramachandra Rao & Ravishankar, 2002):

- Es independiente de variaciones estacionales y geográficas así como de los factores ambientales.
- Ofrece un sistema definido de producción, lo que asegura un suministro continuo de los productos, así como una calidad y rendimiento uniforme.
- Es posible producir nuevos compuestos que no se encuentran normalmente en la planta madre.
- Es independiente de interferencias políticas.
- Producción rápida.

Por estas razones el cultivo *in vitro* de tejidos vegetales es una alternativa viable para la producción sustentable de metabolitos secundarios útiles para los seres humanos. El objetivo de este trabajo es hacer una breve descripción de algunas técnicas de cultivo de tejidos, dar varios ejemplos de su uso y presentar algunas perspectivas futuras para su aplicación en productos naturales.

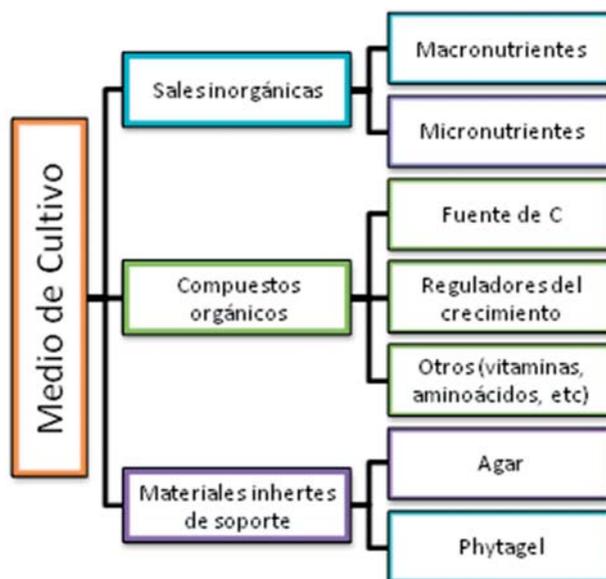
## 11.2. Generalidades del cultivo *in vitro* de tejidos vegetales

El cultivo de tejidos vegetales se inicia a partir de explantes aislados de cualquier tejido vegetal, aunque tradicionalmente se emplean embriones, raíces y brotes (Ochoa-Villarreal et al., 2015). La técnica depende de concepto de totipotencialidad de las células vegetales, la cual se refiere a la habilidad de una sola célula

de expresar el genoma completo por medio de la división celular. También de importancia para la técnica es la capacidad de las células para alterar su metabolismo, crecimiento y desarrollo para poder regenerar una planta completa a partir de cualquier segmento de la misma (Hussain et al., 2012; Thorpe, 2007).

Los medios de cultivo vegetales contienen todos los nutrientes requeridos para el crecimiento normal y el desarrollo de las plantas. Estos están compuestos principalmente de macronutrientes, micronutrientes, vitaminas, otros compuestos orgánicos, reguladores del crecimiento, fuente de carbono y algunos agentes solidificantes, en el caso de los medios de cultivo sólidos, como se muestra en el Esquema 1. El medio Murashige y Skoog (1962) (MS 1962) es el medio más extensamente usado para la propagación vegetativa *in vitro* de muchas especies de plantas, mientras que el medio B<sub>5</sub> (Gamborg, Miller & Ojima, 1968) es empleado para el crecimiento de células desdiferenciadas de plantas (callo), por lo que se utiliza en los cultivos de suspensión celular y la producción de protoplastos (Dagla, 2012).

El pH del medio de cultivo es muy importante, ya que éste afecta tanto al crecimiento de las plantas como a la actividad de los reguladores del crecimiento, este



Esquema 1. Componentes del medio de cultivo

se debe de ajustar a valores entre 5.4 y 5.8. Para el cultivo del material vegetal se pueden emplear tanto medios líquidos como sólidos. Los componentes del medio de cultivo que tienen un mayor efecto en la respuesta inicial del material vegetal son la fuente de nitrógeno y los reguladores del crecimiento (Hussain et al., 2012).

Los reguladores del crecimiento (fitohormonas) desempeñan un papel esencial en la determinación de las rutas de desarrollo de las células vegetales durante el cultivo *in vitro*. Generalmente los reguladores más ampliamente empleados son auxinas, citocininas y giberelinas. El tipo y concentración de fitohormonas a utilizar depende de la especie con la que se esté trabajando, el tejido u órgano a cultivar y los objetivos del experimento. Altas concentraciones de auxinas generalmente favorecen la formación de raíces, mientras que altas concentraciones de citocininas promueven la regeneración de brotes. Un balance de auxina y citocinina lleva al desarrollo de una masa desdiferenciada de células llamada callo (Hussain et al., 2012).

Como se mencionó anteriormente el cultivo *in vitro* debe de realizarse en condiciones asépticas. Por lo tanto el medio de cultivo debe de ser esterilizado, generalmente por medio de calor húmedo en autoclave, aunque también puede ser filtrado. Así mismo la parte de la planta a utilizar, el explante, debe de ser sometido a una desinfección superficial mediante el uso de diferentes soluciones desinfectantes como de hipoclorito de sodio, etanol, plata coloidal, detergentes no iónicos, fungicidas, etc. Finalmente la siembra (colocación del explante en el medio de cultivo) se lleva a cabo bajo condiciones asépticas, usualmente utilizando una campana de flujo laminar.

Dos de las técnicas de cultivo de tejidos *in vitro* más utilizadas son organogénesis y callogénesis. La organogénesis se refiere a la producción de órganos de las plantas (raíz, brote, hojas) ya sea directamente de los meristemos, o indirectamente de masas de células desdiferenciadas (callos), tanto para la propagación masiva de las plantas a estudiar como para el crecimiento de órganos particulares de interés (Hussain et al., 2012). La callogénesis por otra parte se produce cuando el explante, en medio con concentraciones óptimas de reguladores del crecimiento, prolifera a células desdiferenciadas de callo. Las células del callo se consideran como totipotenciales debido a su habilidad para regenerar una planta completa (Ochoa-Villarreal et al., 2015).

### 11.3. Aplicación del cultivo *in vitro* para la producción de metabolitos de importancia biotecnológica

Diferentes técnicas de cultivo de tejidos vegetales han sido empleadas para la producción industrial de productos naturales de alto valor. En la década de 1960 la compañía Pfizer realizó grandes esfuerzos para lograr el cultivo de células vegetales en medio líquido (cultivo en suspensión), una alternativa similar al cultivo de microorganismos en lugar de la planta completa. En esta técnica el callo (friable) puede ser transferido a un medio líquido el cual es subsecuentemente incubado bajo condiciones controladas de aeración, agitación, luz, temperatura y otros parámetros físicos para producir los metabolitos secundarios deseados (Chattopadhyay, Farkya, Srivastava & Bisaria, 2002; Dagla, 2012).

Los cultivos en suspensión no solo tienen rendimientos de fitoquímicos estándar más altos, sino que también eliminan la presencia de compuestos de interferencia que ocurren en las plantas silvestres. La ventaja de este tipo de método es que se logra una producción continua de metabolitos secundarios bajo ambientes controlados. Las condiciones ambientales del cultivo como: luz, temperatura, pH del medio de cultivo y aeración pueden ser modificadas para revisar su efecto en la acumulación de los productos naturales (Ramachandra-Rao & Ravishankar, 2002).

La manipulación del ambiente de cultivo debe de ser efectiva en el incremento de la acumulación del metabolito de interés. La expresión de muchas rutas de metabolitos secundarios puede ser alterada por factores externos como niveles de nutrientes, factores de estrés y reguladores del crecimiento, los cuales son fáciles de manipular al hacer cambios en la composición del medio de cultivo. Entre los nutrientes que pueden ser manipuladas están: niveles de azúcar, nitratos, fosfato, reguladores del crecimiento y adición de precursores (Ramachandra-Rao & Ravishankar, 2002).

La adición de precursores ha sido una estrategia popular para el incremento de la producción de metabolitos secundarios en cultivo de tejidos vegetales. El concepto se basa en la idea de que cualquier compuesto, que es un intermediario, durante o al comienzo de la ruta metabólica tiene buenas posibilidades de aumentar el rendimiento final del producto. La suplementación de precursores o compuestos intermediarios al medio de cultivo ha sido efectivo para aumentar la

producción de los metabolitos secundarios en muchos casos (Ramachandra Rao & Ravishankar, 2002).

Muchas plantas producen metabolitos secundarios en la naturaleza como mecanismo de defensa contra el ataque de patógenos, por lo cual la producción de estos se puede ver reprimida en ausencia de una infección. Se ha encontrado que las plantas pueden producir las mismas respuestas que tienen contra los patógenos cuando se ponen en contacto con compuestos de origen patogénico conocidos como elicitores, los cuales son señales que promueven la formación de metabolitos secundarios, la mayoría de estos son de origen fúngico o bacteriano, o constituyen activadores inmunológicos como el metil-jasmonato (Pauwels et al., 2016).

Por otra parte un gran avance en el uso del cultivo de tejidos vegetales para la obtención de metabolitos secundarios es el aislamiento de células meristemáticas del cambium vascular. Estas células son responsables de la producción del floema y xilema primario, además de ser innatamente desdiferenciadas, funcionando por lo tanto como células madre de la planta. Se ha mostrado que este tipo de células funciona para la producción de estos metabolitos llegando incluso a presentar mayor crecimiento y rendimiento que el cultivo de callos (Ochoa-Villarreal et al., 2015).

A sí mismo el cultivo de órganos, en especial de raíz, pueden presentar una contribución significativa a la producción de metabolitos secundarios, principalmente aquellos producidos en este órgano. Entre las ventajas encontradas en el cultivo de raíz están: rápido crecimiento sin necesitar la suplementación externa de auxinas, muchas veces no requieren incubación bajo luz, los rendimientos de producción de metabolitos son bastante estables gracias a su estabilidad genética. Existen varios factores que pueden ser modificados para incrementar la producción de metabolitos secundarios, al igual que con los cultivos de células en suspensión, como los nutrientes en el medio de cultivo y elicitores (Hussain et al., 2012; Ramachandra-Rao & Ravishankar, 2002).

#### **11.4. Cultivo de tejidos vegetales en el Laboratorio de Micropropagación**

Los metabolitos secundarios de plantas son una importante fuente de compuestos activos utilizados en la industria, agricultura y medicina. El cultivo de tejidos

vegetales surge como una alternativa para su producción independiente de las condiciones climáticas, políticas o socioeconómicas de la región de producción, además de proveer una fuente de metabolitos secundarios robusta, eficiente y sustentable.

Posiblemente, la formulación del medio de cultivo de tejidos es más un arte que una disciplina por derecho propio, la experiencia es el mejor maestro en este tipo de trabajo y este es el mejor consejo u orientación que se le puede dar a un principiante.

En el presente capítulo se hace una breve reseña de las especies de plantas que se han cultivado *in vitro* y cuya importancia radica por su valor ornamental, ecológico y/o medicinal.

Algunas de las investigaciones han permitido comparar la presencia de metabolitos secundarios de plantas *in vivo* como *in vitro*; así como la evaluación de su actividad biológica; a continuación se enlista en primera instancia, las diferentes familias de plantas que han sido cultivadas *in vitro* en el Laboratorio de Micropropagación y aquellas en que se ha evaluado actividad biológica y tamizaje fitoquímico.

## 11.5. Establecimiento del cultivo *in vitro*, tamizaje fitoquímico y actividad biológica de diversas familias

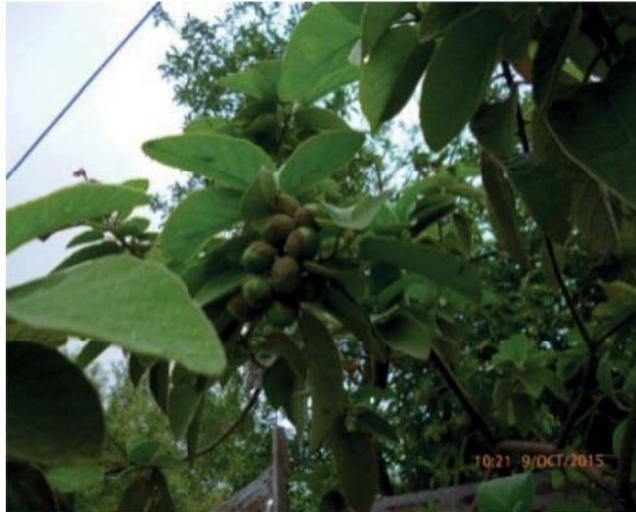
### 11.5.1. *Boraginaceae*

**Especie:** *Cordia boissieri* (De Candolle)

**Nombre común:** Anacahuita

**Descripción:** Árbol pequeño que puede alcanzar alturas alrededor de los 5 m, sus hojas son ovaladas con abundantes tricomas, el fruto posee una piel carnosa, un hueso y de 1 a 2 semillas viables, al estar maduro muestra un color blanco amarilloso hasta alcanzar un tono púrpura (Figura 1).

**Distribución:** es nativa de los estados de Coahuila, Tamaulipas, Nuevo León, San Luis Potosí, y también se encuentra en la parte sur de Texas.



*Figura 1. Cordia boissieri*

**Cultivo *in vitro*:** Como explante se utilizaron semillas de frutos maduros, para la obtención de los embriones las semillas fueron sometidos a diversos métodos de escarificación, siendo el más adecuado el mecánico, los embriones se colocaron en medio de cultivo MS (1962) sin reguladores del crecimiento, bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de  $22 \pm 2^\circ\text{C}$ . Transcurridos dos meses, se obtuvieron plántulas bien desarrolladas (Figura 2).



*Figura 2. Plántula in vitro*

### 11.5.2. *Cactaceae*

**Especie:** *Ariocarpus trigonus* (Schumann in Engle)

**Nombre común:** Chaute o chaotle

**Descripción:** *Ariocarpus trigonus*, se desarrolla en lomas calizas pedregosas, en matorrales rosetófilos, como los encontrados en Doctor Arroyo y Salinas Victoria, Nuevo León y en el Valle de Jaumave, Tamaulipas. Son plantas que sobresalen poco de la superficie del suelo, emergiendo solamente los tubérculos, Figura 3. Tallo de hasta unos 25 cm de altura y 30 cm de diámetro, de color verde amarillento con el ápice muy lanoso. Tubérculos largamente triangular prismáticos, agudos, erectos, de 3 a 8 cm de longitud y 1 a 2.5 cm de anchura, aplanados y lisos adaxialmente, no fisurados, rectos, o muy encorvados hacia adentro, divergentes. Aréolas espiníferas ausentes. Fruto de 7 a 20 mm de longitud y 5 a 10 mm de diámetro, blanquecino o verdoso; semillas pequeñas, con testa tuberculada y negra; hilo grande, basal (Bravo & Sánchez, 1991).

A causa de su limitada distribución, la explotación indiscriminada, su lento crecimiento, la expansión agrícola y de carreteras así como el crecimiento urbano; *A. trigonus* ha sido declarada según la Norma Oficial Mexicana NOM-059-ECOL-2001 (SEMARNAT, 2010), en la categoría de especies amenazadas, lo que significa que podría llegar a encontrarse en peligro de desaparecer a corto o



Figura 3. Planta de *A. trigonus*

mediano plazo, si siguen operando los factores que inciden negativamente en su viabilidad, al ocasionar el deterioro o modificación de su hábitat o disminuir el tamaño de sus poblaciones.

**Distribución:** La distribución geográfica de *A. trigonus* (Weber) K. Shumann, se restringe a una porción en el norte de México, en los estados de Tamaulipas, Coahuila, San Luis Potosí y Nuevo León y en el sur de Estados Unidos de América en el estado de Texas.

**Cultivo *in vitro*:** Para el cultivo *in vitro* de esta especie se empleó, como explante semillas, y como medio de cultivo, el MS, adicionado con vitaminas, fuente de carbono y gelificante. Las semillas fueron escarificadas en ácido sulfúrico al 50%, con tiempos de exposición de: 15 min (T1), 20 min (T2) y 25 min (T3), luego fueron desinfectadas mediante el siguiente procedimiento: alcohol etílico absoluto por 1 min, seguido de una inmersión en cloro comercial al 20% por 20 min y luego ser lavadas en agua estéril, se sembraron en medio MS (1962), empleando dos tratamientos M1 (MS adicionado con BAP 2 mg/L y K 1mg/L) y M2 (MS sin reguladores), bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de 22+/- 2°C. Las plántulas de *A. trigonus* emergieron rompiendo la testa de las semillas solo en el medio adicionado con reguladores de crecimiento se observó un porcentaje menor de germinación que en el medio sin reguladores. Las plántulas adquirieron una forma alargada o redonda de color verde muy claro, algunas se transformaron a callos (Figura 4). Mientras que otras empezaron a tomar la forma típica



Figura 4. Desarrollo de callo de *A. trigonus*



Figura 5. Plántula de *A. trigonum*

de la planta, formaron tubérculos en la parte superior, (Figura 5). Los cambios morfogénéticos observados fueron similares para los tres tratamientos empleados, independientemente del empleo o no empleo de reguladores en el medio (Martínez Iturralde, 2009).

**Especie:** *Astrophytum ornatum* (DC.) Britton & Rose

**Nombre común:** Liendrilla

**Descripción:** Es una planta toneliforme de hasta 160 cm de altura y 30 cm de diámetro. Su tallo es de color verde grisáceo provisto de estigmas, constituidos por tricomas blancos, principalmente en los individuos jóvenes; presentan de 5 a 8 costillas agudas y espiraladas, presentan de una a dos espinas centrales y de 6 a 10 radiales, (Figura 6) (Jiménez-Sierra, Rocha-Huerta & Mendoza-Moreno, 1991).

**Distribución:** San Luis Potosí, Guanajuato, Querétaro e Hidalgo (Guzmán, Arias & Dávila, 2003).

**Cultivo *in vitro*:** A partir de plántulas germinadas *in vitro* de 1 a 2 cm de longitud (5 meses de edad) se obtuvieron los explantes, los cuales fueron sembrados

2 por frasco con medio MS al 100% adicionado con  $2 \text{ mgL}^{-1}$  de K, pH de 5.7, agar 8 g/L y sacarosa 30 g/L (medio de inducción), bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de  $22 \pm 2^\circ\text{C}$ . Logrando la proliferación masiva de brotes (Figura 7) (Crisóstomo, 2009).



*Figura 6. Planta de A. ornatum*



*Figura 7. Planta regenerada A. ornatum*

**Especie:** *Coryphantha odorata* (Boedeker)

**Nombre común:** Biznaga partida olorosa (SEMARNAT, 2010)

**Descripción:** Son plantas que forman agregados irregulares, los tallos pueden ser globosos o cortos y cilíndricos, de un color verde oscuro, de aproximadamente 3 cm de diámetro. Los tubérculos tienen los extremos romos, cilíndricos y suaves. Las espinas centrales son de 1 a 6, fuertes, algunas con el extremo en gancho, color amarillo, rojizo o café. Las espinas radiales de 7 a 9, de color blanco. Flores blancas, cremas o amarillentas. Frutos cilíndricos de color verde oscuro o marrón (Figura 8) (Anderson, Barthlott & Brown, 2001).

**Distribución:** Es endémica de México, habita los estados de San Luis Potosí, Nuevo León y Tamaulipas. (Anderson et al., 2001).

**Cultivo *in vitro*:** Se realizó el establecimiento del cultivo *in vitro*, empleando como explantes, semillas obtenidas de frutos frescos, las semillas se sometieron a un proceso de desinfección, a base de una inmersión rápida en alcohol etílico al 100% durante 10 s, seguido de un lavado en solución de cloro comercial al 20% con unas gotas de Tween 20 durante 15 min, para finalizar con un lavado con



Figura 8. Planta de *C. odorata*



Figura 9. Plántulas germinadas *in vitro*

agua bidestilada estéril. Se empleó medio Murashige y Skoog (1962), sin reguladores y los cultivos bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de 22+/- 2°C teniendo un 95% de germinación, obteniendo plántulas bien desarrolladas y con raíces ramificadas (Figura 9). El tamizaje fitoquímico de los extractos de plantas *in vitro* muestran la presencia de insaturaciones, grupos carbonilo, carbohidratos, sesquiterpenlactonas, flavonoides y alcaloides (Pérez Gutiérrez, 2012).

**Especie:** *Ferocactus herrerae* (J.G Ortega)

**Nombre común:** Cactus de barril, Lengua del demonio, Ferocacto, Teocomite

**Descripción:** Es una planta que inicia su crecimiento de forma globular, de color verde, con 7 espinas centrales y al menos 1 plana y más larga, las radiales con aspecto de cerdas, en estado adulto normalmente tienen alrededor de 13 costillas. Al desarrollarse adquiere la forma típica de barril y produce abundantes flores de color amarillo entre primavera y verano, formando frutos carnosos verde y amarillos (Figura 10). Este cactus crece en forma globular hasta un tamaño máximo, en estado adulto mide hasta 50 cm de diámetro y 2 m de alto.

**Distribución:** Es una cactácea endémica de México (Sonora y Sinaloa).

**Cultivo *in vitro*:** Para su propagación se emplearon semillas de esta especie, las cuales se sometieron a un proceso de desinfección consistente en un lavado en agua corriente, inmersión en cloro comercial 15% por 15 min, y lavado en agua estéril, fueron sembradas en medio MS (1962) bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de 22+/- 2°C, obteniendo germinación y teniendo un desarrollo de plántulas vigorosas, con raíz bien desarrollada, y una posterior diferenciación a callo (Figura 11).



Figura 10. Fructificación de *Ferocactus herrerae*



Figura 11. Plántula con diferenciación a callo *F. herrerae*

---

**Especie:** *Hylocereus undatus* Haworth (Britton y Rose)

**Nombre común:** Pitahaya (Jalisco, Yucatán), pitahaya orejona» (Oaxaca), tasajo (Durango), junco tapatío, chacán y zacamb (Yucatán) reina de la noche (Sinaloa) Chak-wob (Yucatán)

**Descripción:** Morfológicamente la planta presenta tallos largos segmentados y ramificados, su color es verde intenso, desarrollando numerosas raíces aéreas con las que se fijan a los muros y árboles por los que trepan. Alcanzan una altura de hasta 5 metros y un diámetro de hasta 6 cm. Cada segmento puede tener una longitud de 50 cm; está conformado por tres costillas muy pronunciadas (Figura 12). Presenta aréolas con espinas en número de 1 a 3 cortas y gruesas. Con flores grandes, hasta 30 cm. de longitud de color blanco en el interior y amarillo verdosas en el exterior con tintes purpúreos. Florecen desde agosto hasta septiembre, y crecen en suelo compuesto, añadido de un 25% de mantillo



Figura 12. Planta de *Hylocereus undatus*

de hojas o turba enriquecida. Su fruto es oblongo, de 10 a 12 cm. de diámetro, rojo purpúreo, con grandes escamas foliáceas más o menos caducas al madurar, es comestible y tiene pulpa blanca. Semillas pequeñas y negras (Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Distribución:** El origen de *Hylocereus* spp. son los bosques tropicales y subtropicales de México y Centro y Sudamérica (incluyendo el sur de México, el lado del Pacífico de Guatemala, Costa Rica, El Salvador, Venezuela, Colombia, Ecuador, Curaçao, Nicaragua, Panamá, Brasil y Uruguay). Desde su centro de origen la pitahaya se ha dispersado hacia América tropical y subtropical, Asia, Australia y el Medio Oriente, siendo *H. undatus* la especie más cosmopolita (Gunasena, H P Pushpakumara, D K Kariyawasam, 2007).

**Cultivo *in vitro*:** Se germinaron semillas de *H. undatus*, en medio Murashige y Skoog 1962, empleando 10% de sacarosa como fuente de carbono, las semillas fueron obtenidas de frutos maduros y para su desinfección se lavaron en agua corriente, luego se pasaron a una inmersión rápida en alcohol étílico absoluto (10 s), después a una solución Hipoclorito de sodio comercial a 15% v/v, con Tween 20 por 15 min y posteriormente fueron enjuagadas con agua estéril dentro de la campana de flujo laminar. Las semillas se colocaron en frascos de 250 mL con medio y se mantuvieron las condiciones de luz y temperatura constantes. (12h luz y 22°C+/-2°C). Se logró un 80% de germinación, desarrollándose plantas completas, con raíz y brote bien proporcionado morfogénicamente (Figura 13).



Figura 13. Plántulas *in vitro* de *H. undatus*

**Especie:** *Mammillaria beyderi* (Fr. Muehlenpfordt)

**Nombre común:** Biznaga chilitos

**Descripción:** Tallo simple hemisférico o subgloboso, que mide entre 8 a 30 cm de diámetro y de 3 a 10 cm de altura. Sus tubérculos están dispuestos en 13 y 21 series de espinas. Las plantas de esta especie son redondeadas en el ápice y generalmente tienen las axilas desnudas, sus areolas son redondeadas con espinas radiales de 7 a 22 o 24, delgadas aciculares de menos de 0.5 mm de diámetro (Figura 14).

En cuanto a las flores, estas son acampanuladas de 25 a 35 mm de longitud de color crema casi blanco, crema rosado pálido o crema verdoso pálido (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991).

**Distribución:** Limitada ya que sólo se encuentra en Estados Unidos (Texas y Arizona) y en México (Sonora, Tamaulipas, Zacatecas y San Luis Potosí) (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991).

**Cultivo *in vitro*:** Se utilizaron semillas de *M. beyderi* que fueron sembradas en medio de cultivo Murashige y Skoog (1962) sin reguladores de crecimiento, lo



Figura 14. Planta de *M. beyderi*



Figura 15. Plántula *M. heyderi* cultivada *in vitro*

que permitió que se obtuviera una capacidad de germinación del 100% de las semillas, obteniéndose plántulas globosas de un color verde, cuya parte posterior se alarga, y desarrollan una raíz larga y única (Figura 15) (Aceves-Agüero, 2013).

**Especie:** *Ariocarpus kotschoubeyanus* (Lem) K. Shum

**Nombre común:** Pezuña de venado, Pata de venado

**Descripción:** Es una planta simple. Tallo ancho napiforme, casi enterrado, con la porción aérea apenas emergiendo de la superficie del suelo, de unos 7 cm de diámetro; porción subterránea anchamente napiforme, casi globosa, gruesa y carnosa, con algunas raíces gruesas y fibrosas. Tubérculos dispuestos en 5 y 8 series espiraladas, aquillados dorsalmente, con la superficie ventral aplanada y rugosa, triangulares, agudos, relativamente pequeños para el género, casi tan largos como anchos, de 5 a 13 mm de longitud y 3 a 10 mm de anchura, llevando el surco longitudinal medio desde la punta hasta la base del tubérculo, lanoso; superficie de color verde grisáceo (Figura 16). Aréolas floríferas situadas en el surco areolar en la base de los tubérculos, provistas de abundantes tricomas largos y sedosos. Flores brotando de las aréolas floríferas de los tubérculos jóvenes en el ápice del



Figura 16. Planta de *A. kotschoubeyanus*

tallo, de 2.5 a 3 cm de longitud; pericarpelo y receptáculo desnudos; segmentos exteriores del perianto escasos, obtusos, verdosos con tinte castaño; segmentos interiores del perianto oblanceolados, obtusos o apiculados, a veces algo retusos, de cerca de 2 cm de longitud, de color rosa claro hasta carmín, con la franja media más oscura; filamentos blancos; anteras pequeñas, amarillas; granos de polen entre 60 y 65  $\mu$  de diámetro; estilo blanco; lóbulos del estigma 4 a 6, blancos. Fruto claviforme, de 5 a 18 mm de longitud y 1 a 3 mm de diámetro, rojizo hasta rosado. Semillas de 1 mm de longitud, ovoides, negras y tuberculadas (Bravo & Sánchez, 1991).

**Distribución:** Se encuentra en los estados de Querétaro, San Luis Potosí, Zacatecas, Nuevo León y Tamaulipas, creciendo en planicies y colinas bajas, ya sea en suelos calcáreos y pedregosos o arcillosos. (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991), la han encontrado en una planicie aluvial situada cerca de entronque El Huizache, San Luis Potosí, en Querétaro y en San Hipólito, a 29 km de W de Saltillo, Coahuila, creciendo juntamente con *Epithelantha micromeris* var. *greggii*, *Coryphantha poselgariana*, *Mammillaria roseoalba*, *Opuntia moelleri*, *Astrophytum capricorne*, *Leuchtenbergia principis*, etcétera.

**Tamizaje fitoquímico:** Los extractos metanólicos de *A. kotschoubeyanus* presentan: insaturaciones, grupo carbonilo, oxhidrilos fenólicos, esteroides y triterpenos, cumarinas, lactonas, sesquiterpenlactonas, flavonoides y alcaloides (Rodríguez-Garza, 2010; Treviño-Neávez, 2009).

**Actividad biológica:**

- Actividad bactericida fue relevante sobre bacterias de importancia medica: *Staphylococcus aureus* y *Shigella flexneri*.
- La actividad antifúngica sobre hongos dermatofitos de importancia médica *Microsporium gypseum*, *M. nanum*, *Tricophyton mentagrophytes*, *T. tonsurans*, *M. canis*, *M. cookei*, no fue relevante.
- Toxicidad sobre nauplios de *Artemia salina* con una  $DL_{50} = 1863.3 \mu\text{g/mL}$ .
- Actividad sobre el cultivo axénico *in vitro* de *E. histolytica* HM1-IMSS con una  $CI_{50}$  de  $2.6 \mu\text{g/mL}$ .
- La actividad antirradical al reducir el radical DPPH con una  $CE_{50} = 335.4 \mu\text{g/mL}$  (Rodríguez-Garza, 2010; Treviño et al., 2012; Treviño-Neávez, 2009).

**Especie:** *Ariocarpus retusus* Sheidlweiler

**Nombre común:** Chaute, Peyote cimarrón

**Descripción:** Plantas de 12 cm de altura y 10 a 25 cm de diámetro, de color verde azulado o grisáceo tallos muy enterrados y globosos. Tubérculos triangulares, atenuados hacia el ápice, a veces con éste prolongado en forma de un mucrón angostamente cónico, superficie convexa o casi plana, algo indurada y más o menos arrugada, no fisurados, de 1.5 a 4 cm de longitud y 1 a 3.5 cm de anchura, casi tan largos como anchos (Figura 17). Aréolas espiníferas en la punta de los tubérculos o casi así, muy pequeñas, circulares, como de 1 a 5 mm de diámetro, con algo de lana y a veces con algunas espinas diminutas; aréolas floríferas cerca de la axila de los tubérculos y lanosas. Flores en las aréolas floríferas de los tubérculos jóvenes del ápice de la planta, de 4 a 5 cm de diámetro, y hasta 4.5 cm de longitud; segmentos exteriores del perianto blanquecinos, ocasionalmente con la línea media rojiza, de 1.2 a 2 cm de longitud y 5 a 8 mm de anchura, segmentos interiores del perianto lanceolados, acuminados, como de 2 cm de longitud y 5 a 9 mm de anchura; estambres numerosos; filamentos blanquecinos; anteras de color amarillo oro; granos de polen entre 80 y 85 micras; estilo blanco; lóbulos



Figura 17. Planta de *A. retusus*

del estigma 7 ó más. Fruto ovoide, de 10 a 25 mm de longitud, blanco verdoso hasta rosado pálido, liso ampliamente umbilicado, conserva los restos secos del perianto (Bravo & Sánchez, 1991).

**Distribución:** Se encuentra en los estados de Coahuila, Nuevo León, Zacatecas, Tamaulipas y San Luis Potosí. Ha sido colectada cerca de Saltillo, Coahuila, Monterrey; Nuevo León; Hacienda de Cedros, Zacatecas; Valle de Jaumave, Tamaulipas; Matehuala y San Luis Potosí. Crece en colinas calizas y pedregosas, rara vez yesosas, en matorrales rosetófilos donde son comunes: *Agave stricta*, *Yucca carnerosana*, *Dasyllirion sp.* (Bravo & Sánchez, 1991).

**Tamizaje fitoquímico:** Extractos metanólicos de *A. retusus* presenta: insaturaciones, grupo carbonilo, oxhidrilos fenólicos, esteroides y triterpenos, cumarinas, lactonas, sesquiterpenlactonas, flavonoides y alcaloides (Rodríguez Garza, 2010).

**Actividad biológica:**

- Actividad antifúngica del tallo sobre las cepas de hongos dermatofitos (*Microsporium gypseum*, *M. nanum*, *Tricophyton mentagrophytes*, *T. tonsurans*, *M. canis*, *M. cookei*) a 125 mg/mL.

- La actividad amebicida del tallo sobre el cultivo axénico *in vitro* de *E. histolytica* HM1-IMSS con una  $CI_{50}$  de 0.2  $\mu\text{g}/\text{mL}$ .
  - Actividad antirradical con DPPH no fue relevante.
  - Actividad bactericida de tallo y raíz de *A. retusus* mostraron actividad contra *B. subtilis* y *B. cereus*, no así para *Salmonella typhi* (Rodríguez Garza, 2010).
- 

**Especie:** *Astrophytum capricorne* (a Dietrich) Britton y Rose

**Nombre común:** Cuerno de cabra

**Descripción:** Tallo subgloboso o cortamente cilíndrico, hasta de 25 cm de altura y cerca de 10 cm de diámetro, al principio globoso, después ovoide hasta alargado. Costillas 7 u 8, altas y agudas, con la superficie provista de estigmas blancos, más o menos numerosos. Aréolas grandes, distantes entre sí 2 a 3 cm, con fieltro castaño. Espinas desde alrededor de 6 hasta cerca de 20, algunas gruesas, más o menos aplanadas, suaves, torcidas o recurvadas, de color rojizo, negruzco o ceniciento, largas, de 3 a 10 cm de longitud. Flores de 6 a 7 cm de longitud, que abren ampliamente; segmentos exteriores del perianto rojizos, con el ápice mucronado; segmentos interiores del perianto de color amarillo con la base anaranjado rojiza, espatulados, con el ápice agudo o acuminado, con el margen entero o más o menos dentado; estambres numerosos; estilo delgado, de color crema; lóbulos del estigma 5 a 9, lineares, de color crema (Figura 18). Fruto pequeño, con escamas pungentes y axilas lanosas. Semillas de 2.5 mm de espesor, brillantes (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991; Gómez Sánchez, 2001).

**Distribución:** Se encuentra en los estados de San Luis Potosí, Coahuila y Nuevo León. Ha sido anotada por Matuda y Schwarz de San Luis Potosí; por el ingeniero G. Aguirre Benavides, del Cerro de la Paila, Laguna de Mayrán y San Pedro de las Colonias, en Coahuila, y por la autora, entre Saltillo y Monterrey. Se cultiva únicamente por semillas. Las gruesas semillas, frágiles germinan rápidamente sin presentar dificultades su cultivo. Sustrato estándar (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991; Gómez Sánchez, 2001).



Figura 18. Planta de *A. capricorne*

**Cultivo *in vitro*:** El proceso de escarificación de semillas de *A. capricorne* con  $H_2SO_4$  al 15% por 5 min, indujo germinación, mientras que la inducción de callo se logró en medio Murashige y Skoog (1962) sin reguladores (Garza Padrón, 2010).

**Tamizaje fitoquímico:** En los extractos metanólicos de tallo y callo de *A. capricorne* se determinó la presencia de insaturaciones, oxidrilos fenólicos, carbohidratos, sesquiterpenlactonas, alcaloides, mientras que el extracto metanólico de tallo, además presentó grupos carbonilo, triterpenos, flavonoides y saponinas (Garza Padrón, 2010).

**Actividad biológica:**

- La actividad antimicrobiana sobre *Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis*, *Candida albicans*, *Escherichia coli*, *Klebsiella sp.*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella sp.*, *Serratia marsecens* y *Staphylococcus aureus*, fué negativa, con los extractos metanólicos de tallo y callo.

- Toxicidad con el bioensayo de letalidad sobre *A. salina*, los valores obtenidos de la  $DL_{50}$  en los dos extractos metanólicos de callo y tallo, fueron mayores de 1,500  $\mu\text{g}/\text{mL}$ , por lo tanto no son tóxicos.
- Actividad amebicida la concentración de inhibición media ( $CI_{50}$ ) sobre *Entamoeba histolytica* de los extractos metanólicos de tallo y callo fue de 100 y 440  $\mu\text{g}/\text{mL}$ , respectivamente.
- La actividad antioxidante de los extractos metanólicos para tallo y callo con una Concentración efectiva media ( $CE_{50}$ ) de 302.86 y 274.06  $\mu\text{g}/\text{mL}$ , considerándose baja la actividad secuestradora de radicales (Garza Padrón et al., 2010).

**Especie:** *Astrophytum myriostigma* Lemaire

**Nombre común:** Mitra, Bonete de obispo

**Descripción:** Tallo simple o cespitoso, globoso hasta cilíndrico, de 10 a 60 cm de altura y de 10 a 20 cm de diámetro. Costillas generalmente 5 pero en algunas plantas hay 3, 4 o 6 y hasta 8, anchas y más o menos pronunciadas y con aristas desde muy agudas hasta ligeramente redondeadas, con surco bien marcado; superficie cubierta de diminutas borlas de pelos estrellados, blancos, que proporcionan a la planta un aspecto ceniciento, a veces este revestimiento falta, tegumentos muy duros. Aréolas próximas, distantes entre sí 8 a 15 mm, circulares, pequeñas, de unos 3 mm de diámetro, lanosas. Espinas ausentes. Flor campanulada, de 4 a 6 cm de longitud, de color amarillo claro con tinte rojo en el centro; pericarpelo y tubo receptacular con escamas imbricadas, angostas, con el ápice escarioso, frecuentemente terminado por un mucrón; axilas de las escamas lanosas; segmentos del perianto angostos, acuminados, con la punta escariosa, de color castaño; segmentos interiores del perianto angostos y acuminados (Figura 19). Fruto globoso-alargado, verde, se abre al madurar en forma de estrella. Semillas naviculares; hilo muy amplio; testa casi negra, brillante, papilosa, de 3 mm de longitud y 2 mm de espesor (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991; Gómez Sánchez, 2001).

**Distribución:** Se encuentra ampliamente distribuida en matorrales rosetófilos en los estados de San Luis Potosí, Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas. En San Luis



Figura 19. Planta de *A. myriostigma*

Potosí ha sido colectado en Matchuala; en Coahuila, entre Saltillo y Eagle Pass; en Nuevo León, en Doctor Arroyo; en Tamaulipas, cerca de Jaumave y Tula. Se reproduce únicamente por semillas con fácil proceso y crecimiento rápido. Cultivar a pleno sol en un sustrato estándar, regando normalmente durante el período de vegetación (Anderson et al., 2001; Bravo & Sánchez, 1991; Gómez Sánchez, 2001).

**Cultivo *in vitro*:** La obtención de callo a partir de explantes de tallo de *A. myriostigma* se logró en medio Murashige y Skoog (1962) adicionado con 2 mg/L de Bencilaminopurina (Garza Padrón, 2010).

**Tamizaje fitoquímico:** En los extractos metanólicos de tallo y callo se encontraron: insaturaciones, triterpenos, carbohidratos, alcaloides, el extracto metanólico de callo, también fué positivo para oxidrilos fenólicos, triterpenos y flavonoides (Garza Padrón, 2010).

**Actividad biológica:**

- Toxicidad sobre *A. salina* con una  $DL_{50}$  de callo y tallo, fueron mayores de 1,500  $\mu\text{g}/\text{mL}$ , por lo tanto no presentan toxicidad.

- La actividad antimicrobiana sobre *Bacillus cereus*, *Bacillus subtilis*, *Candida albicans*, *Escherichia coli*, *Klebsiella sp.*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella sp.*, *Serratia marsescens* y *Staphylococcus aureus*, fue negativa.
- La actividad antioxidante con DPPH con una Concentración efectiva media (CE<sub>50</sub>) de 199.19 µg/mL para callo.
- La actividad amebicida sobre *Entamoeba histolytica* con una concentración de inhibición media (CI<sub>50</sub>) de tallo y callo de *A. myriostigma* fueron de 27 y 55 µg/mL, respectivamente (Garza Padrón et al., 2010).

**Especie:** *Echinocereus stramineus* Engelm

**Nombre común:** Pitaya fresa, Pitaya

**Descripción:** Pertenece a la subfamilia Cactoideae. En este taxón se agrupan las cactáceas monoarticuladas, no arbustivas, de tallos en su mayoría pequeños, globosos a cilindroides. A su vez, pertenece a la Tribu Equinocerae (Britton *et.* Rose) en el cual se agrupan todas las plantas que se presenten como arbustos bajos, muy ramosos, con ramas delgadas y densamente espinosas, o plantas casi siempre integradas por un tallo único o multiarticulado, corto, globoso, hasta cilíndrico, de consistencia suave, en ambos casos provistos de costillas más o menos numerosas, con aréolas casi siempre muy espinosas. Flores conspicuas, diurnas, coloridas, radiadas, campanuladas; pericarpelo pequeño, tubo receptacular generalmente más corto que el perianto ambos con numerosas aréolas provistas de pequeñas escamas paulatinamente mayores hacia el perianto que llevan espinas y lana (Figura 20). El fruto presenta numerosas aréolas espinosas, caducas. Todas estas son plantas que forman conglomerados más o menos hemisféricos, hasta de 1 a 2 m de diámetro. Tallos ovado-cilíndricos, algo angostados hacia el ápice, de 12 a 25 cm de longitud y de 3 a 7 cm de diámetro, ocultos por las espinas. Costillas 11 a 13, con el borde angosto y algo tuberculado; surcos intercostales profundos. Aréolas pequeñas, circulares, distantes entre sí 1 a 2 cm, con lana blanca cuando jóvenes. Espinas blancas hasta de color paja con tinte rosado o castaño, traslúcidas, desde delgadas hasta de grosor medio, bulbosas en la base. Espinas radiales 7 a 14, de 1 a 4 cm de longitud, de tamaño variable, aún en la misma aréola, de sección redondeada, rectas o algo curvas. Espinas centrales de 2 a 5, de 9 cm de longitud, de sección redondeada o



Figura 20. Planta de *E. stramineus*

ligeramente aplanada, delgadas en relación con su longitud, algo más oscuras que las radiales, rectas o curvas, la inferior generalmente por recta en tanto que las otras se extienden en todas direcciones entrelazándose con las de las aréolas vecinas. Flores muy grandes, de 10 a 12 cm de diámetro, de color rojo púrpura; segmentos exteriores del perianto 10 a 15, de color rosa, con el centro verdoso; segmentos interiores del perianto 15 a 20, más largos que los exteriores, con la base angosta, ensanchándose hacia el ápice, de cerca de 12 mm de anchura hacia la punta, abajo rojo purpúreo y gradualmente rosados hacia arriba, con el margen más o menos dentado y el ápice obtuso y eroso; escamas del pericarpelo y del tubo receptacular con axilas provistas de 2 a 5 espinas setosas, cortas y blancas; filamentos cortos y rojos; anteras amarillas; estilo largo, rojo; lóbulos del estigma 10 a 13 verdes. Flores abundantes en primavera. Fruto globoso, de 3 a 4 cm de diámetro, rojo, al principio espinoso y después desnudo, comestible. Semillas de 1.5 mm de diámetro, algo oblicuas. Existen dos variedades: *E. stramineus* var. *stramineus* y *E. stramineus* var. *conglomeratus* (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Distribución:** Nuevo México y sur de Texas, y Coahuila, Chihuahua y Nuevo León.

**Tamizaje fitoquímico:** El extracto metanólico del tallo en esta planta resultó negativo para la mayoría de las reacciones, solo fue positivo para insaturaciones

y alcaloides, mientras que la parte basal solo resultó negativa para lactonas. Se estudió el extracto metanólico parte basal por ser el de mayor polaridad y dar positivo a la mayoría de las pruebas (Treviño Neávez, 2009).

### Actividad biológica:

- Actividad tóxica con una  $DL_{50}$  de 800  $\mu\text{g}/\text{mL}$  sobre *Artemia salina* lo que permite suponer que esta especie puede presentar compuestos activos (McLaughlin, Rogers & Anderson, 1998; Meyer et al., 1982; Treviño Neávez, 2009).
- La actividad amebicida contra *E. histolytica*, fue relevante con un  $IC_{50}$  25.33  $\mu\text{g}/\text{mL}$ .
- La actividad antioxidante fue relevante con valor inferior a 50 ppm.
- Actividad bactericida sobre bacterias de importancia médica: *Bacillus cereus*, *Citrobacter freundii*, *Enterobacter aerogenes*, *E. cloacae*, *Escherichia coli*, *Hafnia alves*, *Listeria monocitogenes*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella typhi*, *Serratia marcescens*, *Shigella flexneri*, *Staphylococcus aureus* y *Streptococcus faecalis*, no presentó actividad relevante (Treviño Neávez, 2009).
- Actividad fungicida no presentó actividad contra las cepas de hongos dermatofitos *M. gypseum*, *M. canis*, *M. nanum* y *M. cookei* a las concentraciones evaluadas (Treviño N. et al., 2012).

**Especie:** *Lophocereus schottii* (Engelmann) Britton y Rose

**Nombre común:** Músaro, senita, cardona, sina, muzue

**Descripción:** Plantas arborescentes o en forma de matorrales con pocas o numerosas ramas que salen desde la base (en la var. *australis* de un tronco corto y en parte media de otras ramas). Costillas de las ramas jóvenes 4 a 10, en las ramas maduras 5 a 13. Aréolas inferiores pequeñas, ovales, ligeramente lanosas, de 3 a 5 mm de ancho; espinas 1 a 15, de 2 a 10 mm de largo, grises o morenas. Aréolas superiores circulares o elípticas, más anchas que largas, de 7 a 15 mm de ancho, densamente lanosas; espinas 20 a 75, de 3 a 7 y hasta 11 cm de largo, ligeramente aplanadas, torcidas, setosas, en fascículos compactos. Flores infundibuliformes,

hasta como de 4 cm de largo y 3 cm de ancho, blanquecinas o con tinte rosa. Fruto rojo, carnoso, globoso hasta ovalado u oblongo, de 1 a 3 cm de ancho, con pulpa roja. Semillas pardas, casi negras, brillantes, ovaladas, de 2 a 3 mm de largo y 1.5 a 2 mm de ancho, hilo casi basal (Figura 21) (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Distribución:** En cuanto a su distribución, según Bravo Hollis y Sánchez Mejorado (1978), es en el desierto Crasicaule que comprende el norte del estado de Sonora hasta Arizona; es una área donde abundan las cactáceas, de ahí el nombre de crasicaule, también se halla distribuida en el sur del desierto sarcófilo (donde abundan plantas con hojas carnosas) que comprende el tercio medio de la Península de Baja California y en el desierto arbocrassicaulescente que comprende el tercio inferior de la Península de Baja California y en menor grado en los valles de la selva baja caducifolia espinosa (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Cultivo *in vitro*:** el establecimiento del cultivo *in vitro* en esta especie se logró a partir de aréolas laterales y de semillas. Morales Rubio (2006) obtuvo callo a partir de areolas, que fueron desinfectadas mediante lavados en agua corriente y luego se procedió a darles una inmersión rápida en alcohol etílico absoluto (10 s),



Figura 21. Planta en fructificación de *Lophocereus schottii*



Figura 22. Callo de *L. schottii* a partir de areólas

para pasarlos a una solución de cloro comercial 15% (v/v) con unas gotas de tween 20 por 10 min, luego un lavado con agua estéril en la CFL. Se sembraron en un medio MS adicionado con BAP 2 mg/L y K 1 mg/L y 50 mg/L de ácido ascórbico se colocaron bajo condiciones de 12 h luz y temperatura controlada 22+/-2°C. (Figura 22).

También se probó el establecimiento aséptico, empleando semillas. La germinación *in vitro* y respuesta morfogénica de *Lophocereus schottii* se llevó a cabo en el medio de cultivo Murashige y Skoog (1962), donde se determinó el 100% de germinación para el tratamiento sin reguladores del crecimiento y 94% para el adicionado con Bencilaminopurina 1 mg/L y ácido indolbutírico 0.5 mg/L. Transcurridos 2 meses, las plántulas en el tratamiento 1 mostraron una raíz larga y ramificada, un brote único, alargado con areolas pequeñas, redondeadas y con espinas conspicuas callo (Figura 23a). Mientras que el tratamiento 2 se observa una raíz muy corta y engrosada, el brote también es único, pero se ha engrosado con areólas prominentes, engrosadas, con espinas pequeñas y abundantes tricomas lanosos, además se puede apreciar que el tejido comienza a diferenciarse a callo (Figura 23b) (Garza Padrón et al., 2012). García Davis (2012) realizó cortes transversales y longitudinales a plántulas de dos años de edad para determinar la producción de brotes, la siembra se realizó en medio MS (1962), con un mg/L de cinetina, observando la mayor proliferación de brotes en los cortes transversales, pero también mayor oxidación (Figura 24).

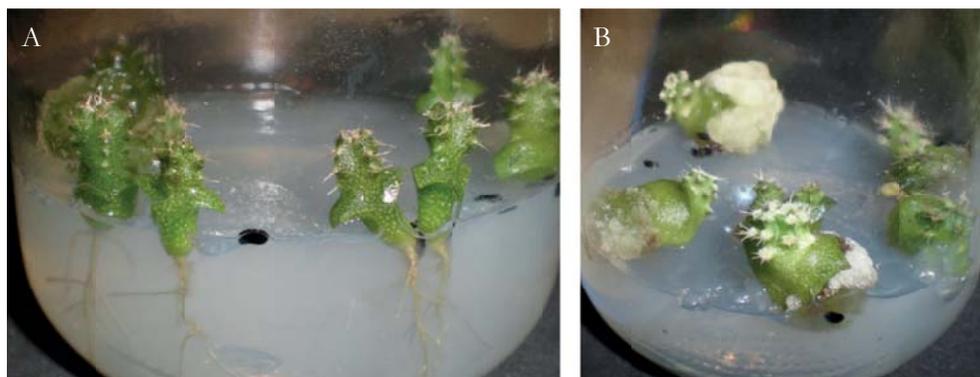


Figura 23. A. Germinación *in vitro* de *L. schottii*. B. Callo partir de plántula

**Tamizaje fitoquímico:** La presencia de oxidrilos fenólicos, lactonas, esteroides y metilesteroides, flavonoides, triterpenos, alcaloides y saponinas, para el extracto acuoso de tallo de *L. schottii*; mientras que el extracto metanólico de tallo de *L. schottii* sólo presentó sesquiterpenlactonas y alcaloides (Morales Rubio, 2006).

**Actividad biológica:**

- Actividad antibacteriana fue relevante sobre *Salmonella typhi*, *Enterobacter aerogenes* y *Listeria monocitogenes*.



Figura 24. Inducción de brotación a partir de cortes longitudinales de plántulas de *L. schottii*

- Actividad tóxica sobre *A. salina*. con una LD<sub>50</sub> 64.57 µg/mL. (Morales-Rubio, 2006).
- Citotoxicidad sobre las células MCF-7, con una IC<sub>50</sub>. >100 µg/mL. (Morales-Rubio, 2006).
- Citotoxicidad del extracto metanólico de tallo contra células HeLa con una CI<sub>50</sub> de 11.44 µg/mL y con el acuoso de tallo con una CI<sub>50</sub> de 86.44 µg/mL (Morales-Rubio, 2006).
- Actividad amebicida del extracto metanólico (callo) contra *E. histolytica* bajo condiciones axénicas *in vitro* con una CI<sub>50</sub> menor con 19.5 µg/mL (Morales-Rubio et al., 2010)
- Capacidad antioxidante de los extractos metanólicos se demostró por diferentes métodos (E. Morales-Rubio, Treviño-Neávez & Viveros-Valdez, 2010).

**Especie:** *Stenocereus gummosus* (Engelmann) Gibson & Horak

**Nombre común:** Pitaya agria, Pitayo agrio

**Descripción:** Arbusto semi-erecto que forma matorrales como de 10 m o más de diámetro, de 1 a 3 m de alto, con ramificación abierta desde abajo, los tallos se inclinan generalmente del mismo lado o son semiprostrados (Martínez, 1994). Ramas de 5 a 8 cm de diámetro bajas, obtusas, color verde oscuro. Costillas 8, rara vez 7. Aréolas más bien grandes, distantes entre sí como por 2 cm. Espinas gruesas; radiales 8 a 12, redondeadas o algo aplanadas, como de 8 a 15 mm de largo, espinas centrales 3 a 9, gruesas y fuertemente aplanadas, todas de color gris, con la punta ligeramente más oscura. Una de las espinas centrales es más larga que las otras (4 cm de largo) (Figura 25). Todas las especies que fueron estudiadas por Gibson y Horak; presentan cristales (cuerpos de silicatos) en la piel y la corteza del tallo altamente mucilaginoso). Flores, una en cada aréola, de color blanco fragantes y nocturnas con apertura en una única noche, principalmente entre julio y septiembre, de 10 a 15 cm de largo. Su fruto es ovoide hasta globoso, de 6 a 8 cm de diámetro, color rojo brillante, espinoso, las aréolas caen cuando el fruto madura, pulpa jugosa, de color rojo intenso, de sabor agradable y algo



Figura 25. Planta de *S. gummosus*

agridulce. Las semillas negras, oblicuamente reniformes, con hilo lateral hundido en la parte más angosta (Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978; Mercado B & Granados S, 1999; Molina-Freaner, Tinoco-Ojanguren & Niklas, 1998; Pizzetti, 1985; Vázquez, Ochoa & Fort, 1993).

**Distribución:** Planta dominante en muchas zonas desérticas que tiene una distribución muy amplia en la Península de Baja California e islas adyacentes del Golfo de California, como: Isla Tiburón, Isla Tortuga e Isla Ángel de la Guarda. Se encuentra desde el norte de Ensenada, aparece en la región de Vizcaíno, Magdalena, Santa Rosalía, Bahía Concepción, San Ignacio, hasta un poco al norte de Todos Santos y La Paz. Ningún otro cacto ocupa una extensión mayor en la península. También se desarrolla en las franjas angostas de los litorales de Sonora desde El Desemboque hasta Cerro Prieto y norte de Sinaloa (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978; Mercado B & Granados S, 1999).

**Cultivo *in vitro*:** Las semillas se escarificaron con ácido clorhídrico concentrado por 30 s, posteriormente se procedió a su desinfección y sembradas en medio Murashige y Skoog (1962), adicionado con BAP (Bencilaminopurina) 2 mg/L y K (Cinetina) 1 mg/L (Avilés, 2004; Morales, 2000). La germinación originó plántulas con un brote único y raíces ramificadas (Figura 26), que más tarde se desdiferenciaron a callo (Figura 27) (Morales-Rubio, 2006).

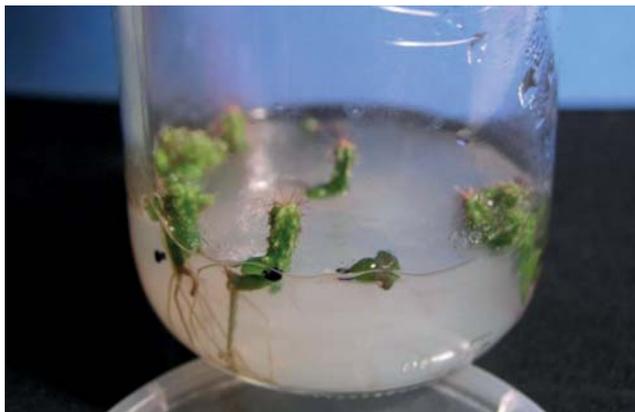


Figura 26. Germinación *in vitro* de *S. gummosus*



Figura 27. Callo de *S. gummosus*

### Tamizaje fitoquímico:

- En el extracto acuoso de tallo se identificaron los siguientes: oxidrilos fenólicos, lactonas, esteroides y metilesteroides, flavonoides, triterpenos, alcaloides y saponinas; y en el extracto metanólico de tallo presentó esteroides y metilesteroides, flavonoides, triterpenos y alcaloides.
- En callo *in vitro* se determinó la presencia de oxidrilos fenólicos, lactonas, esteroides y metilesteroides, flavonoides, triterpenos, alcaloides y saponinas, coin-

ciendo con los compuestos detectados en los extractos metanólicos de los tejidos *in vivo* (Morales Rubio, 2006)

### Actividad biológica:

- Actividad antibacteriana de los extractos acuoso y metanólico no presentaron actividad contra las cepas *Pseudomonas aeruginosa* ATCC-25619, *Salmonella typhi*, *Enterobacter aerogenes*, *Listeria monocitogenes* (Morales Rubio, 2006).
- Actividad tóxica sobre *A. salina* de los extractos acuoso y metanólico, no fueron tóxicos (Morales Rubio, 2006).
- Citotoxicidad del extracto metanólico sobre las células MCF-7, a las dosis probadas presentó un efecto positivo sobre la proliferación celular, de manera dependiente con la dosis, no así el acuoso (Morales Rubio, 2006).
- Citotoxicidad contra las células HeLa no mostraron actividad ambos extractos (Morales Rubio, 2006).

**Especie:** *Stenocereus pruinosus* (Otto) Buxbaum

**Nombre común:** Pitayo de octubre, Pitayo

**Descripción:** Con tronco bien definido, de 4 a 5 m de alto, ramoso. Ramas de 8 a 10 cm de diámetro, de color verde oscuro, hacia la extremidad de las ramas azulado, con una pruinosidad blanquecina. Costillas 5 a 6 prominentes agudas, algo onduladas. Aréolas distantes entre sí 3 a 4 cm, grandes, de 8 a 10 mm de diámetro, circulares, provistas de fieltro grisáceo claro. Espinas radiales 5 a 7 de 1 a 2 cm de largo, radiadas, subuladas, al principio amarillentas, después grises con la punta oscura. Espinas centrales 1 a 4, grises, de 2 a 3 cm de longitud (Figura 28). Flores infundibuliformes, de 9 cm de longitud, con tubo receptacular largo; escamas y segmentos exteriores del perianto de color moreno verdoso; segmentos interiores del perianto de color blanco, más largos y delgados que los exteriores; pericarpelo con numerosos podarios pequeños que llevan escamas con aréolas provistas de lana corta. Fruto ovoide, de 5 a 8 cm de largo, de color variable, rojo púrpura, anaranjado verdoso, con pulpa carnosa,

del mismo color que el pericarpelo; las aréolas grandes, lanosas y espinosas de que está provisto se desprenden con facilidad cuando el fruto madura. Semillas pequeñas, de 2 a 2.5 mm de largo, y 1.8 mm de ancho; amplio hilo basal; testa negra con gruesas puntuaciones (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Distribución:** Estados de Tamaulipas, Veracruz, Puebla, Guerrero, Oaxaca y Chiapas. Crece en estado silvestre y se cultiva en diversos poblados de las mixtecas. Se ha señalado en Oaxaca, en Totolapan, Tequisistlán, Mitla, Ixtlán de Juárez y distintos lugares de las mixtecas altas, Huajuapán de León; en Puebla, en el cañón del río Atoyac, en «cuajiotales», y en los alrededores de Tehuacán; en Guerrero, en el Cañón del Zopilote; en Chiapas, en la Hacienda de la Providencia, y también cerca de Tula, Tamaulipas y Río Verde, San Luis Potosí. Existen diferentes variedades hortícolas que se distinguen por la forma y el color de los frutos a los cuales se les da, como a la especie anterior, el nombre de «pitayas». La población de Guajolotitlán, Oaxaca, cercana a Huajuapán de León, produce para el mercado diferentes variedades de esta planta. La fructificación se produce en



Figura 28. Planta de *S. pruinosus*

mayo y en septiembre y en estas épocas se encuentran en los mercados regionales todas las variedades. El fruto es también muy agradable. Su producción debería incrementarse, pudiendo ser una fuente de riqueza para esas regiones (Anderson et al., 2001; Bravo Hollis & Sánchez Mejorado, 1978).

**Cultivo *in vitro*:** La germinación *in vitro* de *Stenocereus pruinosus* se llevó a cabo en el medio de cultivo MS (1962), sin reguladores de crecimiento desarrollando plántulas de un solo brote y raíces ramificadas (Figura 29), así mismo se probó la efectividad de cortes transversales y longitudinales de plántulas germinadas *in vitro* observándose que los cortes longitudinales fueron los más efectivos (Figura 30) (Espinoza Vallejo, 2008).

**Tamizaje fitoquímico:** Los extractos hexánicos y metanólicos fueron positivo para: insaturaciones, esteroides y triterpenos, lactonas, sesquiterpenlactonas, saponinas; mientras que el extracto metanólico presentó oxidrilos fenólicos y alcaloides (Treviño Neávez, 2009).

#### **Actividad biológica:**

- La actividad bactericida del extracto metanólico sobre bacterias de importancia médica fue relevante sobre *Staphylococcus aureus*, *Shigella flexneri*, *Bacillus cereus*, *Enterobacter cloacae* y *Citobacter freundii* (Treviño Neávez, 2009).



Figura 29. Germinación *in vitro* de *S. pruinosus*



Figura 30. Inducción de brotación a partir de cortes longitudinales de plántulas de *S. pruinosis*

- Actividad amebicida sobre el cultivo axénico de *E. histolytica* para el extracto metanólico con una  $IC_{50}$  de 264.59  $\mu\text{g}/\text{mL}$  (Treviño Neávez, 2009).
- Actividad fungicida del extracto metanólico fue relevante contra los hongos dermatofitos: *Trichophyton tonsurans* y *Microsporum nanum* (Treviño N. et al., 2012).

### 11.5.3. *Crassulaceae*

**Especie:** *Kalanchoe daigremontiana* Raym.-Hamet & E.P.Perrier

**Nombre común:** Calanchoe, aranto, espinazo del diablo

**Descripción:** Su sinónimo es *Bryophyllum daigremontianum*. Pertenece a la familia: Crassulaceae. Es una planta suculenta (Figura 31), cuya característica más importante, es que en el borde de las hojas hay una hilera de plántulas en miniatura que confieren un aspecto muy atractivo (propágulos), estos caen y se desarrollan alrededor de la planta progenitora, es una forma muy eficaz de reproducción asexual. Alcanza 1 m de altura, presentan hojas con margen



Figura 31. Planta de *K. diargremontiana*

dentado, con bulbillos de plántulas, carnosas, envés jaspeado púrpura (Everitt, Lonard & Little, 2007).

**Distribución:** Endémica de Madagascar, pero distribuida a nivel global.

**Cultivo *in vitro*:** Se utilizaron propágulos de *Kalanchoe diargremontiana*, fueron sembrados en medio MS (1962) adicionado con sales minerales, vitaminas, 30g/L de sacarosa, 7g/L de agar, se adicionó con 1mg/L de ácido naftalenacético (ANA) para un tratamiento y 1mg/L de bencilaminopurina (BAP) para el otro. Los explantes (propágulos) se sometieron a un proceso de desinfección, consistente en lavar en agua corriente con unas gotas de tween 20 por quince minutos, luego se dio una inmersión rápida en alcohol etílico absoluto (15 seg) para ser luego colocados en una solución de cloro comercial al 15% durante ocho minutos, para finalmente, en condiciones asépticas, se enjuagaron con agua estéril y se procedió a la siembra en ambos tratamientos. Los cultivos se mantuvieron bajo condiciones de 12 h luz y temperatura de 22+/- 2°C, durante dos meses. Los propágulos sembrados en el medio adicionado con auxinas, desarrollaron brotes abundantes, pero un sistema radical mal definido (Figura 32a), con el medio adicionado con citocininas, se desarrollaron abundantes brotes y raíces ramificadas (Figura 32b). Los extractos de los tejidos cultivados *in vitro* resultaron positivos para las pruebas siguientes: insaturaciones, grupo carbonilo, oxidrilos fenólicos, teroles y triterpenos, carbohidratos, cumarinas, lactonas, sesquiterpenlactonas, alcaloides (Perales Quiroga, 2013).

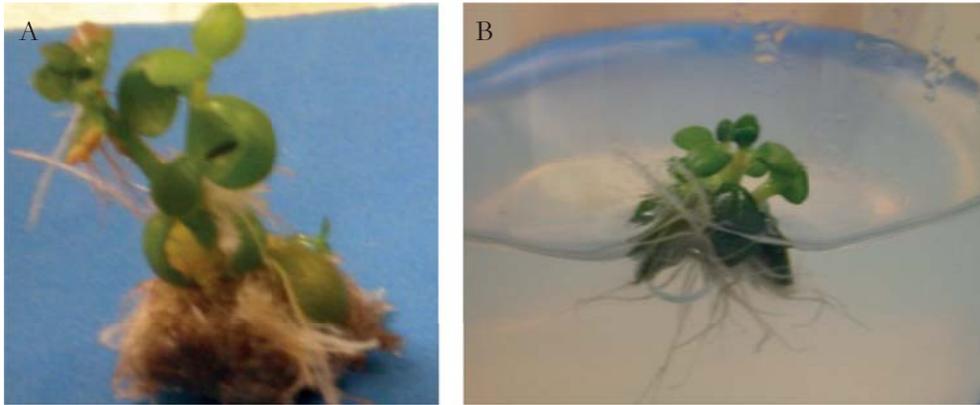


Figura 32. A. Plántulas con sistema radical mal diferenciado.  
B. Plántulas con sistema radical bien diferenciado

#### 11.5.4. *Cucurbitaceae*

**Especie:** *Ecballium elaterium* (L.) Richard

**Nombre común:** Cohombrillo amargo, pepinillo del diablo, pepinillo amargo o elaterio

**Descripción:** Enredadera, con hojas palmatilobadas y flores en forma de embudo. Ambas estructuras presentan tricomas. Las flores masculinas y femeninas aparecen en la misma planta, su fruto es verde amarillento (Figura 33), de forma ovalada y con tricomas abundantes (Barceloux, 2008).

**Distribución:** Originaria del Mediterráneo, pero de amplia distribución (Pérez Chiscano, 1985).

**Cultivo *in vitro*:** El procedimiento de desinfección de los frutos colectados es el siguiente: se lavaron en agua corriente durante un período de 20 min, posteriormente se sumergieron en una solución de alcohol etílico absoluto al 70% durante 30 s, transcurrido el tiempo se pasaron a una solución de cloro comercial al 10% durante 20 min, y finalmente se enjuagaron con agua estéril, para proseguir con la extracción de las semillas. Una vez transcurrido el procedimiento de desinfección, las semillas fueron seccionadas longitudinalmente con la ayuda de un bisturí, obteniendo dos explantes por semilla. Posteriormente, se sembraron en el medio



Figura 33. Fruto de *E. elaterium*

MS (1962) sin reguladores del crecimiento, colocándose 4 explantes por frasco y 12 repeticiones. Los frascos fueron etiquetados y se colocaron en el cuarto de cultivo bajo condiciones de luz (12 h) y temperatura  $22 \pm 2^\circ \text{C}$ .

Mediante este sistema se logró la germinación (Figura 34) y desarrollo de plántulas con un sistema radical bien establecido y crecimiento de la planta de hasta 5 cm de longitud, en un lapso de tres meses. Las pruebas de tamizaje fitoquímico de los tejidos *in vitro* resultaron positivas para los siguientes grupos funcionales: insaturaciones, grupo carbonilo, esteroides y triterpenos, saponinas, coumarinas y sesquiterpenlactonas. (Chávez Aguilar, 2012).



Figura 34. Plántula de *E. elaterium* desarrollada a partir de semillas

### 11.5.5. *Fabaceae*

**Especie:** *Eysenhardtia texana* Scheele

**Nombre común:** Texas Kidneywood, Bee-Brush o Vara dulce

**Descripción:** *E. texana* Scheele. (Leguminosae) es un arbusto de 2 a 4 m de altura con tallos ramificados. Estípulas tubuladas de 2 mm de largo. Hojas alternas, pinnado compuestas, de 1.5 a 6 cm de largo con 16 a 21 pares de folíolos por hoja. Cada folíolo es oblongo a oblongo elíptico de 7 a 10 mm de largo por 2.9 a 3.5 de ancho, con ápice emarginado, agudo o truncado y ocasionalmente mucronato diminutamente pubescente. Está provisto con glándulas principalmente en el envés y estípelas tubuladas de 0.4 mm de largo. Brácteas pequeñas y ovadas de 1 mm de largo, agudas al ápice y densamente pubescentes. Las inflorescencias están dispuestas en racimos espigados terminales y subterminales de 6 a 7 cm de largo, madurando primero las flores inferiores. El cáliz es campanulado, de 3 mm de largo por 2 mm de ancho, diminutamente pedicelado, 5-lobulado. Los dientes subiguales poseen una depresión más



Figura 35. Planta de *E. texana*

profunda en uno de los lóbulos, diminutamente adpreso-pubescente y presenta glándulas color café. La corola es blanca, formada por cinco pétalos libres entre sí, de 5 a 5.2 cm de largo por 1.4 a 2 mm de ancho. Linear-oblongos a oblongos, con 10 estambres libres. Estilo persistente con una glándula en el ápice inmediatamente debajo del estigma, éste último ligeramente ensanchado (Figura 35). El fruto es una vaina de 8 a 9 mm de largo, curvado, aplanado e indehisciente de color café, dirigida hacia arriba y diminutamente pubescente o glabra, con el estilo persistente y glándulas esparcidas (Estrada-C & Marroquín de la Fuente, 1992).

**Distribución:** Nativa del suroeste de Estados Unidos, México y Guatemala (Rydberg, 1928).

**Cultivo *in vitro*:** Para la desinfección de las semillas, se lavaron en agua corriente por 20 minutos inmersión en solución de cloro comercial al 15% durante 20 min y pasando por alcohol y flama justo antes de sembrar en el frasco, resultando sin contaminación ninguno de los frascos. Se adaptaron los métodos de Kyte y Kleyn (2001) y Marinucci, Ruscitti y Abedini (2004) propuestos para el cultivo *in vitro* de leguminosas. Como medio se usó el medio MS (1962), se emplearon dos tratamientos uno a mitad de su concentración de medio, adicionado con 1mg/L de 2,4-D (ácido 2,4 diclorofenoxiacético) y 0.1 mg/L de cinetina. Ajustando a pH 6, y otro también a mitad de su concentración con



Figura 36. Plántula obtenida a partir de semillas de *E. texana* con formación de callo

3 mg/L de BA (6-bencilaminopurina o benciladenina). Ajustando a pH 5.7. La germinación en ambos medios fue muy rápida, ya que el 95% de las semillas habían germinado al cuarto día de la siembra, así como la producción de callo fue el tratamiento a base de BAP, el que lo desarrollo, obteniendo al final de quinto mes después de la siembra 10.4 gramos de tejido indiferenciado (Figura 36), el extracto de tejido *in vitro* de callo resultó positivo para: insaturaciones, esteroides y triterpenos, carbohidratos, flavonoides, saponinas y compuestos aromáticos (Rangel Ávila A., 2008).

### 11.5.6. *Meliaceae*

**Especie:** *Azadirachta indica* A. Juss

**Nombre común:** Conocida comúnmente como margosa y paraíso de la india en español y como Neem

**Descripción:** *Azadirachta indica* pertenece a la familia Meliaceae, es un árbol de tamaño mediano a grande, caracterizado por su tronco corto y recto, de hojas alargada y pinadas. Las flores aparecen en panículas estrechas y ramificadas de 5 a 15 cm de largo, las flores individuales están compuestas de 5 lóbulos de cáliz redondeados y de un color pálido, florece entre marzo y mayo. Los frutos tiene forma de aceituna (drupas) de 1.0 a 2.0 cm de largo, lisas y de un color de amarillo verdoso a amarillo cuando maduran (López-Pantoja, Angulo-Escalante, Martínez-Rodríguez, Soto-Beltrán & Chaidez-Quiroz, 2007).

**Distribución:** Es originario de Asia meridional, pero su distribución es en zonas templado-tropicales del mundo.

**Cultivo *in vitro*:** Se colectaron hojas de Neem, y se sometieron a un proceso de desinfección consistente en un lavado en agua corriente con jabón antibacterial, luego se colocaron por 10 s en alcohol etílico absoluto, y se pasaron a una solución de cloro comercial al 15% por 10 min en agitación constante, para luego ser lavadas en agua estéril, se emplearon dos tratamientos uno a base de medio MS adicionado con 1 mg/L de bencilaminopurina y 3 mg/L de ácido indolbutírico, y otro a base de medio MS sin reguladores, la proliferación de callo se obtuvo en el medio adicionado con reguladores (Figura 37).



Figura 37. Formación de callo a partir de hoja de *A. indica*

### 11.5.7. *Rosaceae*

**Especie:** *Rubus adenotrichus* Schldl

**Nombre común:** Zarzamora, mora vino

**Descripción:** Arbusto perenne con hábitos de crecimiento trepador, tallos semirectos de longitud variable (hasta 5 m de longitud), redondeados, espinosos, ramificados y constantemente se forman nuevos brotes en la base de la planta. Las hojas están compuestas de 3 a 5 folíolos de 5 a 10 cm de largo, ápice agudo, borde doblemente aserrado, pecíolos cilíndricos, blancuzcos y pubescentes, el haz piloso con algunas espinas en la superficie y el envés pubescente y algunas espinas en la nervadura central; flores de color blanco o rosa con abundantes estambres; fruto ovoide de aproximadamente 4 cm de largo y 2 cm de ancho, formado por varias drupas jugosas pequeñas, de color rojo o negro cuando están maduras y sabor ácido (Figura 38) (Biblioteca virtual, s. f.).

**Distribución:** Centro y Sudamérica, de México a Ecuador (Encyclopedia of life. *Rubus adenotrichus*, s. f.)

**Cultivo *in vitro*:** Para la germinación *in vitro* de *R. adenotrichus* se removió parte de la cubierta de la semilla. Las plantas germinadas *in vitro* generaron brotes y raíces con todas las características morfológicas de las plantas silvestres en los medios ME (MS sin reguladores de crecimiento), MF (MS adicionado con 1 mg/L



Figura 38. . Planta silvestre de *R. adenotrichus*

de BA), MG (WPM sin reguladores de crecimiento vegetal y sin antioxidantes) y MH (WPM adicionado con 50 mg/L de ácido L-ascórbico y 150 mg/L de polivinilpirrolidona (Figura 39). En los dos medios de cultivo empleados para la inducción de callo: ML (MS adicionado con 1 mg/L de ANA y 0.5 mg/L de K) y el medio MM (WPM adicionado con PVP, ácido ascórbico, 0.5 mg/L



Figura 39. Planta generada *in vitro* a partir de semillas de *R. adenotrichus*

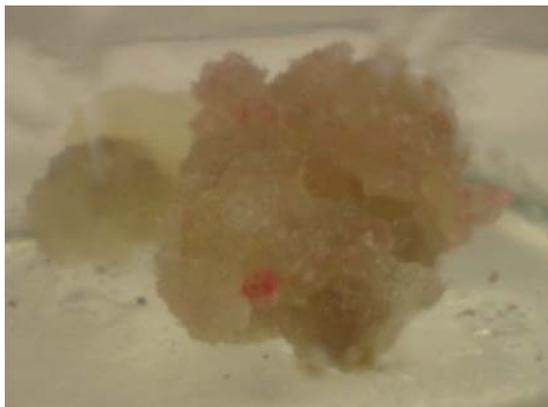


Figura 40. Callo con pigmentación generado de plantas *in vitro* de *R. adenotrichus*

de 2,4-D y 0.75 mg/L de K) creció tejido friable y abundante y con pigmento rojizo y morado (Figura 40). En el tejido de callo desarrollado en el medio MM: (WPM adicionado con PVP, ácido ascórbico, 0.5 mg/L de 2,4-D y 0.75 mg/L de K), se identificaron: fenoles, flavonoides, alcaloides, sesquiterpenlactonas. En el medio WPM sólido para producción de pigmento proliferaron células rojas con un contenido de 1.06 mg de antocianinas por cada g de células secas. Las células que se cultivaron en suspensión (WPM líquido) produjeron pigmentos de color morado con un contenido de fenoles 181 mg GAE/g y contenido de flavonoides 0.29 mg CE/g de materia seca (Martínez-Cruz, 2012).

### 11.5.8. *Scrophulariaceae*

**Especie:** *Leucophyllum frutescens*

**Nombre común:** Cenizo, Palo de cenizo, hierba de cenizo, sabio púrpura, salvia de Texas, Texas Ranger y Silverleaf

**Descripción:** Típicamente es un arbusto compacto que crece de 2-5 pies de alto, aunque ocasionalmente pueden llegar a medir 8 pies de altura y de 4 a 6 pies de ancho, (Figura 41) (Lady Bird Johnson Wildflower center, 2012). El cenizo es una planta comúnmente empleada por sus cualidades ornamentales debido a que es un arbusto siempreviva con flores atractivas y duraderas. Una calidad ecológica muy importante de esta planta es su resistencia, esta planta es capaz de sobrevivir



Figura 41. Planta de *L. frutescens* en su hábitat

sequias, heladas, fuertes vientos, salinidad, ataques de herbívoros y fuertes calores (Vega-Menchaca et al., 2013).

**Distribución:** Ampliamente en el norte de México (Coahuila, Nuevo León, San Luis Potosí, Tamaulipas y Chihuahua) y el sudoeste de los Estados Unidos.

**Cultivo *in vitro*:** se emplearon semillas como explantes, y se colocaron en medio MS (1962), las plántulas obtenidas se desarrollaron formando hojas y tallos, bien formados (Figura 42). Las pruebas fitoquímicas de los tejidos regenerados fueron



Figura 42. Plántula *in vitro* de *L. frutescens* obtenida a partir de semilla

positivas para insaturaciones, grupo carbonilo, taninos, esteroides, carbohidratos, sesquiterpenlactonas, flavonoides, saponinas y compuestos aromáticos.

### 11.5.9. *Fouquieriaceae*

**Especie:** *Fouquieria splendens*

**Nombre común:** Ocotillo, Rotilla, Albarda

**Descripción:** Arbusto o árbol bajo, de 2 a 10 m de altura, tronco basal corto, de 15 a 25 cm de diámetro, ramificado cerca de la base en 6 a 30 tallos erectos o recurvados, corteza externa verde a café-amarillenta, exfoliante en pequeñas tiras, espinas de 15 a 25 mm de largo, rectas o curvas; hojas de los brotes cortos 4 a 11, lineares patuladas ampliamente obovadas, de 17 a 35 mm de largo, por 5 a 11 mm de ancho, agudas a redondeadas y emarginadas en el ápice, cuneadas en la base; panícula estrechamente cónica a cilíndrica, de 10 a 20 cm de longitud, raquis de color púrpura a rojizo (Figura 43); sépalos anaranjado-rojizos, rosados a blanco-amarillentos, ampliamente ovados, oblongos a casi reniformes, de 4.5 a 6 mm de longitud, 3.5 a 5.5 mm de ancho, obtusos a emarginados en el ápice; corola anaranjado-rojiza, rosado purpúrea, rosado-amarillenta a



Figura 43. Planta de *F. splendens*, en su ambiente natural

amarilla clara, de 10.5 a 28 mm de largo, tubo de 6.5 a 22 mm de largo, por 3.5 a 6 mm de ancho en la garganta, pubescente en su interior con una banda de 2 a 5 mm de pelos unicelulares cerca de la base, lóbulos fuertemente reflejos, de 4.5 a 7 mm de longitud y 3.5 a 5 mm de ancho, ampliamente ovados a elípticos; estambres 14 a 16, filamentos de 12 a 25 mm de largo, ensanchados en la base, con un espolón truncado adaxial de 1.5 mm de largo, anteras de 4 a 5 mm de largo; ovario de 1.5 a 2 mm de alto, óvulos 12 a 16, estilo de 8.5 a 32 mm de largo; cápsulas lanceoladas a ovado-lanceoladas en contorno, de 14 a 22 mm de longitud y 5 a 7 mm de diámetro; semillas 5 a 13, blancas, de 7 a 13 mm de longitud, 4 a 6 mm de ancho, con alas hasta de 5 mm de ancho. La aparición periódica no estacional de las hojas de esta especie depende de la incidencia de la precipitación pluvial, la mayor parte del año las plantas permanecen sin follaje, pero cuando caen las lluvias, las hojas se desarrollan rápidamente. Éstas no duran mucho tiempo sobre la planta, pues se caen pronto, por lo que su presencia es un indicador seguro de que las lluvias han ocurrido recientemente. En las hojas de *Fouquieria* se presentan muchas traqueidas almacenadoras de agua, poco comunes en la mayoría de las especies de dicotiledóneas las cuales se asocian con las venas menores y las venas terminales. Estos elementos traqueales podrían considerarse como adaptación a las condiciones de baja humedad por las que pasan estas especies en condiciones de sequía (Henrickson, 1969; Lersten & Carvey, 1974).

**Distribución:** Se distribuye en zonas áridas, desde el suroeste de Estados Unidos, incluyendo parte de los estados de California, Arizona, Nevada, Nuevo México y partes del suroeste de Texas, se les encuentra al norte de México, en los desiertos de Sonora y Chihuahua, desde San Luis Potosí y Tamaulipas hasta la parte sur de Zacatecas, Querétaro e Hidalgo, entre los 700 y 2100 msnm, se encuentra asociada con especies como *Yucca*, *Agave*, *Hechtia*, *Myrtillocactus*, *Opuntia*, *Echinocactus*, *Cephalocereus* y arbustos decíduos (Henrickson, 1972).

**Tamizaje fitoquímico:** El extracto metanólico de *F. splendens* presenta: insaturaciones, grupo carbonilo, oxhidrilos fenólicos, esteroides y triterpenos, cumarinas, lactonas, sesquiterpenlactonas, flavonoides y alcaloides.

Se identificó una saponina y un compuesto la 4-hidroxi-2-metil ciclopentenona, el cual no se ha reportado para esta especie (Rodríguez-Garza, 2010).

### Actividad biológica:

- Actividad antimicrobiana sobre el crecimiento de *B. cereus*, *B. subtilis*, *E. coli*, *S. aureus* a una concentración de 100 mg/mL.
- Actividad antifúngica sobre las cepas de hongos dermatofitos fue positiva a 125 mg/mL.
- La actividad antioxidante con DPPH presentó una  $CE_{50}$  de 130.2  $\mu\text{g/mL}$ .
- Actividad amebicida sobre el cultivo axénico *in vitro* de *E. histolytica* HM1-IMSS con una  $CI_{50}$  de 5.4  $\mu\text{g/mL}$  (Rodríguez Garza, 2010).

## 11.6. Conclusión

La importancia de la micropropagación está basada en la necesidad de proteger y asegurar la subsistencia de las especies vegetales que están comprometidas, sea por la explotación de sus recursos o la búsqueda de metabolitos activos generados por ellas; tal es el caso de *Taxus spp*, *Catharanthus roseus*, *Lophophora williamsii*, entre otras. El cultivo de tejidos vegetales ofrece a partir de la totipotencialidad de las células de las plantas originar nuevos organismos en un medio de cultivo *in vitro* a través de fitohormonas y factores de crecimiento que disminuyen el tiempo de maduración del organismo, obteniéndolo en un lapso menor al de su ciclo de vida silvestre. Las aplicaciones biotecnológicas en el aislamiento de metabolitos secundarios obtenidos por esta vía incluyen: la modificación genética, el estrés con factores físicos y/o químicos como los fotoperíodos, el estrés salino y la diferenciación hacia callos, brotes o raíces. En la Universidad Autónoma de Nuevo León de la Facultad de Ciencias Biológicas, a casi 25 años de haberse instituido el Laboratorio de Micropropagación, se han desarrollado una gran cantidad de tesis, así como trabajos de investigación, por maestros, alumnos de pre y posgrado, tanto de la institución como de intercambio, y se han difundido en diversos eventos académicos, y publicado en revistas indexadas. Los maestros que integran dicho laboratorio son: Dra. María Eufemia Morales Rubio, Dr. Jaime Francisco Treviño Neávez (QEPD), Dra. Ruth A. Garza Padrón, Dr. Ramón G. Rodríguez Garza y Dra. Claudia Espinosa Leal. Han sido estudiadas diversas especies de familias tanto de la región como de otras partes del país, se han logrado resultados prometedores, tanto en el área de la sustentabilidad, como en la de productos naturales.

## Referencias

- Aceves-Agüero, D.M. (2013). *Germinación y respuesta morfogénica in vitro de Mammillaria beyderi*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Anderson, E., Barthlott, W., & Brown, R. (2001). *The cactus family*. New York, USA: Timber Press.
- Barceloux, D.G. (2008). *Medical toxicology of natural substances: foods, fungi, medicinal herbs, plants, and venomous animals*. Wiley & Sons. <http://dx.doi.org/10.1002/9780470330319>
- Bart, H.J. (2011). Extraction of Natural Products from Plants- An Introduction. En H.-J. Bart, & S. Pilz, *Industrial Scale Natural Products Extractions* (pp. 1-25). Weinheim: Wiley-VCH. <http://dx.doi.org/10.1002/9783527635122.ch1>
- Biblioteca virtual. (s. f.). Recuperado el 29 de diciembre de 2015, a partir de <http://www.oirsa.org/aplicaciones/subidoarchivos/BibliotecaVirtual/BuenasPracticasMoraOrganica.pdf>
- Bravo-Hollis, H., & Sánchez-Mejorado, H. (1978). *Las Cactáceas de México. Vol. I*. México DF: Universidad Autónoma de México.
- Bravo, H.H., & Sánchez, M.H. (1991). *Las Cactáceas de México*. México DF: Universidad Autónoma de México.
- Chattopadhyay, S., Farkya, S., Srivastava, A.K., & Bisaria, V.S. (2002). Bioprocess considerations for production of secondary metabolites by plant cell suspension cultures. *Biotechnology and Bioprocess Engineering*, 7, 138-149. <http://doi.org/10.1007/BF02932911>
- Chávez-Aguilar, B.E. (2012). *Germinación in vitro de Ecballium elaterium (L) Richard. e identificación de compuestos químicos de tejidos regenerados*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Crisóstomo, S.M. (2009). *Evaluación de la competencia morfogénica en explantes longitudinales de Astrophytum ornatum (De Candolle) (Cactaceae)*. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.

- Dagla, H.R. (2012). Plant tissue culture: Historical developments and applied aspects. *Resonance*, 17(8), 759-767. <http://doi.org/10.1007/s12045-012-0086-8>
- Encyclopedia of life. *Rubus adenotrichus* (s. f.). Recuperado el 29 de diciembre de 2015, a partir de <http://www.eol.org/pages/300826>
- Espinoza-Vallejo, Y. (2008). *Germinación y respuesta in vitro de Stenocereus pruinosus (Weber) Buxbaum y estudios preliminares sobre su fitoquímica y actividad biológica*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Estrada-C.A., & Marroquín de la Fuente, J. (1992). *Leguminosas en el Centro-Sur de Nuevo León. Reporte Científico, número especial 10. Facultad de Ciencias Forestales (Vol. 10)*. Universidad Autónoma de México.
- Everitt, J.H., Lonard, R.L., & Little, C.R. (2007). *Weeds in South Texas and Northern Mexico*. Lubbock: Texas: Tech University Press.
- Gamborg, O.L.L., Miller, R.A.A., & Ojima, K. (1968). Nutrient requirements of suspension cultures of soybean root cells. *Experimental Cell Research*, 50(1), 151-158. [http://doi.org/10.1016/0014-4827\(68\)90403-5](http://doi.org/10.1016/0014-4827(68)90403-5)
- García-Davis, S. (2012). *Inducción de brotación a partir de plantas germinadas in vitro de Lophocereus schottii (Engelmann) Britton and Rose empleando diferentes tipos de cortes y perfil fitoquímico de los tejidos regenerados*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Garza-Padrón, R.A. (2010). *Análisis fitoquímico y actividad biológica de los extractos de tallos y tejido in vitro de Astrophytum myriostigma (Lemaire, 1839) y Astrophytum capricorne (Dietrich, 1922) Fam. Cactaceae*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Garza-Padrón, R.A., Pedraza-Zamora, M., Treviño-Neávez, J.F., Rodríguez-Garza, R.G., Barrón-González, M.P., & Morales-Rubio, M.E. (2012). Germinación *in vitro* y respuesta morfogénica de *Lophocereus schottii*. *JPACD*, 14, 24-34.
- Garza-Padrón, R.A., Verde-Star, M.J., Morales-Rubio, M.E., Oranday-Cárdenas, A., Rivas-Morales, C., Núñez-González, M.A. et al. (2010). Actividad amebicida, antioxidante y perfil fitoquímico de extractos metanólicos de *Astrophytum myriostigma* obtenidos de cultivo de callo y del cactus silvestre. *Polibotánica*, 30, 111-121.

- Gómez-Sánchez, A. (2001). *Enciclopedia Ilustrada de los Cactus y otras Suculentas*. España: S.A. Mundi-Prensa Libros.
- Gunasena, H.P., Pushpakumara, D.K., & Kariyawasam, M. (2007). Dragon fruit *Hylocereus undatus* (Haw.) Britton and Rose. En *Underutilized fruit trees in Sri Lanka*. New Delhi, India: World Agroforestry Centre South Asia Office.
- Guzmán, U., Arias, S., & Dávila, P. (2003). *Catálogo de Cactáceas Mexicanas*. México DF: UNAM.
- Henrickson, J. (1969). *Anatomy of periderm and cortex of Fouquieriaceae*. Aliso.
- Henrickson, J. (1972). *A taxonomic revision of the Fouquieriaceae*. Aliso.
- Hussain, A., Qarshi, I. A., Nazir, H., & Ullah, I. (2012). Plant tissue culture: current status and opportunities. En *A. Leva, & L. M. Rinaldi, Recent Advances in Plant in vitro Culture* (pp. 1-28). <http://dx.doi.org/10.5772/50568>
- Jiménez-Sierra, C.L., Rocha-Huerta, C.G., & Mendoza-Moreno, S. (1991). *Astrophytum ornatum* (DC) F.A.C. Weber ex Britton & Rose. *Cactáceas y succulentas mexicanas*, 50(2), 64.
- Lady Bird Johnson Wildflower Center. (2012). Native Plant Database. Recuperado el 29 de diciembre de 2015, a partir de [http://www.wildflower.org/plants/result.php?id\\_plant=LEFR3](http://www.wildflower.org/plants/result.php?id_plant=LEFR3)
- Lersten, N.R., & Carvey, K.A. (1974). Leaf anatomy of ocotillo (*Fouquieria splendens*; Fouquieriaceae), especially vein endings and associated veinlet elements. *Canadian Journal of Botany*, 52(9), 2017-2021. <http://doi.org/10.1139/b74-258>
- López-Pantoja, Y., Angulo-Escalante, M., Martínez-Rodríguez, C., Soto-Beltrán, J., & Chaidez-Quiroz, C. (2007). Artemisa (*Azadirachta indica* A. Juss) y venadillo (*Swietenia humilis*). *Bioquímica*, 32(4), 117-125.
- Marienhagen, J., & Bott, M. (2013). Metabolic engineering of microorganisms for the synthesis of plant natural products. *Journal of Biotechnology*, 163(2), 166-178. <http://doi.org/10.1016/j.jbiotec.2012.06.001>

- Martínez-Cruz, N. (2012). *Producción de antocianinas por cultivo «in vitro» de Rubus adenotrichus Schbltdl(zarzamora)*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Martínez-Iturralde, A. (2009). *Germinación in vitro de Ariocarpus trigonus (Weber) K. Schumann mediante escarificación con ácido sulfúrico, una alternativa sustentable para su resguardo*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Martínez, M. (1994). *Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas*. México DF: Fondo de Cultura Económica.
- McLaughlin, J.L., Rogers, L.L., & Anderson, J.E. (1998). The Use of Biological Assays to Evaluate Botanicals. *Drug Information Journal*, 32(2), 513-524. <http://doi.org/10.1177/009286159803200223>
- Mercado B,A., & Granados S,D. (1999). *La pitaya. Biología. Ecología. Fisiología sistémica. Etnobotánica*. Universidad Autónoma de Chapingo.
- Meyer, B.N., Ferrigni, N.A., Putnam, J.E., Jacobsen, L.B., Nichols, D.E., & Mclaughlin, J.L. (1982). Brine shrimp: a convenient general bioassay for active plant constituents. *Planta Medica*, 45, 31-34.
- Molina-Freaner, F., Tinoco-Ojanguren, C., & Niklas, K. (1998). Stem biomechanics of three columnar cacti from the Sonoran Desert. *American Journal of Botany*, 85(8), 1082. <http://dx.doi.org/10.2307/2446341>
- Morales-Rubio, M.E. (2006). *Extractos de Lophocereus schottii(Engelm) Britton and Rose y Stenocereus gummosus (Engelmann) Gibson y Horak con actividad antibacteriana y antineoplásica sobre líneas celulares humanas*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Morales-Rubio, E., Treviño-Neávez, J.F., & Viveros-Valdez, E. (2010). Free Radical Scavenging Activities of *Lophocereus schottii* ( Engelmann ). *International Journal of Natural and Engineering Sciences*, 4(1), 69-72.
- Morales-Rubio, M.E., Morales-Vallarta, M.R., Treviño-Neávez, J.F., Garza-Padrón, R.A., Rodríguez-Garza, R.G., Mar-Aguilar, F. et al. (2010). Actividad amebicida de extractos de Tejidos *in vivo* e *in vitro* de cuatro especies de cactáceas sobre *Entamoeba histolítica*. *Revista Internacional de Ciencia y Tecnología Biomedica*, 1-13.

- Murashige, T., & Skoog, F. (1962). A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiology Plant*, 15, 473-497. <http://dx.doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Ochoa-Villarreal, M., Howat, S., Jang, M.O., Kim, I.S., Jin, Y.W., Lee, E.K. et al. (2015). Cambial meristematic cells: A platform for the production of plant natural products. *New Biotechnology*, 32(6), 581-587. <http://doi.org/10.1016/j.nbt.2015.02.003>
- Oksman-Caldentey, K.-M., & Inze, D. (2004). Plant cell factories in the post-genomic era: new ways to produce designer secondary metabolites. *Trends in Plant Science*, 9(9), 433-440. <http://doi.org/10.1016/j.tplants.2004.07.006>
- Pauwels, L., Inzé, D., & Goossens, A. (2016). Jasmonate-inducible gene: what does it mean? *Trends in Plant Science*, 14(2), 87-91. <http://doi.org/10.1016/j.tplants.2008.11.005>
- Perales-Quiroga, J.C. (2013). *Tamizaje fitoquímico de extractos metanólicos de tejidos regenerados in vitro y planta in vivo de Kalanchoe diargremontiana Raym.-Hamet & E.P. Perrier*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Pérez-Chiscano, J.L. (1985). Distribución geográfica de *Ecballium elaterium* (L.) Richard (Cucurbitaceae) en la Península Ibérica e Islas Baleares. *Studia Botanica*, 4, 57-77.
- Pérez-Gutiérrez, G. (2012). *Efecto de la concentración de agar en la germinación de Coryphanta odorata (Boedeker), a partir de semillas, y tamizaje fitoquímico de tejidos in vivo e in vitro*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Pizzetti, M. (1985). *Simon and Schuster's guide to cacti and succulents*. New York, USA: Simon and Schuster Inc.
- Prakash, S., & Van Staden, J. (2007). Micropropagation of *Hoslundia opposita* Vahl—a valuable medicinal plant. *South African Journal of Botany*, 73(1), 60-63. <http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/j.sajb.2006.07.001>
- Rangel-Ávila A. (2010). Respuesta *in vitro* e identificación de compuestos químicos de *Eysenhardtia texana* Scheele. Universidad Autónoma de Nuevo León.

- Ramachandra-Rao, S., & Ravishankar, G.A. (2002). Plant cell cultures: Chemical factories of secondary metabolites. *Biotechnology Advances*, 20(2), 101-153. [http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/S0734-9750\(02\)00007-1](http://doi.org/http://dx.doi.org/10.1016/S0734-9750(02)00007-1)
- Rodríguez-Garza, R.G. (2010). *Tamizaje fitoquímico y actividad biológica de Fouquieria splendens(Engelmann), Ariocarpus retusus(Scheidweiler) y Ariocarpus kotschoubeyanus(Lemaire)*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Rout, G.R., Samantaray, S., & Das, P. (2000). *In vitro* manipulation and propagation of medicinal plants. *Biotechnology Advances*, 18(2), 91-120. [http://dx.doi.org/10.1016/S0734-9750\(99\)00026-9](http://dx.doi.org/10.1016/S0734-9750(99)00026-9)
- Rydberg, P.A. (1928). Genera of North American Fabaceae IV. Tribe Psoraleae (Continued). *American Journal of Botany*, 15(7), 425-432. <http://dx.doi.org/10.2307/2435803>
- SEMARNAT (2010). Norma Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Recuperado el 29 de octubre de 2015, a partir de [http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/435/1/NOM\\_059\\_SEMARNAT\\_2010.pdf](http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/435/1/NOM_059_SEMARNAT_2010.pdf)
- Thorpe, T.A. (2007). History of plant tissue culture. *Molecular Biotechnology*, 37(2), 169-180. <http://dx.doi.org/10.1007/s12033-007-0031-3>
- Treviño, N.J.F., Rodríguez, G.R.G., Verde, S.M.J., Morales, R.M.E., Garza, P.R.A., Rivas, M.C. et al. (2012). Actividad antifúngica de *Stenocereus pruinosus* y *Echinocereus stramineus*. *Revista mexicana de ciencias farmacéuticas*, 43(1)
- Treviño-Neávez, J.F. (2009). *Actividad biológica y componentes presentes en Ariocarpus kotschoubeyanus(Lemaire ex K. Schumann), Echinocereus stramineus(Hengelmann) y Stenocereus pruinosus,(Otto)*. Universidad Autónoma de Nuevo León.
- Vázquez, S.G., Ochoa, O.P., & Fort, M.R. (1993). *Jardín botánico de la flora sudcaliforniana*. La Paz, B.C.S: UPN.
- Vega-Menchaca, M. del C., Verde-Star, J., Oranday-Cárdenas, A., Morales-Rubio, M.E., Núñez-González, M.A., Rivera-Guillén, M.A. et al. (2013). Actividad antibacteriana y citotóxica de *Leucophyllum frutescens* (Berl) I.M. Johnst del Norte de México contra *Staphylococcus aureus* de aislados clínicos. *Revista mexicana de ciencias farmacéuticas*, 44(2), 24-30.