



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE
INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO
INTEGRAL REGIONAL**

UNIDAD – OAXACA

**MAESTRO EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y
APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES
ÁREA: PROTECCIÓN Y PRODUCCIÓN VEGETAL**

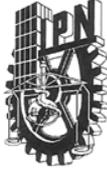
**“PROPAGACIÓN SEXUAL Y ASEJUAL DE LA PITAHAYA
(*Hylocereus spp*)”**

TESIS PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA:

HERMENEGILDO CERQUEDA REYES

SANTA CRUZ XOXOCOTLAN, OAXACA, MÉXICO, NOVIEMBRE DE 2010



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL
SECRETARIA DE INVESTIGACION Y POSGRADO

ACTA DE REVISION DE TESIS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez siendo las 13:00 horas del día 20 del mes de octubre del 2010 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación del **Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca (CIIDIR-OAXACA)** para examinar la tesis de grado titulada: **“Propagación sexual y asexual de la pitahaya (*Hylocereus spp.*)”**

Presentada por el alumno:

Cerqueda Apellido paterno	Reyes materno	Hermenegildo nombre(s)
		Con registro: B 0 8 1 4 4 2

aspirante al grado de: **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA
Directores de tesis:

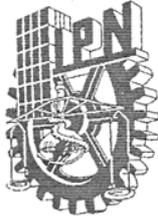
 _____ Dra. Yolanda Donaji Ortiz Hernández	 _____ Dr. Manuel Sandoval Villa
 _____ Dr. José Antonio Sánchez García	 _____ Dr. José Cruz Carrillo Rodríguez

M.en C. Laura Martínez Martínez

EL PRESIDENTE DEL COLEGIO

Dr. Juan Rodríguez Ramírez





INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez el día 20 del mes de octubre del año 2010, el (la) que suscribe **Cerqueda Reyes Hermenegildo** alumno (a) del Programa de **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES** con número de registro **B081442**, adscrito al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de los Dr. Yolanda Donaji Ortiz Hernández y Manuel Sandoval Villa y cede los derechos del trabajo titulado: **“Propagación sexual y asexual de la pitahaya (*Hylocereus spp.*)”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Calle Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca**, e-mail: posgradoax@ipn.mx ó cerkeda_81@hotmail.com Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

Cerqueda Reyes Hermenegildo



CENTRO INTERDISCIPLINARIO
DE INVESTIGACION PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
C.I.I.D.I.R.
UNIDAD OAXACA
I.P.N.

RESUMEN

En el presente trabajo se evaluó la germinación de semillas de tres ecotipos de pitahaya (*Hylocereus* spp.) y la propagación de estacas de *H. undatus* mediante soluciones nutritivas con tres tipos de sustratos (arena, fibra de coco y lombricomposta). En el experimento 1, se evaluó la germinación de las semillas de tres ecotipos de pitahaya (*H. undatus*, *H. polyrhizus*, *Hylocereus* sp), durante ocho meses consecutivos (desde el mes de diciembre hasta el mes de junio), empleando cámaras de crecimiento con luz fluorescente durante 12 horas y una temperatura durante el día de 23 a 30°C y durante la noche de 10 a 15°C, bajo un diseño completamente al azar con tres repeticiones. En el experimento 2, se propagaron estacas *H. undatus* bajo ambiente natural de campo, empleando tres sustratos (arena, fibra de coco y lombricomposta) con dos soluciones nutritivas, bajo un diseño completamente al azar (2 x 3) con cinco repeticiones para cada tratamiento. Se encontró que la germinación disminuyó gradualmente a través del tiempo en los ecotipos *H. undatus* y *H. polyrhizus* siendo del 92 al 67% y 96 al 69% respectivamente mientras que para *Hylocereus* sp. a los seis meses fue del 20%, llegando a ser nula la germinación al séptimo mes. Durante la propagación de estacas, las soluciones nutritivas no tuvieron efecto significativo para las variables longitud de raíces, número de raíces pero si para el número de brotes. De los tres sustratos evaluados, la fibra de coco indujo en la estaca mayor número de raíces y brotes vegetativos, así como mayor longitud de raíces comparados con el sustrato de arena y lombricomposta.

Abstract

The present work evaluates the germination of seeds of three ecotypes of dragon fruit (*Hylocereus* sp.) and the propagation of cuttings of *H. undatus* using nutrient solutions with three kinds of substrates (sand, coconut fiber and vermicompost). In Experiment 1, germination of seeds of three ecotypes of dragon fruit (*H. undatus*, *H. polyrhizus*, *Hylocereus* sp.) were evaluated for eight consecutive months (from December until the month of June), using cameras growth with fluorescent light for 12 hours and a daytime temperature of 23 to 30 ° C and during the night of 10 to 15 ° C; a completely randomized design with three replications was used. In Experiment 2, cuttings *H. undatus* were propagated under field conditions, using three substrates (sand, coconut fiber and vermicompost) with two nutrient solutions, under a completely randomized design (2 x 3) with five replicates for each treatment. It was found that germination decreased gradually as the months progressed in ecotypes *H. undatus* (92 to 67%) and *H. polyrhizus* (96 to 69%), while for *Hylocereus* sp. It was 20% after six months, reaching zero germination at the seventh month. During propagation of cuttings, nutrient solutions had no significant effect for the variables root length, root number but significant effects were found for number of sprouts. Coconut fiber induced the greater number of roots, vegetative shoots, and greater root length in the cuttings as compared with the substrates of sand and vermicompost.

Agradecimientos

Esta tesis es el resultado de un conjunto de apoyos de personas que han participado. Así mismo lograr que todos los sueños se puedan hacer realidad, cuando uno se lo propone.

Expreso mi profundo agradecimiento a las siguientes personas e instituciones:

Al *Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología* (CONACYT), por el apoyo económico que me otorgó para la realización de mi estudio de maestría.

Al *Centro de Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional* (CIIDIR-IPN Unidad Oaxaca, por todo el apoyo brindado durante mi estudio de maestría, por la convivencia de los compañeros y amigos que conforman esta gran institución.

Agradezco a la *Dra. Yolanda Donají Ortiz Hernández*, por el apoyo incondicional para la realización de esta tesis, ya que siempre estuvo al tanto, me compartió su conocimiento y su experiencia personal para este trabajo de investigación. Además por la paciencia y comprensión que me tuvo durante mi estancia.

Al *Dr. José Cruz Carrillo Rodríguez*, agradezco por el apoyo incondicional que me estuvo brindando para la realización de este trabajo, por su gran experiencia, su confianza, paciencia y comprensión sobre todo como un gran amigo.

Al *Dr. Manuel Sandoval Villa*, por su colaboración, apoyo y paciencia para la elaboración de esta tesis.

Al *Dr. José Antonio Sánchez García*, por su apoyo y su colaboración de la tesis.

Agradezco a la *M. en C. Laura Martínez Martínez*, por su apoyo, comentarios y su gerencias en la trabajo de investigación.

A la *M. en C. Araceli Vera Guzmán*, por su valioso aportación y sugerencias para esta investigación.

Al *Dr. José Luis Chaves Servía*, por el apoyo estadístico de este trabajo y por su valioso experiencias.

Al señor *Hipólito*, por sus sugerencias y su amistad.

A mis amigos

Felipe Méndez, Rafael, Justiano, Rosy miguel, Santos, Juan Elías, Mariana, Gabriela, Yonue, Lizbeth, Maricela, Griselda, Nora, Ofelia, Delfino, Aida, Ofelia, Ángela, Cuauhtémoc y Joel. Por sus amistades.

Dedicatorias

A dios

Gracias a dios por darme la oportunidad de seguir iluminando durante mi camino y porque siempre estás conmigo.

Con amor a mis padres

A la *Sra. Margarita Martínez Reyes*, que siempre me ha apoyado incondicionalmente y por sus buenos consejos. Además, por el camino que siempre me enseñaste y gracias por sacarme adelante.

Al *Señor Pantaleón Cerqueda Zaragoza* (†), gracias por sus buenos consejos y que siempre estarás en mi corazón y donde quiera que vayas siempre estarás conmigo y jamás tendré palabras para agradecerte.

A mis hermanos

Bonifacio Cerqueda Martínez, Gregorio Cerqueda Martínez, Ambrosio Cerqueda Martínez, Genaro Cerqueda Martínez y Victoria Cerqueda Martínez. Gracias por el apoyo incondicional y por sus buenos consejos y el cariño que han brindado. Alguien en especial que siempre ha estado conmigo y que siempre me ha animado y me ha apoyado, me ha traído alegría en mi vida

Mi novia Norma Venegas.

A mis sobrinos y sobrinas

Dalia, Ana María, Anahí, Fredy, Jonathan, Aquiles, natividad, Gabriela, Marisol, Jesús Oswaldo, Bonifacio, Blanca, Alicia, Ana Bertha, María Evangelina y Kevin, por su apoyo y el cariño que me tienen.

INDICE

1 INTRODUCCIÓN.....	12
2 OBJETIVO GENERAL.....	3
Objetivos Específicos	3
3 HIPÓTESIS	3
4 REVISIÓN DE LITERATURA	4
4.1 Importancia de las Cactáceas	4
4.2 Importancia de la pitahaya (<i>Hylocereus</i> spp.).....	5
4.3 Distribución Geográfica de la pitahaya	6
4.4 Propagación de Vegetales	7
4.4.1 Propagación sexual	8
4.4.1.1 Germinación	8
4.4.1.2 Germinación de semillas de cactáceas.....	12
4.4.1.3 Tratamientos para Romper el Letargo de la Semilla.....	17
4.4.2 Propagación Asexual.....	21
4.4.2.1 Propagación Asexual por Estacas en Cactáceas.....	24
4.5 Sustratos.....	26
4.5.1 Sustratos inorganicos	27
4.5.1.1 Arena.....	27
4.5.2 Sustratos Orgánicos.....	28
4.5.2.1 Fibra de coco... ..	29
4.6 Soluciones Nutritivas.....	31
5 MATERIALES Y MÉTODOS.....	32
5.1. Localización del área experimental	32
5.2 Experimento 1. Germinación de semillas de <i>Hylocereus</i>	34
5.2.1 Cámara de crecimiento.....	34

5.2.2 Frutos de ecotipos de <i>Hylocereus</i>	34
5.2.3 Obtención de semillas.....	36
5.2.4 Germinación de semilla	35
5.2.4.1 Preparación de materiales.....	36
5.2.4.2 Siembra.....	36
5.2.4.3 Riego.....	36
5.2.4.4 Unidad y diseño experimental.....	38
5.2.4.5 Variables de estudio.....	37
5.3 Experimento 2. Propagación asexual (<i>H. undatus</i>), con Solución de Steiner.....	37
5.3.1 Obtención y preparación de estacas... ..	38
5.3.2 Sustratos.....	38
5.3.2.1 Desinfección de los sustratos... ..	39
5.3.3 Instalación del sistema de riego	39
5.3.4 Trasplante.....	39
5.3.5 Soluciones Nutritivas	40
5.3.6 Diseño experimental	41
5.3.7 Variables evaluadas.....	41
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
6.1 Experimento1, germinación de semillas	42
6.1.1 Tasa de Crecimiento de Plántulas	46
6.2 Experimento 2 propagación asexual, soluciones de Steiner	52
7. CONCLUSIONES.....	54
8 LITERATURA CITADA	55

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Localización del área del experimento.....	32
Figura 2. Tres ecotipos de pitahaya (<i>Hylocereus</i> spp.).....	33
Figura 3. Características de los frutos y órganos de los ecotipo de pitahaya estudiados.....	34
Figura 4. Extracción de semillas de <i>Hylocereus</i> spp.....	35
Figura 5. Llenado de bolsas con sustratos.....	38
Figura 6. Trasplante de estacas de <i>Hylocereus undatus</i>	39
Figura 7. Comportamiento de la germinación a través del tiempo de tres ecotipos de pitahaya.....	46
Figura 8. Tasa crecimiento de tres ecotipos de <i>Hylocereus</i> spp en el mes diciembre de 2008.....	47
Figura 9. Tasa de crecimiento mensual de las plántulas de pitahaya en el mes de enero de 2009.....	48
Figura 10. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de febrero de 2009.....	48
Figura 11. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de marzo de 2009.....	49
Figura 12. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de abril de 2009.....	49
Figura 13. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de mayo de 2009.....	50
Figura 14. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya a en el mes de junio de 2009.....	50
Figura 15. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de julio de 2009.....	51

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Características de estos frutos.	34
Cuadro 3. Diseño experimental del experimento 1.	37
Cuadro 3. Composición del agua de riego, disolución ideal y aportes previstos para preparar la solución nutritiva de Steiner.	40
Cuadro 4. Cantidades de fertilizantes, en gramos, para preparar las soluciones nutritivas.	40
Cuadro 5. Tratamientos evaluados.	41
Cuadro 6. Porcentaje de germinación de tres ecotipos de semillas de <i>Hylocereus</i> spp.	44
Cuadros 7. Cuadrados medios del tiempo de almacenamiento y los ecotipos.	45
Cuadro 8. Tiempo de almacenamiento de las semillas de pitahaya (<i>Hylocereus</i> spp.).	45
Cuadro 9. Cuadrados medios de longitud de raíz, número de raíces y número de brotes.	51
Cuadro 10. Evaluación de soluciones nutritivas Steiner sobre el enraizamientos de estacas de pitahaya durante 45 días.	52
Cuadro 11. Respuesta de <i>Hylocereus undatus</i> a diferentes sustratos bajo condiciones de hidroponía.	53

1 INTRODUCCIÓN

La mayoría de las cactáceas son utilizadas como alimento humano, aprovechadas principalmente por sus frutos y tallos (Casas, 2002). En lugares áridos y tormentosos se utilizan para fijar el suelo y prevenir la erosión de las lluvias que normalmente se producen de forma intensa en algunas épocas del año (Prieto, 2006).

Existen especies de cactáceas que solamente se pueden reproducir mediante la propagación sexual (León, 2004). Cuando un vegetal se reproduce por semilla es mayor la variabilidad genética (Ortiz, 2000). Las semillas de las cactáceas presentan variaciones en forma, tamaño, estructura y color en la testa, en las características del embrión y de los tejidos almacenadores de sustancias nutritivas (Godínez *et al.*, 2008; Flores *et al.*, 2009; León y Domínguez, 1991; Suarez *et al.*, 2007; Ayala *et al.*, 2004). Algunas semillas de cactáceas como las de la biznaga, necesitan un manejo especial, crecen muy lentamente y requieren de plantas nodrizas que les proporcionen sombra y humedad, especialmente durante la germinación y sus primeras etapas de crecimiento. Otras especies que presentan semillas grandes con cobertura gruesa necesitan de la estratificación y del frío (León, 2004; Sánchez *et al.*, 2006; Álvarez, 1997; Navarro y Demeneghi, 2007).

En otras cactáceas la germinación de las semillas presentan alta correlación con la temperatura, como se ha encontrado en *Stenocereus queretaroensis* cuya germinación ocurre entre los 20 y 30 °C (Barre ra y Nobel, 2003), para *Echinopsis leucantha* a los 27 °C alcanzando el 50% de germinación entr e los

9 y 11 días (Méndez y Pérez, 2008). Mientras que en *Mammillaria pectinifera* la escarificación no favorece la germinación, se alcanza el 95% de la germinación cuando las semillas no reciben ningún tratamiento, solo ante la presencia de agua (Navarro y Deméneghi, 2007).

Por otra parte, la propagación asexual es común observarla para cactáceas que producen frutos comestibles. La ventaja de la propagación asexual, es que se conservan las características de la plantas madre; sin embargo, su principal desventaja es que no hay variabilidad genética. Tradicionalmente en el sistema de plantación en cultivos de traspatio y hasta en cultivos comerciales, de nopal (*Opuntia* spp.), pitahaya (*Hylocereus* spp) y pitaya (*Stenocereus* spp.) se han utilizado como materiales vegetativos, esquejes de diferentes longitudes sin enraizar, ocasionando con ello el no éxito de su establecimiento. Por lo tanto, el uso de plantas enraizadas previamente garantiza un mayor éxito al trasplantar las plantas a su lugar definitivo (Méráz *et al.*, 2003; Yoldi, 2000), recomendándose para ellos diversos tipos de sustrato (Ortiz, 1999 b y 2000).

Los sustratos se utilizan generalmente en la horticultura, son materiales sólidos y distintos del suelo *in situ*, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permiten un buen desarrollo de raíces así el anclaje del sistema radicular, el cual desempeña un papel importante para el soporte de la planta (Abad y Noguera, 1998). Esto hace que resulte necesario conocer las propiedades físicas, físico-químicas, químicas y biológicas de los sustratos, debido a que condicionan en mayor medida los cultivos en contenedor y determinan posteriormente su manejo (Lemaire, 2005).

2 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la germinación de tres ecotipos de pitahaya, así como el efecto de tres sustratos para la propagación de estacas de *H. undatus* con soluciones nutritivas.

Objetivos Específicos

- Evaluar el porcentaje de germinación de semillas de tres ecotipos de pitahaya a través del tiempo de *H. undatus*, *H. polyrhizus* e *Hylocereus* spp.).
- Evaluar el efecto de diferentes sustratos (fibra de coco, arena y lombricomposta) y soluciones nutritivas en el enraizamiento de estacas de *H. undatus*.

3 HIPÓTESIS

- Los tres ecotipos de pitahaya (*Hylocereus* spp.) no tienen el mismo poder germinativo a través del tiempo.
- La emisión de raíces será mayor conforme aumente la concentración de la solución nutritiva y la respuesta ante los sustratos será diferencial.

4 REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Importancia de las Cactáceas

Las cactáceas son plantas endémicas de América y su distribución natural abarca prácticamente todo el continente. En México, una gran variedad de cactáceas conquistó los áridos y extensos territorios del norte y centro del país. Se calcula que la familia incluye alrededor de 110 géneros y cerca de 2 000 especies (Bravo-Hollis, 1978). Nuestro país está considerado como el de mayor diversidad para la familia, con la presencia de alrededor de 52 géneros y 850 especies, y de ellas cerca del 75% son endémicas. Estas plantas habitan no sólo las regiones áridas y semiáridas del país, sino que con sus variadas formas de vida han logrado desarrollarse en diversos ambientes, como son las selvas tropicales y los bosques templados.

La fascinación que entre los pueblos prehispánicos despertaban las cactáceas y su papel en las sociedades como parte fundamental de sus tradiciones, quedaron plasmados en códices como el Mendocino, el De la Cruz-Badiano y el Florentino. En la actualidad el empleo de las cactáceas es muy amplio: son fuente de alimentación (tallo, flor, fruto y semillas), sirven como material de construcción, como combustibles, ornamentales, para extracción de colorantes, uso forrajero, y varias de ellas son elemento indispensable en los rituales religiosos de algunas comunidades indígenas. En lugares áridos y ventosos se utilizan para fijar el suelo y prevenir la erosión de las lluvias que normalmente se producen de forma intensa en algunas épocas del año. Las cactáceas que son utilizadas como alimento humano, por sus frutos y tallos son: *Opuntia*, *Hylocereus*, *Selenicereus*, *Stenocereus*, *Ferocactus*, *Echinocactus* entre otros (Prieto, 2006, Ortiz, 1999 y 2000). De las numerosas especies de cactáceas las

de mayor importancia económica por sus frutos pertenecen a los géneros *Opuntia*, *Stenocereus* y *Hylocereus* (Bravo, 1991; Ortiz y Livera, 19991); sin embargo, existen otros cactáceas epífitas, columnares y globosas cuyos frutos tienen importancia de manera local o regional, como *Ferocactus*, *Echinocactus*, *Pachycereus* y *Escontria*.

Aproximadamente el 7% de las cactáceas existentes, son epífitas, muchas de las cuales se localizan en regiones subtropicales y tropicales (Nobel y Hartsock, 1990), como en el caso de *Hylocereus* spp. (pitahaya). Esta especie es una de las consideradas con alto potencial frutícola para nuestro país por la International Society for Horticultural Science (ISHS, 1989).

4.2 Importancia de la pitahaya (*Hylocereus*)

Las pitahayas son un importante recurso genético vegetal nativo de América, con amplia distribución y variación; también son un nuevo cultivo con gran potencial para el desarrollo agrícola y económico de amplias áreas de México y varios países de Centroamérica. La importancia y el potencial de las pitahayas radican en su gran variabilidad genética, su adaptabilidad a condiciones ambientales diversas, sus múltiples usos, sus posibilidades de industrialización, su productividad, su rentabilidad y su demanda en los mercados regionales y en el mercado internacional (Ortiz y Livera, 1999a, b; Ortiz, 1999 y 2000; Yoldi, 2000; Legaria *et al.*, 2005).

En México, la producción de pitahaya se obtuvo de plantas silvestres; posteriormente se fueron introduciendo plantas en huertos familiares o en linderos de algunos predios (albarradas), mismas que fueron cuidadas hasta hacerlas más productivas, seleccionando el material que presentara las características deseadas por los productores y los consumidores. Actualmente, la pitahaya se produce en 24 de las 31 entidades federativas de México que

presentan selvas caducifolias y subcaducifolias, caracterizadas como zonas subtropicales (Méráz, 2003).

Los frutos atractivos de especies poco comunes, como el de la pitahaya (*Hylocereus* spp.), son muy cotizados en los mercados europeos y asiáticos. Aunque el fruto es el producto más demandado, toda la planta se puede aprovechar como alimento y como medicina (Raveh *et al.*, 1993; Reyes, 1995; Rodríguez, 2000; Castillo *et al.*, 2005).

4.3 Distribución Geográfica de la Pitahaya

El mayor número de especies se encuentra en México, Centroamérica y el Caribe, lo cual constituye un elemento para concluir que posiblemente en esta área tuvieron su origen. En lo particular, de las 16 especies formalmente descritas del género *Hylocereus* 12 se encuentran en México (Bravo-Hollis, 1978) y varias de ellas podrían tener su lugar de origen en este país. Por supuesto, la pitahaya amarilla de Colombia, del género *Selenicereus*, constituye una excepción, pues es originaria precisamente de Colombia, el norte de Brasil y el sur de Venezuela (Castillo, 2006; Ramírez, 2007; Luna-Morales, 2006; Yoldi, 2000; Centurión *et al.*, 2008).

En México *Hylocereus* forma parte de la vegetación de las selvas tropicales y subtropicales, en diversos estados de la República Mexicana, y se le puede encontrar desde los 0 hasta más de 1800 m de altitud en áreas con precipitación que va desde los 400 a más de 2000 mm anuales. Su periodo productivo está comprendido entre los meses de julio a septiembre, pero en áreas tropicales es posible encontrar una mínima producción de fruta durante los meses de octubre a noviembre (Ortiz, 1999).

En México existen varios tipos de pitahaya, siendo la más conocida *H. undatus*, cuyos frutos tiene la cáscara de color rosa mexicano o fucsia y pulpa de color blanco. La variabilidad genética de *H. undatus*, es muy amplia y al igual que *Opuntia* spp. presenta un gran polimorfismo, de tal manera que no existe la seguridad de que la especie conocida como *H. undatus* en México, sea la misma que existe en Nicaragua (Barbeau, 1990; INRA-CEE, 1994), Colombia (Becerra, 1986; Echeverri, 1990), Brasil (Jorge y Ferro, 1989) y Guatemala (Bravo, 1978) con el mismo nombre, ya que éstas difieren ampliamente en el tamaño, color y estructura de los tallos, flores y frutos, e inclusive en México, existe, una gran variación en esta misma especie.

Otras especies de *Hylocereus* producen frutos de pulpa roja y cáscaras que varían de color desde rosa a rojo son *H. polyrhizus*, *H. costaricensis*, *H. monacanthus*, *H. purpusii* y *H. ocamponis*.

4.4 Propagación de Vegetales

Los vegetales se reproducen de diferentes formas. La forma más común de es la de tipo sexual, que se produce en las flores de las plantas, ya que ellas contienen los órganos sexuales. La fecundación se realiza por medio del traslado de los granos de polen desde los estambres hasta el estigma de la misma flor o de otra, mediante un proceso llamado polinización. En el ovario, el polen fecunda el óvulo. Cuando la flor se marchita, el ovario se transforma en fruto. El fruto contiene en su interior al óvulo fecundado que se ha convertido en semilla, lista para germinar y desarrollar una nueva planta. Las plantas sin flores se reproducen en forma asexual; sin embargo, este es el método empleado para muchas especies destinadas como ornamentales u hortofrutícolas.

En general, las cactáceas pueden ser multiplicadas por propagación sexual, mediante semillas, o bien por medios vegetativos empleando esquejes, rebrotes

o hijuelos, trozos de frutos, injertos y aplicando técnicas de cultivo de tejidos *in vitro*.

4.4.1 Propagación sexual

La formación de nuevas plantas a partir de dos progenitores constituye el proceso de reproducción sexual. Cada progenitor aporta sus gametos (células sexuales) que se unen y forman el cigoto, la primera célula del nuevo individuo que contará con una combinación de material genético de ambos progenitores. De este modo, los descendientes pueden heredar una combinación de rasgos que le ofrecen ciertas ventajas adaptativas en diferentes condiciones ambientales. La reproducción sexual, aporta gran diversidad a la descendencia.

La propagación de las plantas por medio de semillas es una forma tradicional y convencional de reproducción. La semilla es la unidad de dispersión y supervivencia de una especie vegetal, sea esta silvestre o cultivada, que lleva en sí el germoplasma. La propagación por semillas uno de los métodos de reproducción de plantas más usados en la naturaleza y además uno de los más eficientes, debido a que se encarga de mantener las características genéticas que les confieren a las plantas la resistencia necesaria para su supervivencia. Las semillas son el vehículo natural para la reproducción de las plantas, así como para la recolección, transporte, manejo y almacenamiento de germoplasma, con la ventaja de que éstas preservan la variabilidad genética resultante de la reproducción sexual. La propagación sexual involucra a la semilla y sistemas de cultivo *in vitro*, como es el rescate de embriones (Hartmann y Kester, 2003).

4.4.1.1 Germinación

La germinación es el proceso mediante el cual una semilla colocada en un medio ambiente se convierte en una nueva planta. Para que el proceso de germinación, es decir, la recuperación de la actividad biológica por parte de la semilla, tenga lugar, es necesario que se den una serie de condiciones ambientales favorables como son: un sustrato húmedo, suficiente disponibilidad de oxígeno que permita la respiración aerobia y, una temperatura adecuada para los distintos procesos metabólicos y para el desarrollo de la plántula.

La absorción de agua por la semilla desencadena una secuencia de cambios metabólicos, que incluyen la respiración, la síntesis proteica y la movilización de reservas. A su vez la división y el alargamiento celular en el embrión provocan la rotura de las cubiertas seminales, que generalmente se produce por la emergencia de la radícula. Sin embargo, las semillas de muchas especies son incapaces de germinar, incluso cuando se encuentran en condiciones favorables. Esto es debido a que las semillas se encuentran en estado de latencia. Por ello, mientras no se den las condiciones adecuadas para la germinación, la semilla se mantendrá latente durante un tiempo variable, dependiendo de la especie, hasta que llegado un momento, pierda su capacidad de germinar.

Una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo tanto desde el punto de vista morfológico como fisiológico. La madurez fisiológica puede ocurrir al mismo tiempo que la morfológica, como en la mayoría de las especies cultivadas; o bien puede haber una diferencia de semanas, meses y hasta años entre ambas. Aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar aún una serie de transformaciones fisiológicas. Lo normal es que requieran la pérdida de sustancias inhibitoras de la germinación o la acumulación de sustancias promotoras. En general, necesitan reajustes en el equilibrio hormonal de la semilla y/o en la sensibilidad de sus tejidos para las distintas sustancias activas.

El tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar se conoce como viabilidad. Es un período variable y depende del tipo de semilla y de las condiciones de almacenamiento. Pueden haber semillas que germinan, todavía, después de decenas o centenas de años; se da en semillas con una cubierta seminal dura como las leguminosas y en el extremo opuesto están las que no sobreviven más que algunos días o meses. La vida media de una semilla se sitúa entre 5 y 25 años. Las semillas pierden su viabilidad por causas muy diversas. Una semilla será más longeva cuanto menos activo sea su metabolismo. Esto, a su vez, origina una serie de productos tóxicos que al acumularse en las semillas produce a los largos efectos letales para el embrión. Para evitar la acumulación de esas sustancias bastará disminuir aún más su metabolismo, con lo cual habremos incrementado la longevidad de la semilla. Las bajas temperaturas dan lugar a un metabolismo mucho más lento, por lo que las semillas conservadas en esas condiciones viven más tiempo que las conservadas a temperatura ambiente. La deshidratación, también alarga la vida de las semillas, más que si se conservan con su humedad normal. Pero la desecación tiene unos límites; por debajo del 2-5% en humedad se ve afectada el agua de constitución de la semilla, siendo perjudicial para la misma. Por lo tanto, para alargar más tiempo la vida de una semilla, ésta debe conservarse en las siguientes condiciones: mantenerla seca, dentro de unos límites; temperaturas bajas y, reducir al mínimo la presencia de oxígeno en el medio de conservación.

Entre los factores ambientales más importantes que inciden en el proceso de germinación destacan la: humedad, temperatura y los gases.

Humedad. La absorción de agua es el primer paso, y el más importante, que tiene lugar durante la germinación; porque para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos. La entrada de agua en el interior de la semilla se debe exclusivamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea. En condiciones normales, este

potencial hídrico es menor en las semillas secas que en el medio exterior. Por ello, hasta que emerge la radícula, el agua llega al embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal; siempre a favor de un gradiente de potencial hídrico. Aunque es necesaria el agua para la rehidratación de las semillas, un exceso de la misma actuaría desfavorablemente para la germinación, pues dificultaría la llegada de oxígeno al embrión.

Temperatura. La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio. Del mismo modo, en el proceso de germinación pueden establecerse unos límites similares. Por ello, las semillas sólo germinan dentro de un cierto margen de temperatura. Si la temperatura es muy alta o muy baja, la germinación no tiene lugar aunque las demás condiciones sean favorables. Las temperaturas compatibles con la germinación varían mucho de unas especies a otras. Sus límites suelen ser muy estrechos en semillas de especies adaptadas a hábitats muy concretos, y más amplios en semillas de especies de amplia distribución. Las semillas de especies tropicales suelen germinar mejor a temperaturas elevadas, superiores a 25 °C. Sin embargo, las semillas de las especies de las zonas frías germinan mejor a temperaturas bajas, entre 5 y 15 °C. En la región mediterránea, las temperaturas más adecuadas para la germinación son entre 15 y 20 °C. Por otra parte, se sabe que la alternancia de las temperaturas entre el día-noche actúan positivamente sobre las etapas de la germinación. Por lo que el óptimo térmico de la fase de germinación y el de la fase de crecimiento no tienen por qué coincidir. Así, unas temperaturas estimularían la fase de germinación y otras la fase de crecimiento.

Gases. La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂.

De esta forma el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. La mayoría de las semillas germinan bien en atmósfera normal con 21% de O₂ y un 0.03% de CO₂. Sin embargo, existen algunas semillas que aumentan su porcentaje de germinación al disminuir el contenido de O₂ por debajo del 20%, como el caso de las plantas acuáticas cuya germinación es mejor cuando la concentración de O₂ es del 8%. El efecto del CO₂ es el contrario del O₂, es decir, las semillas no pueden germinar se aumenta la concentración de CO₂. Para que la germinación tenga éxito, el O₂ disuelto en el agua de imbibición debe poder llegar hasta el embrión. A veces, algunos elementos presentes en la cubierta seminal como compuestos fenólicos, capas de mucílago, macroesclereidas, etc., pueden obstaculizar la germinación de la semilla por que reducen la difusión del O₂ desde el exterior hacia el embrión. La cantidad de O₂ que llega al embrión disminuye a medida que aumenta disponibilidad de agua en la semilla, además la temperatura modifica la solubilidad del O₂ en el agua que absorbe la semilla, siendo menor la solubilidad a medida que aumenta la temperatura.

4.4.1.2 Germinación de semillas de cactáceas

Las semillas de cactus por lo general tienen una buena viabilidad durante un año, y pueden seguir germinando durante 2 ó 3 años más, pero con un porcentaje de éxito cada vez menor.

Diversos estudios con cactáceas han demostrado la luz, la temperatura y la humedad son factores importantes para la determinación de la germinación de las semillas. Se ha demostrado que la temperatura constante de entre 25 y 30° C las semillas presenta su máxima capacidad y velocidad de germinación además de ser fotoblásticas positivas.

Entre las especies de la familia Cactáceae es frecuente la gran producción de semillas, está característica les confiere un alto porcentaje de germinación,

pues se ha visto que los porcentajes oscilan del 0 hasta el 100% (Sánchez-Salas *et al.*, 2006; Navarro y Deménegui, 2007) bajo diversas condiciones que facilitan el establecimiento. No todas las especies de semillas germinan fácilmente, por lo que plantas como las cactáceas han tenido que desarrollar mecanismos de adaptación como es el caso de la latencia, la cual ya se ha conseguido eliminar en algunas especies y en otras se ignora tanto la latencia como los mecanismos de dormancia y letargo que convierten en durmientes a ciertas semillas de cactáceas (López *et al.*, 2001b).

Se han realizado numerosos trabajos acerca del efecto de diferentes tratamientos para la germinación de semillas en cactáceas. Corona y Chávez (1982), estudiaron en semillas de *Echinocactus grandis* y *E. grusonii* el efecto de un tratamiento pregerminativo con ácido sulfúrico concentrado y posteriormente sometidas a Nitrato de potasio al 0.2% teniendo como resultado una ligera disminución en el tiempo de obtención de plántulas.

Por su parte Godínez (1991) estudió en ocho especies de cactáceas el efecto del ácido clorhídrico a diferentes concentraciones y observó que la inmersión en el ácido le permitió obtener porcentajes de germinación altos. En contraste Álvarez y Montaña (1997) observaron que la inmersión de semillas en HCl de *Cephalocereus chrysacanthus*, *Cephalocereus hoppenstedtii*, *Ferocactus latispinus*, *Stenocereus stellatus* y *Wilcoxia viperina*, no influyó de manera significativa en los porcentajes de germinación. Para el género *Ferocactus* se han realizado estudios sobre factores de germinación y crecimiento. Del Castillo (1986) observó que las semillas de *Ferocactus histrix* requieren de luz para germinar; sin embargo, en sitios muy expuestos a la luz, la desecación del terreno impide la imbibición de las semillas, por esto explica que *F. histrix* tiene selectividad por terrenos pedregosos donde exista luz suficiente y sombra.

Dubrovsky (1996, 1998) realizó estudios en el Desierto de Sonora sobre la germinación de las semillas de *Ferocactus peninsulae*, *Stenocereus thurberi* y *Pachycereus pecten-aborigenum* bajo condiciones controladas, sometiénolas a ciclos de hidratación – deshidratación de diferente duración, obteniendo una germinación más rápida y con mayor acumulación de biomasa que las semillas no tratadas. Rojas–Aréchiga y Vázquez–Yanes (2000) observaron que la germinación de las semillas de *Ferocactus glaucescens* ocurre en un rango de 15–35 y 40 °C.

Álvarez y Montaña, (1997) evaluó la germinación y supervivencia de cinco especies de cactáceas del Valle de Tehuacán. Aunque los porcentajes de germinación finales variaron tanto entre especies, como entre métodos de escarificación y la interacción entre ambos factores fue significativa. La variabilidad explicada fue de 36% para especie, 29% para método de escarificación y de 12% para la interacción. De acuerdo al análisis de comparaciones múltiples mostró que el porcentaje de germinación de *Cephalocereus chrysacanthus* (36%) fue el más bajo. Las otras cuatro especies no difirieron entre sí y promediaron 79% de germinación entre las cuatro.

Ayala *et al.* (2004) evaluaron la variación en el tamaño y peso de la semilla y su relación con la germinación en una población de *Stenocereus beneckeii*. Además evaluó en cuatro fechas de siembras de cinco categorías de peso de semillas de estas especies con la finalidad de inferir las estrategias de supervivencias en las primeras fases de su ciclo de vida. *S. beneckeii* presenta las semillas más grandes (largo 3.2 ± 0.4 mm, ancho 2.6 ± 0.3 mm) y pesadas (11.8 ± 2.7 mg) del género *Stenocereus*. El número de semillas/fruto fluctuó entre 25 y 200, detectándose una correlación positiva entre tamaño del fruto y número de semillas. Los porcentajes de germinación fueron superiores al 75% para cuatro categorías de peso de semilla bajo condiciones de laboratorio; el menor porcentaje de germinación (11%) fue para las semillas más pequeñas y el mayor para las de tamaño intermedio (84%). Las curvas de germinación

mostraron diferencias estadísticamente significativas para las cinco categorías de peso por fecha y para las semillas del mismo peso pero germinadas en diferente fecha. En las categorías de mayor tamaño (3-5), la germinación fue superior en semillas recién colectadas; pero inversa en las semillas más pequeñas (categorías 1-2).

Barrera y Nobel (2003) encontraron que la temperatura óptima para la germinación de semillas de cactus columnar (*Stenocereus queretaroensis*) fue entre los 20 y 30 °C.

Benítez - Rodríguez *et al.* (2004) realizaron un estudio sobre la germinación de cuatro especies del género *Mammillaria* (Cactácea) del Valle de Tehuacán–Cuicatlán, México, comparando cuatro tratamientos: luz roja, roja lejana, blanca y oscuridad a 25 °C y en luz blanca y oscuridad a 2 temperaturas alternantes (15/30 y 20/35 °C). Las semillas resultaron ser fotoblásticas positivas, aunque germinaron en rojo lejano. Para todas las especies la mejor germinación se obtuvo a 25 °C con luz blanca y luz roja, y no hubo diferencias significativas entre tratamientos. Se obtuvieron porcentajes más altos de germinación a 25 °C que a temperaturas alternantes y las semillas no presentaron ningún mecanismo de latencia morfofisiológica.

Flores y Jurado (2009) evaluaron el efecto de la densidad de semillas en la germinación de dos cactáceas columnares: *Isolatocereus dumortieri* y *Myrtillocactus geometrizans*. De la cual utilizó 5 tratamientos de densidad de semillas (1, 5, 10, 20 y 50 semillas). *Isolatocereus dumortieri* mostró menor porcentaje de germinación con el aumento de densidad, mientras que la germinación de *M. geometrizans* no fue afectada por la densidad de semillas.

Sánchez Salas *et al.* (2006), con el fin de promover la conservación de *Astrophytum myriostigma* Lem. es una (cactácea endémica del desierto chihuahuense, México, amenazada de extinción), realizó un experimento de

germinación con semillas de 4 años de edad provenientes de una población desaparecida por efecto de actividades mineras. Evaluó el porcentaje y la velocidad de germinación en semillas de dos clases de tamaño significativamente distintas en longitud y peso seco, pero no en diámetro. Los tratamientos fueron H_2SO_4 , agua destilada, escarificación mecánica y enfriamiento. El porcentaje de germinación fue afectado por los tratamientos, el tamaño de las semillas y la interacción tratamiento \times tamaño de semilla. Los mejores tratamientos para la germinación fueron agua destilada y enfriamiento. Las semillas pequeñas mostraron mayor germinación que el testigo en todos los tratamientos, excepto escarificación, donde presentaron baja germinación independientemente del tamaño. La velocidad de germinación fue afectada por el tamaño y la interacción tratamiento \times tamaño de semilla. Las semillas pequeñas germinaron más rápido (3.8 semillas/día) que las grandes (1.7 semillas/día). El tratamiento con H_2SO_4 mostró mayor velocidad de germinación en semillas pequeñas que grandes y con la escarificación se obtuvo mayor velocidad en las semillas grandes.

Méndez y Pérez (2008) señalan para la germinación de las semillas de *Echinopsis leucanthae* temperaturas de 27 °C con un 50% de germinación (entre 9 y 11 días).

Navarro y Deméneghi (2007) mencionan que en *Mammillaria pectinifera*, los tratamientos de escarificación no favorecen la germinación. El mayor porcentaje de germinación (95%) se registró cuando las semillas no fueron sometidas a escarificación.

Castillo y Calix De Dios (1997) mencionan que la germinación de las semillas de *H. undatus* es muy alta, ya que presenta un porcentaje superior al 95% en menos de 15 días.

Godínez *et al.* (2008) realizaron un estudio sobre la densidad, estructura poblacional, reproducción y supervivencia individual de cuatro especies de plantas útiles con el fin de determinar el estado en el que se encuentran sus poblaciones y capacidad de regeneración, así como la importancia relativa de la reproducción sexual y la propagación vegetativa para el reclutamiento de 2 de estas especies. Las poblaciones de todas las especies tienen densidades variables y están compuestas por plantas de tamaño intermedio. Las plantas de tamaño pequeño y grande son escasas. La producción de frutos varió entre las poblaciones de cada especie, aunque no se observaron diferencias en el número de semillas por frutos y la proporción de semillas germinadas. La supervivencia de las plántulas fue baja y dependió de las condiciones ambientales. La propagación vegetativa es el mecanismo más común para el reclutamiento de las especies que presentan esta forma de reproducción.

La propagación de la pitahaya por semillas resulta conveniente porque se obtiene material con diferente información genética, presentando características diversas que pueden ser aprovechables (Ortiz, 2000). La propagación sexual es sencilla, debido a que la germinación de las semillas es muy alta y ocurre en poco tiempo, *H. undatus*, especie común en México, presenta un porcentaje de germinación superior al 95% en menos de 15 días. Este tipo de propagación es recomendable para el fitomejoramiento en la obtención de híbridos o cuando el material vegetativo es escaso (Castillo y Cáliz, 1997).

4.4.1.3 Tratamientos para Romper el Letargo de la Semilla

Tratamientos para superar el letargo de las semillas (mecánica, agua caliente, con ácido, calido-humedo, temperaturas elevadas).

Aubeterre *et al.* (2006) evaluaron diferentes métodos de escarificación para lograr la germinación de cinco especies de cactáceas del Estado de Puebla

(*Opuntia ficus indica*, *Pilosocereus*, *Stenocereus griseus*, *Cereus deficiens* y *Cereus hexagonus*) del estado de Puebla) que se encuentran en riesgo de disminuir su población, debido a todos los factores adversos a los que se encuentran sometidas.

Guillén *et al.* (2009) estudiaron el efecto bajo tratamientos de potenciales de aguas en 0.0, -0.2 y -0.4 MPa. Para estimular la germinación de semillas en cuatro cactáceas. Identificaron las diferencias interespecíficas, al reducir el potencial del agua la tasa de germinación disminuyó notablemente en *S. pruinosus* y *P. chichipe*. La semilla de *M. schenckii* fue germinada mejor con el potencial de agua de -0.2 MPa y la semilla de *P. Chende* en todos los tratamientos.

Navarro y Gonzales (2007) realizó un estudio sobre efecto de la escarificación de semillas en la germinación y crecimiento de *Ferocactus robustus* (Pfeiff) Britton y Rose (Cactácea), utilizando dos tipos de semillas rojas y negras. Ellos compararon diferentes tratamientos de escarificación y además determinaron la altura y diámetros de las plántulas. Los tratamientos que emplearon fueron: 1) ácido sulfúrico 1, 1,5 y 3 min, 2) agua a 50 °C por 5 y 10 min, 3) ácido giberélico, 4) temperatura baja (4 °C / 1 semana). Se colocaron charolas con 40 semillas de cada tipo y registró la germinación por 30 días. Para evaluar la tasa de crecimiento de las plántulas se seleccionaron al azar 25 por tratamiento y se midió la altura y diámetro cada semana. Sólo obtuvieron datos para las semillas rojas ya que las de color negro no germinaron. La germinación fluctuó entre 70 y 90%, la escarificación no afectó a la germinación; pero sí determinó el tamaño de las plántulas. Los valores promedio mayores de diámetro y altura se obtuvieron al exponer las semillas a 4 °C / 1 semana y a ácido sulfúrico / 1.5 min.

Méndez *et al.* (2006) evaluaron el nodricismo y la depredación sobre la germinación y el establecimiento de nuevos individuos de *Pterocereus gaumeri*.

Realizaron un experimento de campo con diseño factorial, considerando el factor asociación con cinco niveles (cuatro nodrizas y claros), el factor de depredación con dos niveles (protegidas y expuestas) y el factor orientación con cuatro puntos cardinales. No hubo diferencias significativas en la germinación entre claros y bajo las nodrizas, ni entre especies, pero sí entre semillas protegidas de la depredación y las expuestas. Para el factor orientación no se encontraron diferencias en ningún caso.

Godínez y Valiente (1998) determinaron el efecto de la imbibición, la temperatura, mecánica y la escarificación ácida en la germinación de ocho especies de cactáceas, simulando la ingestión de semillas por aves y murciélagos. Solamente *Pachycereus hollianus* incrementó su germinación después de remojar con soluciones ácidas, mientras que para las otras especies ninguno de los tratamientos aumentó su porcentaje de germinación.

Olvera *et al.* (2003) evaluaron la germinación de semillas de *Opuntia tormentosa* colectadas durante el año 1998 empleando tratamientos de escarificación (H_2SO_4), ácido giberélico (GA_3), calor seco, el remojo, la luz, después de la maduración y la estratificación de la temperatura constante y alterna. Las semillas fueron fotoblásticas positivas, germinaron mejor a temperaturas constantes.

Ortega y Rojas (2006) evaluaron el efecto de la luz, la temperatura y la adición de ácidos giberélicos (GA_3) en las semillas de *Trichocereus terscheckii* con el fin de proporcionar información sobre los requisitos de la germinación. La respuesta de la germinación de un gradiente de temperatura fue evaluada para la semilla proveniente de dos poblaciones: la pedrera y la cuesta de obispo (Salta, Argentina). Las semillas de *T. terscheckii* germinaron dentro de un rango de 15 a 35 °C con una germinación máxima bajo la luz blanca y sin germinación en la oscuridad. En cualquier concentración de GA_3 promovió la germinación en cualquiera de luz blanca o la oscuridad ni a una temperatura constantes.

Padilla y Valverde (2005) analizó el comportamiento de tres especies diferentes de cactus en su grado de rareza: *Neobuxbaumia macrocephala*, *N. macrocephala* y *N. mezcalaensis*. La cual le dio diferentes tratamientos: diferentes temperaturas, la inmersión en HCl, la oscuridad y diferentes potenciales de aguas. La especie más rara, *N. macrocephala*, mostró la menor capacidad de germinación en comparación con las otras dos especies, *N. mezcalaensis*, mostraron una respuesta fotoblástica y fue afectada considerablemente por el potencial de agua.

Benítez *et al.* (2004) reportaron la germinación de cuatro especies del género *Mammillaria* (Cactáceae) del valle de Tehuacán-Cuicatlán, México. Ellos compararon en cuatro tratamientos: luz roja, roja lejana, blanca y oscuridad a 25 °C y en luz blanca y oscuridad a dos temperaturas alternantes (15/30 °C y 20/30 °C). Las semillas resultaron ser fotoblásticas positivas, aunque germinaron en rojo lejano. Para todas las especies la mejor germinación se obtuvo a 25 °C con luz blanca y luz roja y no hubo diferencias significativas entre tratamientos.

Rojas *et al.* (1998) realizaron un estudio sobre el efecto de siete diferentes temperaturas constantes y cinco rangos de temperaturas alternas sobre la germinación de semillas de siete especies de cactus de Puebla, México. Por la cual las cactáceas columnares fueron más tolerantes a las bajas temperaturas y el cactus de barril germinaron en las diferentes temperaturas. Uno de los cactus de barril estudiados (*Ferocactus recurvus*) sólo alcanzó su máxima germinación a una 25 °C. Las fluctuaciones de temperatura no produjeron efectos significativos sobre la germinación en comparación con los resultados obtenidos a temperaturas constantes. Esto puede revelar diferentes adaptaciones ecofisiológicas con respecto a la temperatura las necesidades durante las condiciones de establecimiento para cada forma de vida.

4.4.2 Propagación Asexual

La reproducción asexual se caracteriza por la presencia de un único progenitor que se divide, y da origen a individuos genéticamente idénticos al progenitor y entre sí. Este tipo de reproducción se utiliza para obtener plantas que son copias (clones) de la planta original seleccionada por sus buenas características agronómicas. La clonación de plantas existe hace miles de años. Los agricultores y floricultores la practican desde hace muchos años para la producción de plantas ornamentales y alimenticias que son copias del progenitor. En la actualidad una gran cantidad de plantas de valor comercial, como las bananas, uvas y naranjas sin semilla, entre muchas otras, han perdido la capacidad de producir semillas y deben ser propagadas por procesos de reproducción asexual.

La propagación vegetativa comprende desde procedimientos sencillos, conocidos de tiempos inmemoriales por los campesinos de todo el mundo, hasta procedimientos tecnológicamente muy avanzados, basados en la tecnología del cultivo de tejidos vegetales, mediante los cuales se puede lograr la propagación masiva de plantas genéticamente homogéneas, mejoradas y libres de parásitos. Los procedimientos modernos permiten la obtención de cultivares totalmente libres de agentes patógenos, incluyendo virus, e incluso la fabricación de semillas artificiales por medio de la técnica de embriogénesis somática y encapsulado. Además de la propagación, las técnicas de cultivo de tejidos *in vitro* también permiten seguir procedimientos modernos de conservación de germoplasma gracias al mantenimiento prolongado de cultivos de crecimiento lento y la criopreservación de tejidos.

La multiplicación o propagación vegetativa es posible ya que cada una de las células de un vegetal, posee la capacidad de multiplicarse, diferenciarse y generar un nuevo individuo idéntico al original. A esta característica se la denomina *totipotencialidad*. La multiplicación de planta puede ser producida a

partir de las partes vegetativas de la planta, como las yemas, hojas, raíces o tallos que conservan la potencialidad de multiplicarse para generar nuevos tallos y raíces a partir de un grupo de pocas células. La multiplicación vegetativa comprende desde procedimientos sencillos, como la propagación por segmentos de plantas, por injerto, yema, acodado, estolones, hijuelos, separación, división, hasta procedimientos más complejos como es el cultivo de tejidos *in vitro* además de la apomixis (Hartmann y Kester, 2003).

La apomixis es un recurso muy útil para la agricultura, por el cual se obtienen plantas genéticamente iguales a la planta madre a través de la propagación por semilla sin que haya ocurrido fecundación del gameto femenino. Por lo tanto, las semillas apomípticas contienen embriones cuyo origen es totalmente materno. Actualmente, la propagación por apomixis está tomando más fuerza ya que representa una forma de clonación de plantas a través de semillas, que brinda la oportunidad a los agricultores de desarrollar nuevos y únicos cultivares de especies. La propagación de cítricos usando semilla apomíptica es la forma de propagación más utilizada y eficiente. Muchos pastos comerciales también se propagan de esta forma, tales como *Paspalum notatum* “pasto horqueta”, *Pennisetum ciliare* “pasto buffel” y *Poa pratensis* L. “blue grass o pasto azul de Kentucky”.

Aunque las causas de la formación del embrión sin fecundación sean aún difíciles de determinar, la apomixis constituye una forma de reproducción de especies que asegura un mejor control en la producción. Debido a que no hay intercambio de material genético, la apomixis permite la reproducción de especies con características favorables, resaltando su eficiencia y la producción de semillas de alta calidad. Es decir que esta técnica combina las ventajas de la propagación por semilla (por fecundación) y los métodos de propagación vegetativa. Aunque Mondragón y Bordelon (2002), mencionan que la presencia de apomixis en *Opuntia* es una desventaja porque dificulta la selección de individuos obtenidos de cruza y complica los estudios genéticos y

disminuyendo la eficiencia de los programas de mejoramiento genético. Asimismo, mencionan que en algunas variedades de *Opuntia*, la autopolinización aumenta la presencia de individuos apomícticos.

La clonación de plantas, fundamentalmente el cultivo *in vitro*, constituye un paso fundamental en la obtención y regeneración de plantas genéticamente modificadas, o transgénicas. La obtención de una planta transgénica mediante técnicas de Ingeniería Genética depende de la introducción de ADN foráneo en su genoma que determina la manifestación de un nuevo rasgo de interés. Normalmente se utilizan cultivos de tejidos, seguido de la regeneración de la planta completa y la subsiguiente expresión de los genes introducidos o transgenes.

Para muchas especies la reproducción asexual predomina sobre la sexual, y es que las condiciones de su ambiente hacen muy improbable que la semilla llegue a generar una planta capaz de establecerse debido a las limitaciones de recursos fundamentales como el agua, la luz o la competencia con las plantas establecidas. Un caso bien conocido en nuestro país es el de las cactáceas y otras plantas de las zonas áridas que presentan muchas de las estructuras reproductivas antes citadas. Por ejemplo, los nopales se reproducen fácilmente en forma natural a partir de segmentos del tallo, que tienen una forma muy peculiar y se les conoce como pencas, y en términos botánicos como cladodios. Éstos se desprenden espontáneamente o a consecuencia de algún hecho traumático y enraizan en forma natural, lo que constituye en muchos casos el principal mecanismo de reproducción de estas plantas.

Con base en la potencialidad presente en la naturaleza en lo que respecta a la propagación vegetativa de las plantas, se han desarrollado métodos de propagación inducida, cuya complejidad va desde las tecnologías más rústicas hasta los métodos más tecnificados.

Esta técnica de propagación tiene muchas ventajas y se emplea exitosamente sin necesidad de gran inversión económica. La técnica más común es la inducción de la formación de raíces en una sección del tallo o de la rama, de manera que se origine una planta independiente. En los casos en que se ha experimentado propagar árboles mediante la enraización a partir de segmentos se ha tenido éxito en más de 80%.

Según la parte de la planta de donde se obtienen los segmentos (cortes o fragmentos) se ha dividido en cortes de: hojas, de brotes o renuevos, de raíz y de ramas. La selección de cualquiera de ellos depende básicamente de las características inherentes a cada especie, de las facilidades para obtener y manipular los cortes (en función del estado fenológico de la planta), del propósito de la propagación y de la disponibilidad de recursos económicos.

4.4.2.1 Propagación Asexual por Estacas en Cactáceas

A través del tiempo los productores han ido seleccionado aquellos tipos o especies de cactáceas productoras de fruta, que tienen mejores características, en cuanto, al color externo o interno del fruto, tamaño, precocidad, sabor etc. Para reproducir ese material en el menor tiempo posible recurren a la propagación vegetativa, principalmente por estacas o fracciones de tallos (Ortiz y Livera, 1999a y b).

En pitahaya y otras cactáceas, las auxinas y otras sustancias reguladoras del crecimiento han sido utilizadas para la propagación *in vitro* (Johnson y Emino, 1979; Starling y Dodds, 1983; Mohamed, 1994; Ruiz et al., 1997; Tovar y López, 1998) pero no sobre estacas. Al respecto, Vargas et al. (2003) probaron para propagar por estacas dos tipos de *H. undatus* (pitahaya amarilla y pitahaya roja), provenientes de Yucatán (tres sustratos, dos de ellos combinados, uno con estiércol bovino y el otro con zeolita y aplicaron a la base de la estacas tres dosis de AIB y un enraizador comercial que contiene esta sustancia.

Encontrando que, la pitahaya roja que tenía menor contenido relativo de agua (57.5%) generó raíces más vigorosas y ramificadas (mayor cantidad de raíces secundarias con pelos radicales). Además, ambos tipos de pitahaya, mostraron una tendencia para incrementar el número de raíces cuando emplearon dosis altas de AIB (10000 mg L^{-1}) o el enraizador comercial. El sustrato que mejoró la emisión de raíces primarias y secundarias fue la combinación: tierra más estiércol bovino (1:1).

H. undatus también se utiliza como portainjerto de varios cactáceas ornamentales de la especies *Zygocactus*, *Epiphyllum* y *Rhipsalis* (Morton, 1987). *H. undatus* también se utiliza como portainjerto de varios cactáceas ornamentales de la especies *Zygocactus*, *Epiphyllum* y *Rhipsalis* (Morton, 1987).

Ortiz y Livera (1999b) y Vargas *et al.*(1999), mencionan que para estimular el desarrollo de las raíces de las estacas de *Hylocereus*, se puede utilizar el producto comercial Radix 10000, aplicándolo directamente a la base de la estaca antes de ponerla en el sustrato, aunque esta práctica está en función del sustrato empleado y del contenido relativo de agua en la estaca (Vargas *et al.*, 1999). Se ha comprobado que la fertilización nitrogenada favorece la emisión de raíces y de brotes vigorosos (Martínez *et al.*, 1999). Por otra parte, se puede asperjar fertilizante foliar que contenga ácido geberélico (Cytosime o Biozyme) para acelerar la brotación de los tallos (Ortiz y Livera 2000).

López *et al.*, 2000, evaluaron la propagación vegetativa de tres especies de cactáceas *Stenocereus griseus*, *Escontria chiotilla* y *Stenocereus stellatus*, encontrando los mejores resultados para *S. griseus* y *S. Stellatus*, cuando emplearon fracciones de tallos de 50 cm, sin la parte apical y con orientación vertical.: en cambio *E. chiotilla* no pudieron propagarla por este método. Encontrando también que la dominancia apical es mayor en *S. griseus*.

En Yucatán podemos encontrar grandes áreas dedicadas al cultivo de la pitahaya (*H. undatus*) sin sombra artificial, donde las plantas se propagan por esquejes y se usan como soporte árboles llamados tutores vivos (Andrade *et al.* 2006).

Suárez *et al.* (2007) evaluaron la propagación asexual de *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller empleando diferentes sustratos y estacas de cladodios: secciones apicales y basales de cladodios. Después de 40 días evaluaron el porcentaje de cladodios enraizados, número y ancho de las brotaciones, números de raíces y longitud de la raíz más larga. Se obtuvieron más de 90% de cladodios enraizados en todos los tratamientos, no encontraron diferencias significativas entre los tipos de estacas de cladodio, en el resto de las variables analizadas, siendo más favorable para la propagación las porciones basales de cladodios.

4.5 Sustratos

El término de sustrato se aplica en Horticultura a todo material distinto sólido distinto del suelo *in situ*, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla. Permite el anclaje del sistema radicular, desempeñando, por tanto, un papel de soporte para la planta (Abad y Noguera, 1998).

La mayoría de los materiales que constituyen los sustratos son dinámicos en cuanto su composición química. Las condiciones de uso de los sustratos, que implican una elevada humedad, favorecen reacciones químicas que pueden afectar a su comportamiento físico, como los procesos de descomposición de la materia orgánica, solubilización o agregación de las partículas. Por otra parte, la presencia de algunas sustancias de carácter coloidal puede afectar a las propiedades hídricas, independientemente de otros parámetros como la forma o tamaño de partículas (Burés, 1997).

El sustrato es un sistemas de tres fracciones cada una con una función propia: la fracción sólida asegura el mantenimiento mecánico del sistema radicular y la estabilidad de la planta, la fracción líquida aporta a la planta el agua y, por interacción con la fracción sólida, los nutrientes necesarios. Por último, la fracción gaseosa asegura las transferencias de O_2 y CO_2 del entorno radicular (Lemaire *et al.*, 2005). Esto hace que resulte necesario conocer las propiedades físicas, físico-químicas, químicas y biológicas de los sustratos, pues condicionan en mayor medida los cultivos en contenedor y determinan posteriormente su manejo.

4.5.1 Sustratos inorgánicos

4.5.1.1 Arena

Es un material de naturaleza silicéa ($SiO_2 > 50\%$) y de composición variable, que depende de los constituyentes de la roca silicatada original. También puede proceder de canteras (granito, basalto, etc.) o de ríos y ramblas (depósitos de formación aluvial) (Abad y Noguera, 1998).

Las propiedades físicas de las arenas varían en función del tamaño de las partículas. Las arenas finas presentan buena capacidad de retención de agua, pero tiene mala aireación, por el contrario, las arenas gruesas presentan buena aireación con deficiente retención de humedad. La principal ventaja de las arenas es que son prácticamente permanentes, presentan buena estabilidad y son fáciles de desinfectar (González y Callejón, 1997).

Velasco *et al.* (2004) se realizaron un trabajo en la comunidad de San Miguel Tulancingo, Oaxaca, México, en donde se evaluaron tres sustratos y tres variedades de jitomate de crecimiento determinado en hidroponía en condiciones de invernadero; los datos se analizaron mediante un diseño experimental completamente al azar. Se encontró que la arena de río presenta un mejor balance en la capacidad de aireación (16.79%) con buena retención

de humedad (23.98%) y la mayor producción con 850.98 g.planta⁻¹. En la producción de frutos de las tres variedades de jitomate, no mostraron diferencias estadísticas, siendo de 766.21 g.planta⁻¹ en la variedad Súper Río Grande. La mejor combinación se encontró entre la arena-Súper Río Grande con 994.52 g.planta⁻¹, en tanto que la producción más baja se obtuvo en la combinación Cascajo-Lobo con sólo 443.02 g.planta⁻¹.

4.5.2 Sustratos Orgánicos

La turba, la fibra de coco y la fibra de madera proceden de materiales vegetales. Hay muchas variedades en el mercado: gruesos, finos, fibrosos o granulados. Esto significa que las características físicas de cada material varían en gran medida.

La turba absorbe mucha agua por naturaleza. Para asegurar un buen suministro de oxígeno y una distribución del agua adecuada es importante crear una cantidad suficiente de poros gruesos. El transporte de agua y por lo tanto, su distribución es muy bueno. Además la turba nunca debe dejarse secar, ya que humidificarla de nuevo es muy difícil, en comparación con la fibra de coco y sustratos minerales granulados como la perlita y la piedra pómez.

El polvo de coco es un subproducto de la producción de fibra de coco. La cáscara del coco está compuesta de fibras y polvo, y al desmenuzarla se forman los bloques de coco. El polvo y los pedazos de coco absorben mucha agua. Este material raramente se seca y por lo general el suministro de oxígeno es suficiente (Kipp y Wever , 2000).

Márquez *et al.* (2008) evaluaron sustratos elaborados con mezclas entre compostas, biocomposta y vermicomposta, y sustratos inertes, arena y perlita, a diferentes niveles, para la producción de tomate en bajo condiciones de invernadero. Por la cual las cuatro mezcla sobresalientes fueron

vermicompostas al 50% más arena así como con perlita al 37% y 50% además de biocomposta al 37% más perlita, con una media de 91.42 t ha⁻¹, es decir, 9.14 veces más, al obtenido en producciones de tomate orgánico en campo, sin afectar la calidad de los frutos.

Cruz-Lázaro *et al.* (2009) evaluaron sustratos elaborados con mezcla entre compostas y vermicomposta con arena, a diferentes niveles, bajo condiciones de invernadero. El híbrido Sun-7705 de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) analizaron en cuatro sustratos, los cuales fueron compostas y vermicomposta mezcladas en tres diferentes proporciones (100, 75 y 50%). Los tratamientos fueron distribuidos en un diseño completamente al azar con arreglo factorial 4 x 3 con cinco repeticiones. El mayor rendimiento promedio (39.811 Mg ha⁻¹) se obtuvo con la composta generada por la descomposición de estiércol de bovino, rastrojo de maíz (*Zea mays* L.), zacate elefante (*Pennisetum purpureum* chumacher) y tierra negra (CEMZT) al 75% arena y la vermicomposta de estiércol, pasto bahía (*Paspalum notatum* Flugge) y tierra negra (VEPT) al 100 y 50% + arena. Este rendimiento resultó mayor al registrado en producciones de tomate orgánico en campo, sin afectar la calidad de los frutos.

4.5.2.1 Fibra de coco

Este material es similar a la turba y está compuesta básicamente por lignina y celulosa proveniente del fruto del cocotero. Las ventajas que tiene este sustrato tiene una alta capacidad de retención de agua, igual o superior a la de la turba, excelente capacidad de drenaje, descomposición más lenta que la turba y niveles aceptables de pH, CIC y CE (Meerow, 1994).

García *et al.* (2001) evaluaron subproductos orgánicos agroindustriales (cascarilla de arroz, polvo de coco, corteza de pino y composta de jardinería) en combinación con materiales inorgánicos (piedra pómez y tenzotle) en la producción comercial de *Epipremnum aureum* y *Spathiphyllum wallis*. Los

sustratos utilizados se constituyeron el 70% material orgánico y 30% inorgánico (v/v). La evaluación de los sustratos resultantes y su efecto en la producción de estas dos especies ornamentales requirió de la caracterización física (densidad aparente, densidad real, porosidad de aire, retención de humedad, porosidad total y tamaño de partículas) y química (pH, conductividad eléctrica, N total, y P, K, Ca y Mg solubles). En general, se observó que la mejor productividad y calidad, tanto en *E. aureum* como en *S. wallisii*, se dieron en sustratos de polvo de coco y de turba, incluyendo el sustrato estándar internacional de turba-agrolita; todos ellos fueron superiores al sustrato estándar nacional basado en tierra de monte.

Magdaleno *et al.* (2006) evaluaron el efecto de tres sustratos (fibra de coco, turba y vermicomposta) y dos colores de plástico (negro y plateado) sobre la tasa de emergencia y el crecimiento de plántulas de tomate de cáscara bajo condiciones de invernadero, en charolas descubiertas o cubiertas con plástico. Los tratamientos se establecieron bajo un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones. En la etapa de plántula se evaluaron: altura de la planta, número de hojas, peso fresco y seco en muestreos realizados a los 15, 22 y 30 días después de la siembra (dds), y el diámetro de tallo y contenido nutrimental en un muestreo hecho 30 dds. Los tratamientos con mayor tasa germinación y de emergencia fueron aquellos donde empleo la turba y fibra de coco como sustrato, sin importar el uso o color de plástico; estos sustratos permitieron el desarrollo de plántulas con mejores características para el trasplante.

Vadillo y Suni (2006) evaluaron sustratos de turba, musgo, turba-tierra y musgo-tierra para el establecimiento bajo condiciones de laboratorio las plántulas de *Puya raimondii* Harms (Bromeliaceae). Sin embargo la turba fue el que presentó la mayor supervivencia, mostrando que es el más adecuado para el establecimiento de las plántulas, porque mantiene una humedad adecuada y pH estable lo que permitiría que las plántulas presenten un mayor vigor; los

sustratos con muy poca (caso turba–tierra) o demasiada (caso musgo) retención de humedad afectan negativamente su vigor y desarrollo.

4.6 Soluciones Nutritivas

Hernández *et al.*, (2009) evaluaron el efecto de soluciones nutritivas en el fertirriego, con diferentes relaciones entre el nitrógeno y el potasio, en la productividad de los frutos del tomate (híbrido Hazera 3019), en suelo ferralítico Rojo. Se estudiaron cuatro soluciones nutritivas, que se diferenciaron en su relación $\text{NO}_3^- + \text{NH}_4^+ / \text{K}^+$ en términos de meq L^{-1} (N/K), con una relación $\text{K}^+ / \text{Ca} + \text{Mg}^{2+}$ en todas las variantes de 0.75. la variación de la relación N/K en la solución nutritiva influyo en el rendimiento, la calidad externa y la vida en anaquel de los frutos de tomate, sin afectar la calidad bromatológica.

5 MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 Localización del área experimental

Los experimentos de éste trabajo se llevaron a cabo en el laboratorio y campo experimental del CIIDIR, IPN- Oaxaca, Ubicado en el Municipio de Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, en la región de los valles centrales (Figura 1). Teniendo la siguientes localización geográfica $93^{\circ} 38' 30''$ latitud oeste y $15^{\circ} 38' 30''$ latitud norte con una altura de 1550 m.

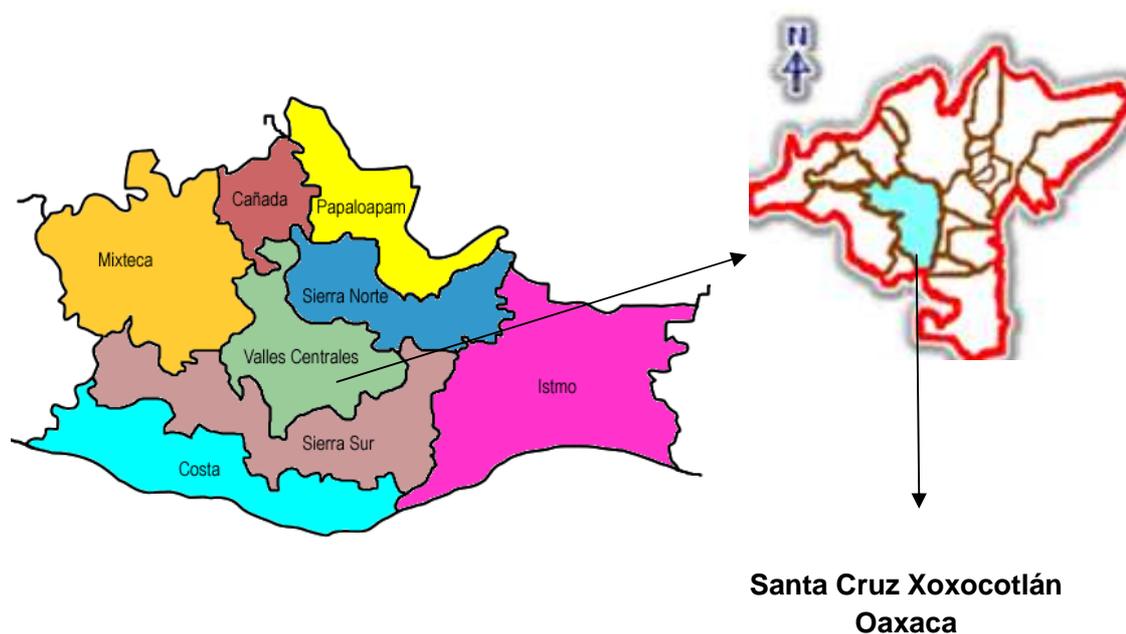


Figura1. Localización del área del experimento.

5.2 Experimento 1. Germinación de semillas de *Hylocereus* spp.

5.2.1 Cámara de crecimiento

Se utilizaron cámaras de crecimiento Biotronette Mark III, Lab. Instrument.s Inc. II., EU. instaladas en el laboratorio de Fisiotecnia Vegetal del CIIDIR-Oaxaca. La temperatura de éstas cámaras fluctuó durante el día de 23 a 30 °C y durante la noche de 10 a 15 °C, con 12 h de luz fluorescente.

5.2.2 Frutos de ecotipos de *Hylocereus*.

Se eligieron frutos contrastantes de tres ecotipos de pitahayas (*Hylocereus* spp.) provenientes de plantas de diez años de edad establecidas en el campo experimental del CIIDIR–Oaxaca. Los frutos fueron cosechados el 3 de diciembre de 2008, cuyas características se muestran en la Figura 2 y en el Cuadro 1..

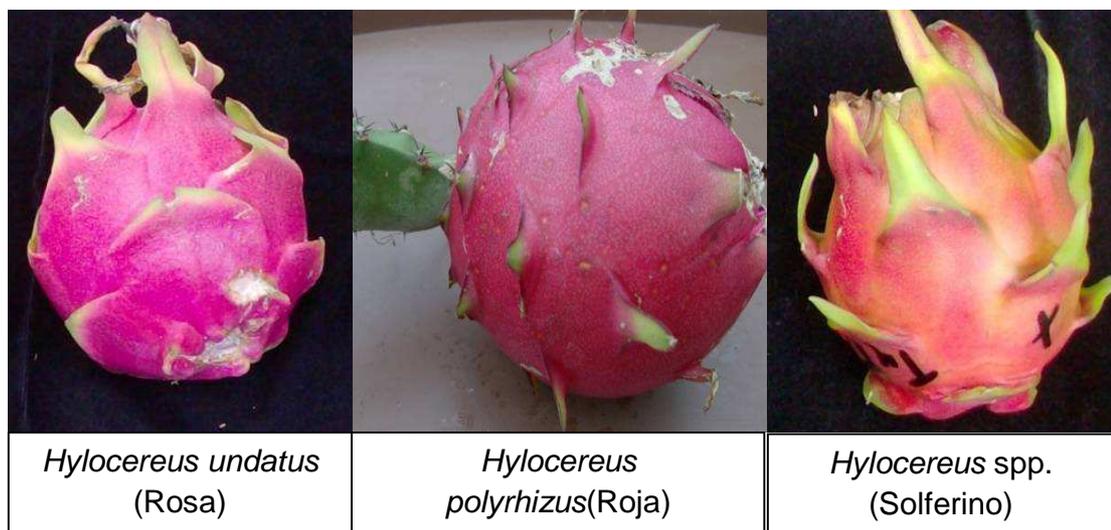


Figura 2. Ecotipos de pitahaya.

Cuadro 1. Características de los frutos de pitahaya .

Nombre científico	<i>H. undatus</i>	<i>H. polyrhizus</i>	<i>Hylocereus spp.</i>
Nombre común	pitahaya blanca o pitajaya blanca	pitahaya roja o pitahaya espinuda	pitahaya solferina o pitahayita dulce
Color de la cáscara	Rosa	Rojo	Rojo
Color de la pulpa	Blanca	Roja	Solferino
Número de escamas	23	49	17
Ancho de escamas	2.5 cm	2 cm	3.6 cm
Longitud de escamas	2 cm	1.8 cm	2.9 cm
Diámetro de la cicatriz del perianto (ombligo)	2 cm	1.7 cm	1.4cm
Profundidad de la cicatriz del perianto	1.1 cm	0.4 cm	1 cm
Brix	8.9	12.3	13.3
Peso fresco de la pulpa	149 g	598 g	135 g
Peso de la cáscara	58 g	200 g	36 g
Peso seco de las semillas	7.93 g	7.80 g	1.60 g
Diámetro longitudinal del fruto	8.9 cm	10.3cm	7.9 cm
Grosor de la cáscara (parte media del fruto)	0.4 cm	0.5cm	0.2 cm
Peso total del fruto	207 g	802 g	172 g
Número de semillas	4960	2808	1253

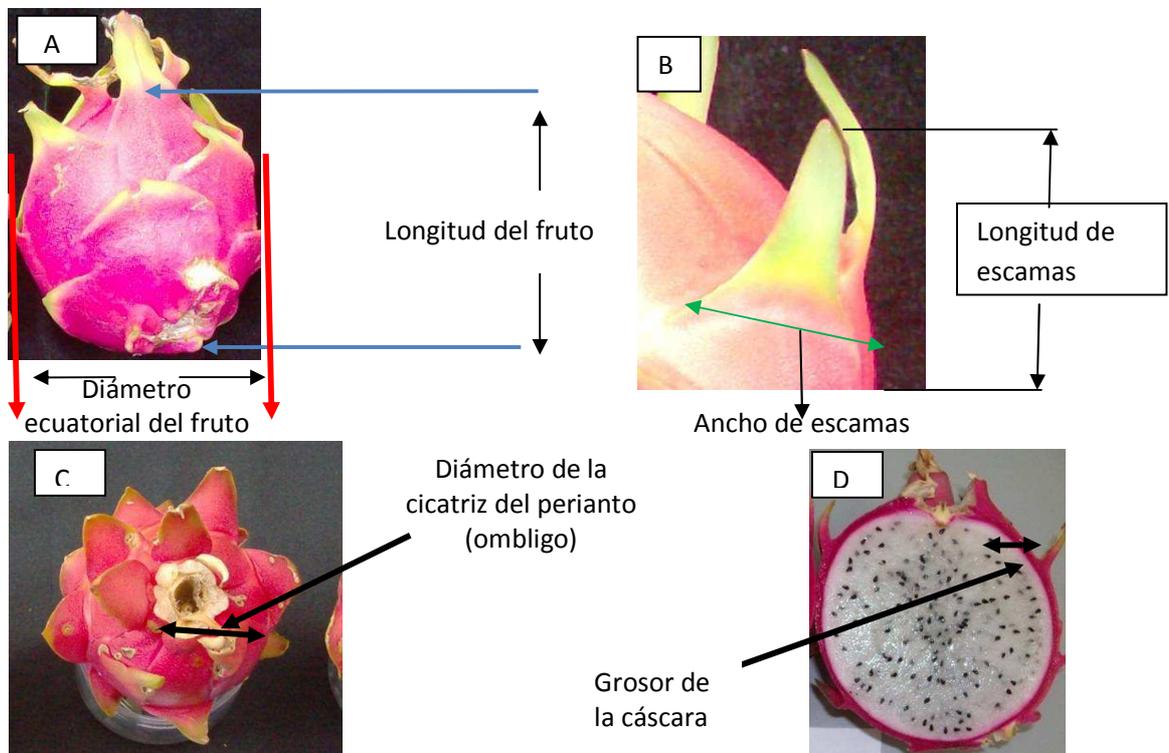


Figura 3. Características de los frutos y órganos de los ecotipos de pitahaya estudiada.

5.2.3 Obtención de semillas

Una vez colectados los frutos, se eliminó la cáscara del fruto y la parte comestible se metió en una bolsa de polietileno, y se procedió a machacar la pulpa, dejándola reposar dentro de la bolsa durante 24 horas para lograr una mejor separación de la semilla de la pulpa. Puede dejarse más tiempo pero se corre el riesgo de que germinen dentro de la bolsa (Figura 4).



Figura 4. Extracción de semillas de *Hylocereus spp.*

Posteriormente, se pone la pulpa en un colador y se lava removiéndola enérgicamente bajo un corriente de agua para eliminar todos los residuos de la pulpa. Las semillas inmaduras flotan en el agua, éstas son eliminadas y se eligen aquellas que se hunden. Después se colocaron sobre una malla para secarlas bajo sombra en lugar ventilado y se guardaron en frascos de vidrio en un lugar fresco y seco a temperatura ambiente.

5.2.4 Germinación de semilla

5.2.4.1 Preparación de materiales

Los materiales utilizados fueron cajas petri, algodón, papel filtro, agua para beber potable, y semillas. Dentro de la caja de petri se colocó algodón y encima de él un papel filtro, humedeciendo con 25 mL de agua purificada en cada caja petri.

5.2.4.2 Siembra

Después de haber humedecido el sustrato contenido en las cajas petri se sembraron 50 semillas en cada cajas Petri recién sacada de los frutos, esta actividad se realizó cada mes para observar su germinación. Cada ecotipo con tres repeticiones mensuales se colocaron en la cámara de crecimiento.

5.2.4.3 Riego

Esta actividad se realizó cada 8 días se aplicaron 4 mL de agua purificada a cada caja petri que contenía las semillas para su germinación.

5.2.4.4 Unidad y diseño experimental

La unidad experimental consiste en 3 cajas petri con 50 semillas cada caja petri, dando un total de 150 semillas por unidad experimental. El diseño experimental fue completamente al azar bajo un arreglo factorial de 3 x 8 (3 ecotipos y 8 fechas de siembra, Cuadro 2).

Los datos obtenidos se sistematizó y se realizó un análisis de varianza y una comparación de medias con la prueba de (Tukey, $\alpha= 0.05$) con la ayuda del

programa estadístico SAS (Statistical Analysis System) versión 6. Además se realizó regresión lineal con el factor altura de la planta y los días.

Cuadro 2. Diseño experimental del experimento 1.

Factor	Nivel
Ecotipo de pitahaya	<i>Hylocereus undatus</i>
	<i>Hylocereus polyrhizus</i>
	<i>Hylocereus</i> spp
Mes de establecimiento	Diciembre
	Enero
	Febrero
	Marzo
	Abril
	Mayo
	Junio
Julio	

5.2.4.5 Variables de estudio

Número de semillas germinadas. Se contabilizó cada 15 días el número de semillas germinadas por cada fecha de establecimiento.

Altura de la planta. Se midió con un vernier digital partiendo de la base del cuello radical a la parte terminal del ápice superior.

5.3. Experimento 2. Propagación asexual (*H. undatus*), con Solución de Steiner

5.3.1 Obtención y preparación de estacas

Las estacas se obtuvieron de las plantas adultas de pitahaya de 10 años de edad que se encuentran en el área experimental de CIIDIR-Oaxaca.

Posteriormente se dejó de cicatrizar estos materiales aproximadamente 15 días antes de trasplante, de acuerdo a lo establecido por (Ortiz y Livera, 1999).

Se cortaron estacas de 40 cm de tallos viejos (de dos años de edad, crecidas en plantas de 10 años de eestablecidas en campo). Las estacas fueron sumergidas por un minuto en una solución de fungicida-bactericida (estreptomina + oxitetraciclina, a razón de un gramo por litro de agua) con la finalidad de desinfectar el material vegetal.

5.3.2 Sustratos

Se llenaron bolsas negras para vivero de capacidad de 15 litros con sustratos de arena y fibra de coco. Se acomodaron las bolsas como se muestra en la (Figura 5). A cada bolsa se le colocó un gotero del sistema de riego.



Figura 5. Llenado de bolsas con sustratos.

5.3.2.1 Desinfección de los sustratos

Para la desinfección de los sustratos (fibra de coco y arena), se utilizó un fungicida-bactericida (estreptomicina + oxitetraciclina, a razón de un gramo por litro) y este se suministró en el sistema de riego.

5.3.3 Instalación del sistema de riego

Para el sistema de riego, se utilizó manguera negra del número 40, distribuidores, espadas y tambos de 80 L.

5.3.4 Trasplante

Antes del trasplante se aplicó un riego pesado hasta que se humedecieran los sustratos. Se sembraron 3 estacas por bolsa. (Figura 6).



Figura 6. Trasplante de estacas de *H. undatus*.

5.3.5 Soluciones Nutritivas

Cuadro 3. Composición del agua de riego, disolución ideal y aportes previstos para preparar la solución nutritiva de Steiner.

		Aniones (meq/l)			Cationes (meq/l)		
		NO ₃ ⁻	H ₂ PO ₄ ⁻	SO ₄ ²⁻	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺
Agua de riego	-		0.20	3.55	0.64	3.02	4.55
Disolución ideal		12	1	7	7	9	4
Aportes previstos		12	0.80	3.45	6.36	5.98	-0.55

Se manejaron dos soluciones nutritivas (solución nutritiva de Steiner).

Cuadro 4. Cantidades de fertilizantes, en gramos para preparar las soluciones nutritivas.

Fertilizantes solubles	Solución nutritiva	
	I	II
Nitrato de calcio Ca(NO ₃) ₂	123.90	123.90
Sulfato de potasio K ₂ SO ₄	52.32	0
Fosfato mono potásico KH ₂ PO ₄	61.20	20.40
Nitrato de potasio KNO ₃	15.16	106.00
Ácido sulfúrico (mL)	18.00	18.00

5.3.6 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial 3 x 3 con 5 repeticiones de cada tratamiento.

Cuadro 5. Tratamientos evaluados.

Factor	Niveles
Soluciones nutritivas	1(Solución nutritiva 1)
	2(Solución nutritiva 2)
	3(Testigo)
Sustratos	1(Arena)
	2(Fibra de coco)
	3(Lombricomposta)

5.3.7 Variables evaluadas

Longitud de raíces. Se midió a los dos meses de haber iniciado el experimento, desde el cuello de la estaca hasta la parte terminal de cada raíz en cada planta.

Número de raíces. Se contabilizó el número de raíces de cada planta extraída.

Números de brotes. Cada semana se contabilizó el número de brotes por planta durante un mes y medio.

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

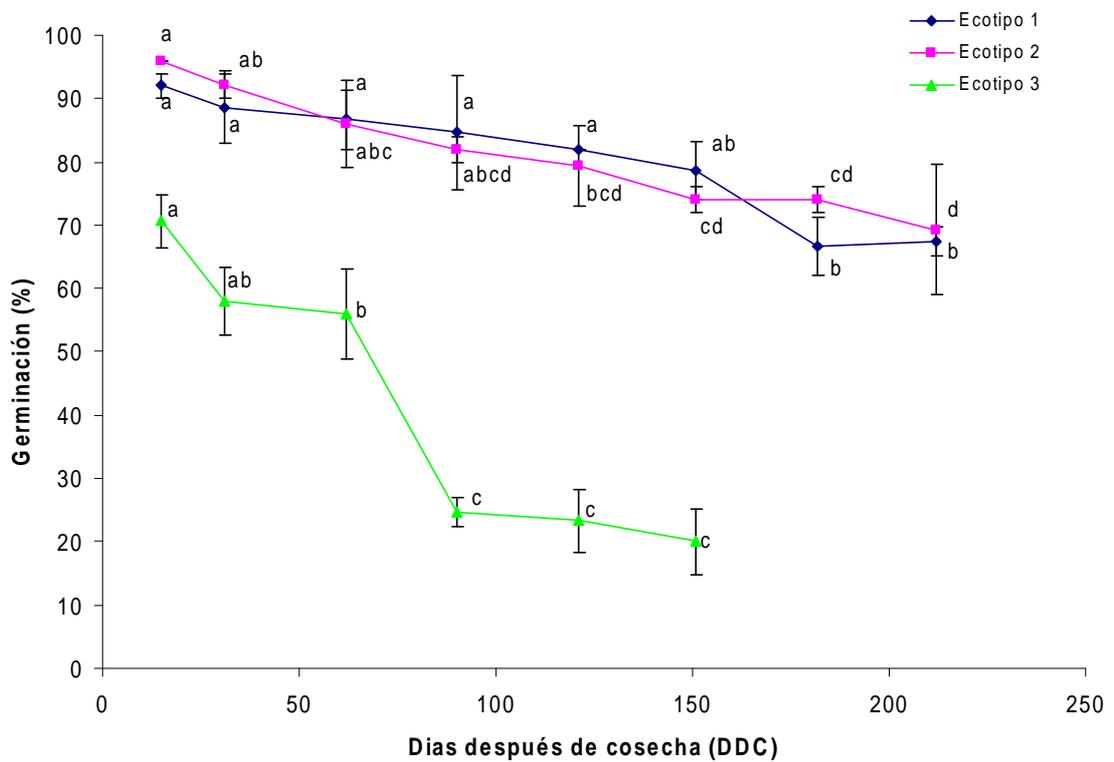
6.1 Experimento1. Germinación de semillas

Durante el primer mes *Hylocereus undatus* alcanzó a los siete días el 92% de germinación y en el octavo mes fue del 69 % aumentando siete días más para alcanzar este porcentaje. Para *H. polyrhizus* la germinación inicial fue del 96% a los siete días y fue descendiendo paulatinamente como en el caso anterior, alcanzando el 67 % al octavo mes, tardando hasta 16 días en lograr ese porcentaje de germinación (Figura 7). Estos porcentajes de germinación son similares en la etapa inicial a los obtenidos por Castillo y Calix de Dios (1997) y Ortiz (1999), donde obtuvieron el 95% durante los primeros 15 días de haber sido extraídas las semillas del fruto.

En *Hylocereus* sp. en el primer mes, a los diez días alcanzó el 71% de germinación, disminuyendo rápidamente hasta el 20 % en el sexto mes y para el para el séptimo y octavo mes la germinación fue nula. Esto significa que bajo las condiciones empleadas los materiales tienden a perder la viabilidad en forma gradual, dejando de ser viable la semilla antes de un año para el caso de de *Hylocereus* sp. (Figura 7).

La germinación de la semillas de pitahaya fue relativamente fácil, ya que no requirieron de tratamientos de pre-germinación, como ocurre en la cactácea *Mammillaria pectinifera* (Navarro y Demeneghi, 2007), lo cual es necesario para otras semillas de cactáceas *Ferocactus robustus* (Navarro y González, 2007), o el uso de plantas nodrizas como en *Pterocereus gaumerino* (Méndez et al., 2006), *Cephalocereus chrysacanthus*, *Cephalocereus hoppenstedtii*, *Ferocactus latispinus*, *stenocereusstellatus* y *Wilcoxia viperina* (Álvarez et al.,

1997), *Opuntia ficus indica*, *Pilosocereus moritzianus*, *Stenocereus griseus*, *Cereus deficiens* y *Cereus hexagonus* (Aubeterreet al.,2006), *Stenocereus gummosus* (León y Domínguez,1991), probablemente porque la mayoría de éstas especies son de regiones áridas e *Hylocereus* proviene de climas subtropicales a tropicales.



Valores con letras iguales en columna son similares entre si según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

Ecotipo	Ecuación	R2	Tasa anual de deterioro
<i>H. undatus</i>	$y=-0.1276x+94.619$	0.92	46%
<i>H. polyrhizus</i>	$y=-0.1286x+95.47$	0.96	46%
<i>Hylocereus</i> sp.	$y=-23.344\ln x+137.75$	0.87	100%

Figura 7. Comportamiento de la germinación a través del tiempo de tres ecotipos de pitahaya.

En la Figura 7 se aprecia el comportamiento de la germinación a través del tiempo así como las diferencias de porcentaje entre las fechas para cada ecotipo, encontrándose una tasa de deterioro del 100 % para *Hylocereus* sp.

En el cuadro 6 se observa la comparación de medias de tres ecotipos de forma general.

Cuadro 6. Porcentaje de germinación de tres ecotipos de semillas de *Hylocereus* spp.

Secuencia	Tiempo de almacenamiento (meses)	Ecotipos	Porcentaje de germinación	Tiempo (días)
7	Dic. 2009	<i>H. polyrhizus</i>	96.00a	7
8	Enero 2009	<i>H. polyrhizus</i>	92.00ab	7
1	Diciembre 2008	<i>H. undatus</i>	92.00ab	7
2	Enero 2009	<i>H. undatus</i>	89.00abc	8
3	Febrero 2009	<i>H. undatus</i>	87.00abc	9
9	Febrero 2009	<i>H. polyrhizus</i>	86.00abc	9
4	Marzo 2009	<i>H. undatus</i>	85.00abcd	10
10	Marzo 2009	<i>H. polyrhizus</i>	82.00abcd	13
5	Abril 2009	<i>H. undatus</i>	82.00abcd	10
11	Abril 2009	<i>H. polyrhizus</i>	79.00bcd	13
6	Mayo 2009	<i>H. undatus</i>	79.00bcd	10
12	Mayo 2009	<i>H. polyrhizus</i>	74.00cd	13
13	Diciembre 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	71.00de	10
14	Enero 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	58.00e	10
15	Febrero 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	56.00e	12
16	Marzo 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	25.00f	13
17	Abril 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	23.00f	16
18	Abril 2009	<i>Hylocereus</i> spp.	20.00f	17
Media general de los muestreos para los tres ecotipos				
		<i>H. undatus</i>	85.44a	
		<i>H. polyrhizus</i>	84.88a	
		<i>Hylocereus. spp</i>	42.10b	

Valores con letras iguales en columna son similares entre si según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

En el análisis de la varianza (Cuadro 7) se observaron diferencias significativas entre el tiempo de almacenamiento y los ecotipos y la interacción del tiempo de almacenamiento con los ecotipos. Es decir la semilla de los ecotipos al

guardarla en frasco si influyen el tiempo ya que va perdiendo la viabilidad de la semilla.

Cuadros 7. Cuadrados medios del tiempo de almacenamiento y los ecotipos.

Fuente de variación	Cuadrado medio del error
Tiempo de almacenamiento (TA)	294.34**
Ecotipos (E)	2781.01**
Interacción TA*E	66.79**

** Altamente significativo $\alpha = 0.05$.

En el Cuadro 8 se observa que estadísticamente sobresalen el primer y segundo mes, con un rango de 86.22 hasta 79.54% de germinación con respecto a los demás meses evaluados fueron inferiores. Esto significa que los materiales tienden a perder la viabilidad de forma gradual a través del tiempo.

Cuadro 8. Tiempo de almacenamiento de las semillas de pitahaya (*Hylocereus spp.*).

Tiempo de almacenamiento (meses)	Porcentaje de germinación de los ecotipos
1	86.22 a
2	79.54 ab
3	76.22 b
4	63.76 c
5	61.54 c
6	57.54 c

Porcentaje con letras iguales en columna son similares entre si según la prueba de Tukey ($\alpha=0.05$).

La proyección sobre la pérdida de porcentajes de germinación promedio se observa mejor en la Figura 8, para los tres ecotipos evaluados durante los seis meses de evaluación. En el caso de los ecotipos *H. undatus* y *H. polyrhizus* la pérdida del porcentaje promedio de germinación fue (14 y 15%) a una temperatura de 20-30 °C. En cambio el ecotipo *Hylocereus spp.* fue el que obtuvo mayor pérdida de porcentaje promedio de germinación (57.83% a una

temperatura de 20-30 °C), esto indica que conforme va pasando el tiempo va aumentando la pérdida de germinación y se tendría que considerar la conservación de la semilla de los ecotipos a bajas temperaturas (<30 °C), en especial al ecotipo solferino.

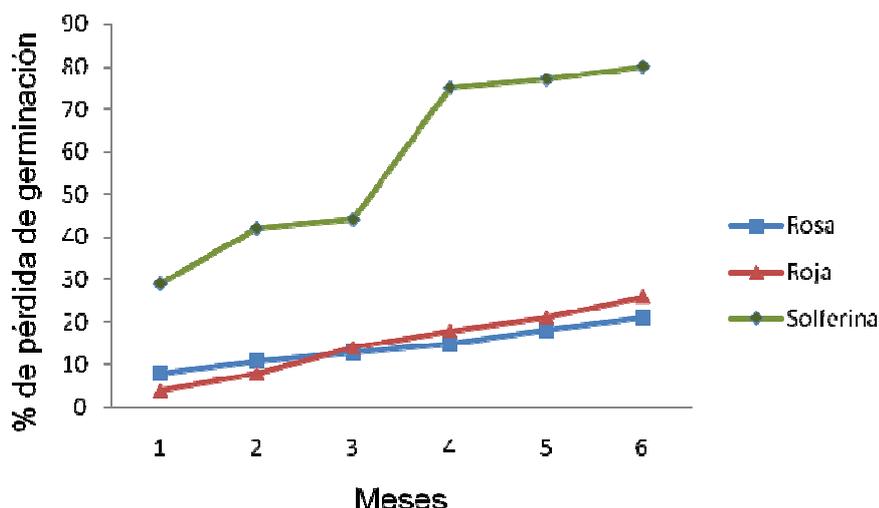


Figura 8. Pérdida del porcentaje de germinación de tres ecotipos de semillas de pitahaya (*Hylocereus spp.*) en diferentes meses evaluados.

Tal es el caso de *Stenocereus queretaroensis*, que requiere una temperatura óptima (20 y 30 °C) para la germinación de semillas de ese cactus (Barrera y Nobel, 2003); *Echinopsis leucantha*, requiere una temperatura de 27 °C para la germinación y alcanzó el 50% de germinación a los 9 y 11 días (Méndez y Pérez, 2008); en cambio *Pachycereus hollianus*, requiere remojo con soluciones ácidas para germinar (Godínez y Valiente, 1998).

6.1.1 Tasa de Crecimiento de Plántulas

El ecotipo *Hylocereus spp.* alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0314, R^2 , 0.889) estadísticamente superior en un (49.69%) con respecto al ecotipo *H. polyrhizus* (0.0158, R^2 0.927) y superior en un 59.87% al ecotipo *H. undatus*, y comparando el ecotipo *H. polyrhizus* con el ecotipo *H. undatus* fue superior en un 20.26% el ecotipo *H. polyrhizus* (Figura 9). En otras cactáceas se

encuentran diferencias en altura de plántulas cuando se recurre a la aplicación de hormonas como en *Mammillaria pectinifera* (Navarro y Deméneghi, 2007).

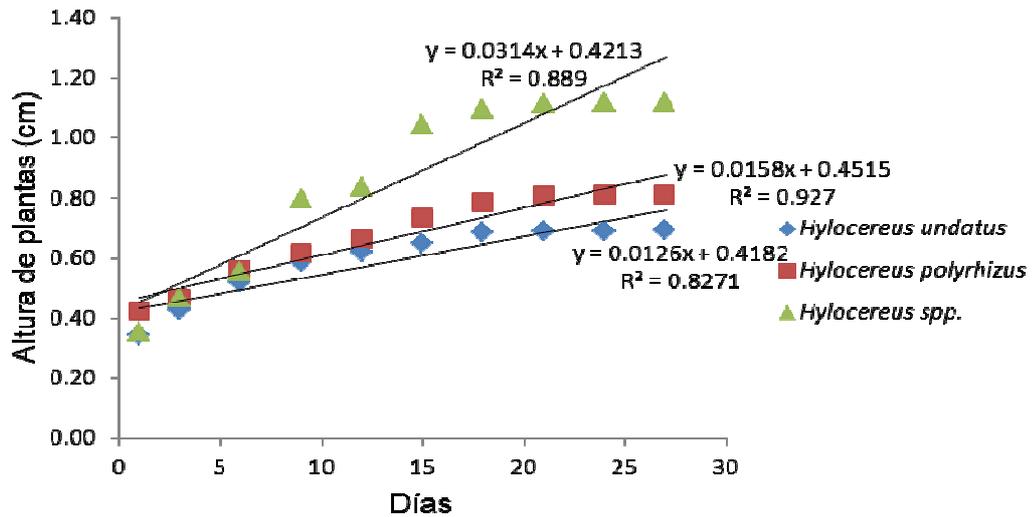


Figura 9. Tasa crecimiento de tres ecotipos de *Hylocereus* spp en el mes diciembre de 2008.

H. polyrhizus alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0139, $R^2 = 0.9104$) estadísticamente superior en un (0.72%) con respecto al *Hylocereus* sp. (0.0138, $R^2 = 0.8845$) y superior en un 42.44 % a *H. undatus*. Comparando a *H. polyrhizus* con *H. undatus* fue superior en un 42.03% (Figura 9).

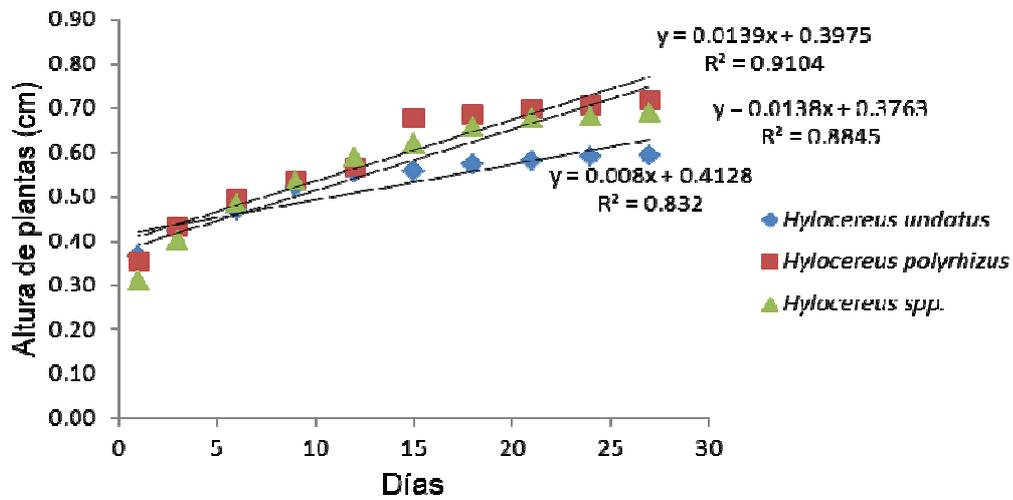


Figura 10. Tasa de crecimiento mensual de las plántulas de pitahaya en el mes de enero de 2009.

El ecotipo *Hylocereus spp.* alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0166, $R^2 = 0.9258$) estadísticamente superior en un (33.32%) con respecto al ecotipo *H. undatus* (0.0111, $R^2 = 0.8034$) y superior en un 41.56% comparado con el ecotipo *H. polyrhizus*, y comparando el ecotipo *H. undatus* fue superior en un 12.62% el ecotipo *H. polyrhizus* (Figura 10).

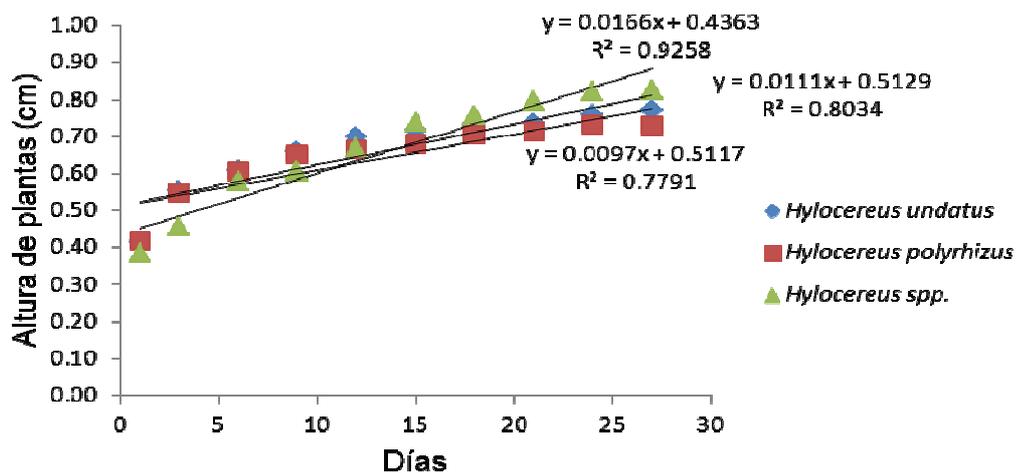


Figura 10. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de febrero de 2009.

El ecotipo *Hylocereus* spp. alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0199, $R^2 = 0.9449$) estadísticamente superior en un (24.63%) con respecto al ecotipo *H. polyrhizus* (0.015 y $R^2 = 0.9508$) y superior en un 26.28 al ecotipo *H. undatus*, y comparando el ecotipo *H. undatus* con el ecotipo *H. polyrhizus* fue superior en un 2.67% el ecotipo *H. undatus* (Figura 11).

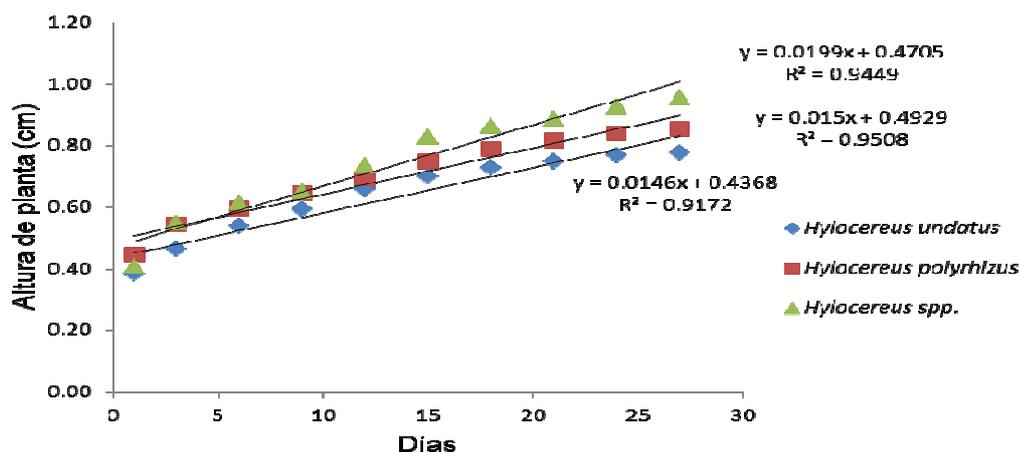


Figura 11. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de marzo de 2009.

El ecotipo *H. undatus*, alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0153, $R^2 = 0.9816$) estadísticamente superior en un (13.73%) con respecto al ecotipo *H. polyrhizus* (0.0132 y $R^2 = 0.8479$) y superior en un 26.27% al ecotipo *H. spp.* y comparando el ecotipo *H. polyrhizus* con el ecotipo *Hylocereus* spp. fue superior en un 3.04% el ecotipo *H. polyrhizus* (Figura 12).

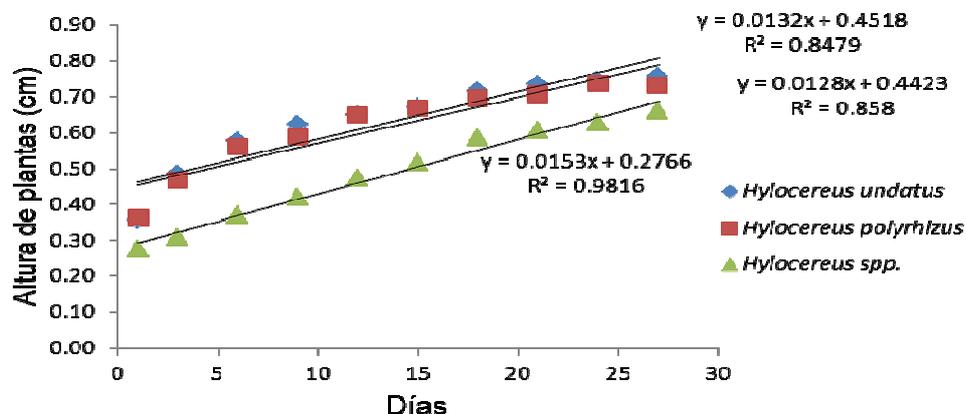


Figura 12. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de abril de 2009.

El ecotipo *H. polyrhizus* alcanzó una tasa de crecimiento (0.0241 , $R^2 = 0.7857$) estadísticamente superior (3.74%) con respecto al ecotipo *H. undatus* (0.0232 y $R^2 = 0.8464$) y superior 12.44% al ecotipo *H. spp.* y comparado con el ecotipo *H. undatus* con el ecotipo *Hylocereus spp.* fue superior en un 9.06% el ecotipo *H. undatus* (Figura 13).

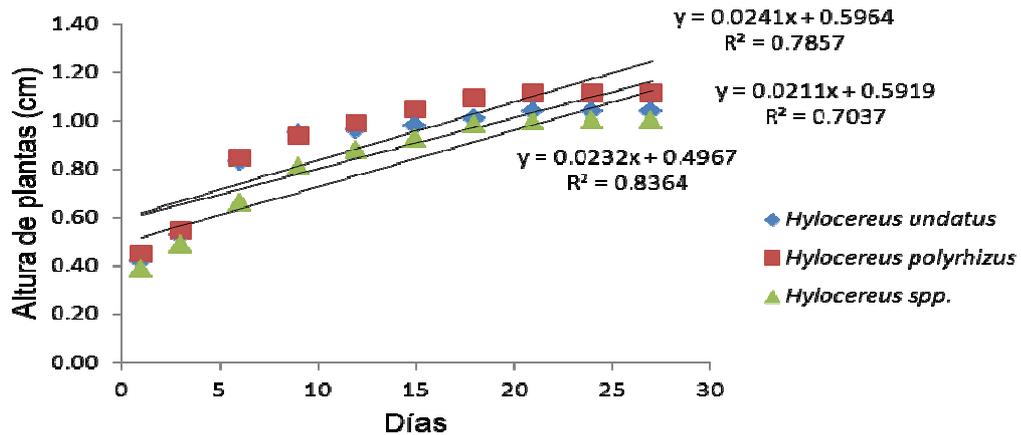


Figura 13. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de mayo de 2009.

El ecotipo *Hylocereus spp.* alcanzó una tasa de crecimiento (0.018 , $R^2 = 0.9548$) estadísticamente superior en un (15.56%) con respecto al ecotipo *H. undatus* (0.0152 y $R^2 = 0.9192$) y superior en un 33.88% al ecotipo *H. polyrhizus* y comparando con el ecotipo *H. undatus* con el ecotipo *H. polyrhizus* fue superior en un 21.72% el ecotipo *H. undatus* (Figura 14).

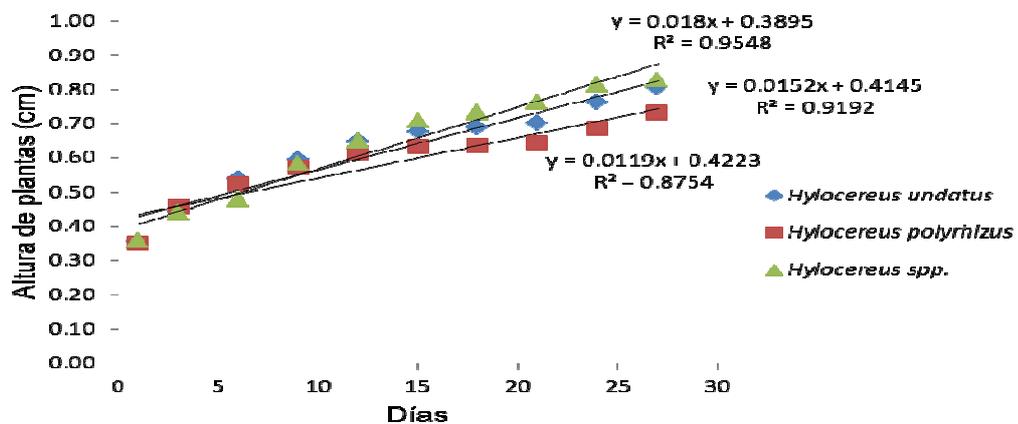


Figura 14. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya a en el mes de junio de 2009.

El ecotipo *H. polyrhizus* alcanzó una mayor tasa de crecimiento (0.0231, $R^2 = 0.8555$) estadísticamente superior en un (35.07%) con respecto al ecotipo *H. undatus* (0.015 y $R^2 = 0.7039$) (Figura 15).

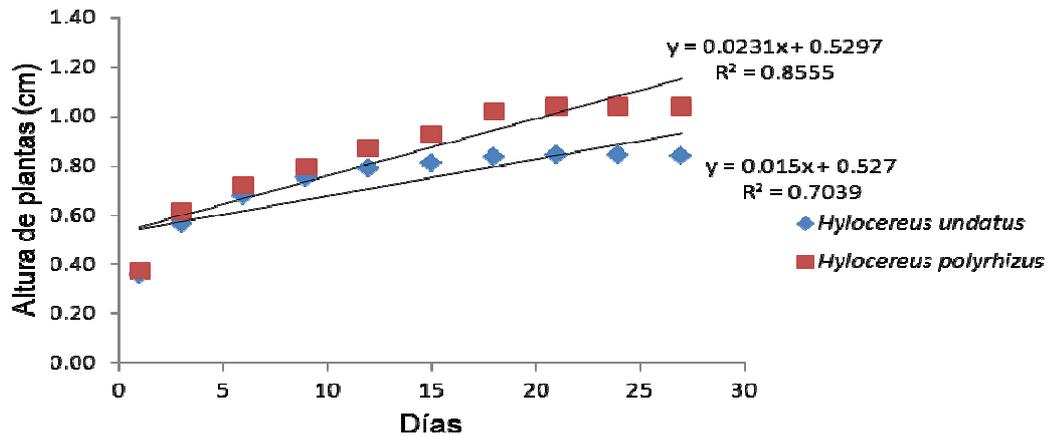


Figura 15. Tasa de crecimiento de tres ecotipos de plántulas de pitahaya en el mes de julio de 2009.

Experimento 2

6.2 Propagación asexual, solución de Steiner

En el análisis de la varianza (Cuadro 9) se observaron diferencias significativas entre los tratamientos evaluados en donde sobresalen el efecto de los sustratos en las variables: longitud de raíces, número de raíces y número de brotes.

Cuadro 9. Cuadrados medios de longitud de raíz, número de raíces y número de brotes.

Fuente de variación	Longitud de raíces	Número de raíces	Número de brotes
Solución nutritiva (SN)	0.06ns	30.82ns	6.20*
Sustratos (S)	10.40**	78.02*	5.48*
Interacción SN*	1.86ns	66.29*	2.14ns
Media	3.46 cm	13.08	2.25
Coefficiente de variación	30.70	30.89	55.18

^{ns} no significativa; *significativa; **altamente significativa.

Al realizar el análisis de la solución nutritiva en la comparación de medias de las variables evaluadas (Cuadro 10), se detectó que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos para las variables longitudes de raíces y número de raíces, sólo en el número de brotes. Lo cual significa que el efecto de la concentración de la solución nutritiva no afecta la longitud ni el número de raíces, aunque hay una interacción significativa para número de brotes.

En otra investigación, evaluaron el efecto de cuatro soluciones nutritiva mediante fertirriego, con diferentes relaciones entre el nitrógeno y el potasio, en la productividad de los frutos del tomate (híbrido Hazera 3019), en suelo ferralítico rojo. Se diferenciaron en su relación $\text{NO}_3^- + \text{NH}_4^+ / \text{K}^+$ en términos de meq L^{-1} (N/K), con una relación $\text{k}^+ / \text{Ca} + \text{Mg}^{2+}$ en todas las variantes de 0.75. La variación de la relación N/K en la solución nutritiva influyó sobre el rendimiento, la calidad externa y la vida en anaquel de los frutos de tomate, sin afectar la calidad bromatológica (Hernández *et al.*, 2009).

Cuadro 10. Evaluación de soluciones nutritivas Steiner sobre el enraizamientos de estacas de pitahaya durante 45 días.

Tratamientos	Longitud de raíces	Número de raíces	Número de brotes
Doble concentración de solución nutritiva Steiner	3.53 a	14.67 a	2 a
Solución normal de Steiner	3.50 a	12.73 a	1 b
Testigo + agua	3.40 a	11.87 a	0 c

Valores con letras iguales en columna son similares entre si según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

En el Cuadro 11 se observa la comparación de medias para el factor sustrato, en el cual la fibra de coco fue superior en longitud de raíces, número de raíces y número de brotes, comparado con la arena y la lombricomposta fueron inferiores con respecto la longitud de raíces y número de brotes

estadísticamente esto probablemente se deba a la menor retención de agua de la arena. Lo cual permite concluir que el sustrato influye en el enraizamiento o brotación durante la propagación vegetativa de pitahaya.

Cuadro 11. Respuesta de *H. undatus* a diferentes sustratos bajo condiciones de hidroponía

Sustratos	Longitud de raíces (cm)	Número de raíces	Número de brotes
Fibra de coco	4.4 a	15.7 a	1.33 a
Arena	3.2 b	12.3 ab	1.0 b
Lombricomposta	2.8 b	11.3 b	0.66 b

Valores con letras iguales en columna son similares entre si según la prueba de Tukey ($\alpha = 0.05$).

7 CONCLUSIONES

La germinación de las semillas de *H. undatus* y *H. polyrhizus* durante los ocho meses evaluados disminuyó paulatinamente el porcentaje de germinación del 92 al 67% y 96 al 69% respectivamente. Se recomienda hacer evaluaciones de germinación empleando menores niveles de temperatura (< 30 °C), en especial para *Hylocereus* sp. porque bajo las condiciones de temperatura en las que se evaluó su longevidad fue afectada drásticamente, llegando a ser nula la germinación al séptimo mes, siendo su tasa de deterioro del 100% mientras que para *H. undatus* y *H. polyrhizus* fue del 46 %.

Al parecer las semillas podrían tener un comportamiento ortodoxo si se manejan niveles menores de temperatura para su almacenamiento.

Respecto a la propagación vegetativa, las soluciones nutritivas no presentaron diferencias significativas en cuanto al número y longitud de raíces por estaca pero si en cuanto a la emisión de brotes vegetativos.

En cambio, el tipo de sustrato si tiene un efecto significativo para el enraizamiento de la estaca, sobresaliendo el uso de fibra de coco al estimular mayor número y longitud de raíces y mayor número de brotes vegetativos respecto a los sustratos de arena y lombricomposta.

Sin embargo, tanto el uso de soluciones nutritivas como el del sustrato de fibra de coco, permiten obtener en menor tiempo (2 meses) estacas enraizadas con abundantes raíces y brotes vigorosos para ser trasplantadas al lugar definitivo, el cual se recomienda sea durante la época de temporal sino se cuenta con riego.

8 LITERATURA CITADA

- Abad B., M. y Noguera M., P. 1998. Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación. *In*: C. Cadahia L. 1998. Fertirrigación Cultivos Hortícolas y Ornamentales. Mundi-prensa. Madrid. 288 – 289.
- Álvarez A., G. M. y Montaña, C. 1997. Germinación y supervivencia de cinco especies de cactáceas del Valle de Tehuacán: implicaciones para su conservación. *Acta Botánica Mexicana* 40:43-58.
- Andrade, L. J; Rengio, E; Ricalde, F. M; Sima, J. L; Cervera, J. C; Soto, V. Soto. 2006. Microambientes de luz, crecimiento y fotosíntesis de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) en un agrosistema de yucatán, México. *Agrociencia* 40: 687-697 P.
- Aubeterre, R., Piñero, Z. R., García, E. y Figarella, A. M. 2006. Efecto de diferentes métodos de escarificación sobre la germinación de cinco especies de cactáceas (*Opuntia ficus – indica*, *pilocereus moritzianus*, *stenocereus griseus*, *cereus deficiens* y *cereus hexagonus*) del estado de Lara. Simposio-Taller. Experiencia en agroforestería ejecutadas o en proceso por el INIA. pp. 13-17.
- Ayala C., G.; Terrazas, T.; López M., L. y Trejo, C. 2004. Variación en el tamaño y peso de la semilla y su relación con la germinación en una población de *Stenocereus beneckei*. *Interciencia* 29:692-697p.
- Barrera, E. y Nobel, P.S. 2003. Physiological ecology of germination for the columnar cactus *Stenocereus queretaroensis*. *Science* 53: 297-306p.
- Benítez, R. L.; Orozco, S. A. y Rojas, A. M. 2004. Light effect on seed germination of four *Mammillaria* species from the Tehuacán-Cuicatlán Valley, Central México. *The Southwestern Naturalist*. 49(1): 11-17.
- Benítez-Rodríguez, L; Orozco-Segovia, A. y Rojas-Aréchiga, M. 2004. Light effect on seed germination of four *Mammillaria* species from the Tehuacán-Cuicatlán Valley, Central México. *The Southwestern Naturalist* 49(1): 11- 17.
- Blanco, M. F. y Valdez, C. D. R. 2008. Establecimiento y manejo del nopalito para verdura. VII Simposium-Taller "Producción y Aprovechamiento del

nopal en el Noroeste de México". *Revista Salud Pública y Nutrición Edición especial*. No. 2. N.L. México. Pp 1-18.

- Blanco, M. F; Lara, H. A; Valdez, C. D. R; Cortes, B. O. J; Luna, F. M. y Salas, L. A. M. 2006. Interacción nutrimentales y normas de la técnica de nutrimento compuesto en nopal (*Opuntia ficus-indica* L. Miller). *Revista Chapingo*. Universidad Autónoma de Chapingo. México. *Serie Horticultura*. Vol. 12. Núm. 002. pp. 165-175.
- Bravo-Hollis, H. 1978. Las cactáceas de México. Tomo I . UNAM. México D.F., 1978, 743p.
- Burés, S. 1997. Sustratos. Ediciones Agrotécnicas. Madrid España. pp. 52-55.
- Casas, A. 2002. Uso y manejo de cactáceas columnares mesoamericanas. *CONABIO. Biodiversitas* 40: 18 – 23.
- Castillo, M. R., y Cáliz de Dios, H. 1997. Las pitahayas un recurso subaprovechado. *Ciencia y Desarrollo* No. 136: 52-57.
- Castillo, M. R. 2006. Aprovechamiento de la pitahaya: bondades y problemáticas. Departamento de Ciencias, Universidad de Quintana Roo México. pp. 17-24.
- Castillo, M. R; Livera, M. M; y Márquez, G. G. J. 2005. Caracterización morfológica y compatibilidad sexual de cinco genotipos de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Volumen 39, número 2. *Agrociencia* 39: 183-194.
- Centurión, Y. R. A; Solís, P. S; Saucedo, V. C; Báez, S. R; Sauri, D. E. 2008- Cambios físicos, químicos y sensoriales en frutos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) durante su desarrollo. *Revista Fitotecnia Mexicana*. Chapingo, México. Vol. 31, número 001. pp.1-5.
- Corona N. V. y V. M. Chávez. 1982. Cultivo de cactáceas en medios asépticos. *Cact. Suc. Mex.* 27:17-22.
- Cruz-Lázaro, E; Estrada-Botello, MA; Robledo-Torres, V; Osorio-Osorio, R; Márquez-Hernández, R. y Sánchez-Hernández, R. 2009. Producción de tomate en invernadero con composta y vermicomposta como sustrato. *Universidad y ciencia Trópico Húmedo*. 25(1): 59-67.
- Choreño-Tapia, M.J; Gonzales-Rosas, H; Terrazas-salgado, T. y Livera-Hernández, A. 2002. Propagación *in vitro* de *Cephalocereus senilis* Haworth Pfeiffer a partir de areolas. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 8(2): 183 – 196.

- Del Castillo, R.F. 1986. Semillas, germinación y establecimiento de *Ferocactus histrix*. Cact. Suc. Mex. 3:5-10.
- Dubrovsky, J. G. 1996. Seed hydration memory in Sonoran Desert cacti and its ecological implication. Am. Jour. Bot. 83: 624-632.
- Dubrovsky, J. G. 1998. Discontinuous hydration as a facultative requirement for seed germination in two cactus species of the Sonoran Desert. Jour. Bot. Soc. 125:33-39.
- Flores, J. y Jurado, E. 2009. Efecto de la densidad de semillas en la germinación de *Isolatocereus dumortieri* y *Myrtillocactus geometrizans*, cactáceas columnares endémicas de México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 80: 141 -144.
- García C., O.; Alcántar G., G.; Cabrera I., R.; Gabi R., F. y Volke H., V. 2001. Evaluación de sustratos para la producción de *Epipremnum aureum* y *Spathiphyllum wallisii* cultivadas en maceta. *Terra Latinoamericana* 19: 249 – 258.
- Godínez, H. 1991. Propagación de Cactáceas por semilla: una experiencia para su cultivo y conservación. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias. Universidad Autónoma de México.
- Godínez, A. H. y Valiente, B. A. 1998. Germination and early seedling growth of Tehuacan Valle cacti species: the role of soils and seed ingestion by dispersers on seedling growth. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. México, DF. Volume 39, Issue 1. pp. 21-31.
- Godínez, A. G.; Jiménez, M; Mendoza, M; Pérez, F; Roldán, P; Ríos, C. L. y Lira, R. 2008. Densidad, estructura poblacional, reproducción y supervivencia de cuatro especies de plantas útiles en el Valle de Tehuacán, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 79:393-403.
- Gonzalez, Z. J. y Callejón, F. J. 1997. Invernaderos del poniente almeriense. Pasado y presente. *Rev. Horticultura*. Especial Almería. España.
- Guillén, S.; Benitez, J.; Ramos, M. M. y Casas, A. 2009. Seed germination of wild, *in situ*-managed, and cultivated populations of columnar cacti in the Tehuacán-Cuicatlán, México. *Science direct*. Vol. 73, Issues 4-5. pp. 407-413.
- Hartman, T. H. y Kester, E. D. 2003. Plant propagation. Principles and practices. Ed. Prentice-Hall, inc. Mexico. 733p.

- Hernández, D. M. I; Chailloux, L. M; Moreno, P. V; Ojeda, V.A; Salgado, P.J. M. y Bruzón, G. O. 2009. Relaciones nitrógeno-potasio en fertirriego para el cultivo protegido del tomate en suelo Ferralítico Rojo. *Pesq. Agropec., Brasilia*. V. 44, N. 5. P 429-436.
- Johnson, J.L. and E. R. Emino. 1979. Tissue cultura propagation in the cactaceae. *Cactus and Succulent J*. 51: 275-277.
- Kipp, A. J. y Wever, G. 2000. La industria del invernadero. Sustratos y Turbas. Extra. pp. 112-117.
- León, J. 2004. Propagación de cactáceas a partir de semillas y esquejes. Investigación documental. Biología. México. 18 p.
- León L., J. L. y Domínguez C., R. 1991. Evaluación de la reproducción de semilla de la pitaya agria (*Stenocereus gummosus*) en baja California Sur, México. *Acta Botánica Mexicana* 14:75 – 87.
- Legaria, S. J. P; Alvarado, C. M. E; Gaspar, H. R. 2005. Diversidad genética de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth. Britton y Rose). *Rev.Fitotec. Mex.* Vol. 28 (3): pp 179 – 185.
- Lemaire, F. 2005. Cultivos en macetas y contenedores. Principios agronómicos y aplicaciones. Mundi-prensa. Madrid 210 p.
- López , G. R., Díaz, P. J., C. y Flores, M. G. 2000. Propagación de tres especies de cactáceas: pitaya (*Stenocereus griseus*), tunillo (*Stenocereus stellatus*) y jiotilla (*Escontria chiotilla*). *Agrociencia* Vol 34: 363-367.
- Luna, M. C. C. 2006. Clasificación y ordenación morfológica del fruto de variantes cultivadas de pitaya (*Stenocereus pruinosus* (otto) buxb. En la Mixteca baja, México. *Revista Chapingo*. México. *Serie horticultura*. Vol. 12, número 002, pp. 245-251.
- Luna-Morales, C. Del C; Aguirre, R. R. J; Peña-Valdivia, C. B. 2001. Cultivares tradicionales mixtecos de *Stenocereus pruinosus* y *S. stellatus* (Cactaceae). *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Botánica* 72(2): pp 131-155.
- Magdaleno, V. J. J; Peña, L. A; Castro, B. R; Castillo, G. M. A; Galvis, S. A; Ramírez, P. F. y Becerra, L. A. P. 2006. Efecto de tres sustratos y dos colores de plástico en el desarrollo de plántulas de tomate de cascara (*Physalis ixocarpa* Brot). *Revista Chapingo, México. Serie Horticultura*. Vol. 12. N°. 002. pp. 153 – 158.

- Márquez, H. C; Cano, R. P. y Rodríguez, D. N. 2008. Uso de sustratos orgánicos para la producción de tomate en invernadero. Agricultura Técnica en México. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias Texcoco, México. Vol. 34. Núm. 001. pp. 69-74.
- Martínez G., G., V. M. López S. y Y. D. Ortiz H. 1999. Propagación de estacas de pitaya orejona (*Hylocereus undatus*). In: J. R. Aguirre R. y J. A. Reyes A. (eds.). Memorias del 8o. congreso nacional y 6o. internacional sobre el conocimiento y aprovechamiento del nopal. San Luis Potosí, S. L. P. México. ISBN 968-7674-64-4. pp. 132-133.
- Meráz A., Ma. Del R.; Gómez, C. A. M; Schwentesius, R. 2003. Pitahaya de México producción y comercialización en el contexto internacional. In: Flores V; C., A. (ed.). Pitayas y pitahayas. CIESTAAM, Universidad Autónoma Chapingo, México. pp. 97-121.
- Méndez, E. y Pérez, G. S. B. 2008. Germinación de *Echinopsis leucantha* (cactáceae) efectos de temperatura y concentraciones de calcio. Rev. FCA UNcuvo. Tomo XL. N°2. pp 91-96.
- Méndez, M; Dorantes, A; Dzib, G; Argáez, J. y Duran, R. 2006. Germinación y establecimiento de plántulas de *Pterocerus gaumeri*, una cactácea columnar, rara y endémica de Yucatán, México. *Bol. Soc. Bot. Méx.* 79: 33-41.
- Meerow, A. W. Growth of two subtropical ornamentals using corré (coconut mesocarp pith) as a peat substitute. *HortScience* 29:1484-1486.
- Mondragón J.C. y Bordelon, B. B. 2002. Presencia de apomixis en cruza de nopales mexicanos y su identificación molecular preliminar. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 25 (3): 247-252.
- Mohamed, Y. 1994. Clonal propagation of pitaya *Hylocereus undatus* (Britton and Rose). *HortScience* 29: 559.
- Navarro M., C. y A. P. Deméneghi. 2007 Germinación de semillas y efecto de las hormonas en el crecimiento de *Mammillaria pectinifera*. *Zonas Áridas* 11: 217-226.
- Navarro, M.C. y Gonzalez, E.M. 2007. Efecto de la escarificación de semillas en la germinación y crecimiento de *Ferocactus robustus*(P feiff) Britton & Rose (Cactaceae). Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, Puebla. México. pp.195-205.

- Olvera, C. Y.; Márquez, G. J.; Barrada, L. V.; Sánchez, C. Ma.E. y Orozco, S. A. 2003. Germination of the hard seed coated *Opuntia tormentosa* S.D., a cacti from the México valley. *Science direct*. Vol. 55, Issue 1. pp. 29-42.
- Ortiz, H. Y. D. 1999. Pitahaya un nuevo cultivo para México. Editorial Limusa. México, DF. 111p.
- Ortiz H., Y. D. y Livera M. M. 1999a. La pitahaya (*Hylocereus* spp.) en la Agrodiversidad. In: Uriel et al., (ed.). Agrodiversidad Campesina. México. pp. 205-209.
- Ortiz H., Y. D. y Livera M. M. 1999b. Manual sobre la propagación de la pitahaya (*Hylocereus* spp.). SIBEJ-CONACYT-FMCN-IPN. Oaxaca, México. 35 p.
- Ortiz H., Y. D. 2000. Hacia el conocimiento y conservación de la pitahaya (*Hylocereus* spp.). IPN-SIBEJ-CONACYT- FMCN. Oaxaca, México. 124p.
- Ortega, B. P. y Rojas, A. M. 2006. Seed germination of *Trichocereus terscheckii* (Cactaceae): Light, temperatura and gibberellic acid effects. Vol. 69, Issue 1, Pages 169-176.
- Padilla, R. C.A. y Valverde, T. 2005. Germination responses of three congeneric cactus species (*Neobuxbaumia*) with differing degrees of rarity. *Sciencedirect*. Vol. 61, Issue 2. pp. 333-343.
- Pérez, P.E; Quintero, C. M; Sandoval, S. L; Voloria, Z. 1998. Germinación y características morfológicas de plántulas de mango (*Mangifera indica* L.) c.v. Pico de Loro, tolerante a salinidad. *Rev. Fac. Agron. (LUZ)*. 15: 526-533.
- Prieto, G. F; Filardo, K. S; Pérez, C. E. Beltrán H. R; Román, G. A; Méndez, M. María. 2006. Caracterización física y química de semillas de opuntias (*Opuntia* spp.) cultivadas en el estado de Hidalgo, México. *Bioagro* 18(3): 163-169.
- Ramírez, M. J. F. 2007. Monografía de la producción de pitahaya. Secretaría de Desarrollo Rural del Estado de Puebla. 17p.
- Rojas, A. M.; Vasquez, Y. C.; y Orozco, S. A. 1998. Seed response to temperature of Mexican cacti species from two life forms: anecophysiological interpretation. *Plantecology* 135: 207-214.

- Rojas-Aréchiga M. y C. Vázquez-Yanes. 2000. Cactus seed germination: a review. *Jour. Arid Env.* 44: 85-104.
- Ruiz U., M. E. Morales R., E. Cárdenas C., E. Torres C., R. Mercado H., J. F. Treviño N. 1997. Micropropagación de *Hylocereus undatus* (Haworth) Britton and Rose. *In*. R. Vázquez A. *et al.* (eds). Memorias del V Congreso Internacional y VII Nacional sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, N.L. México. pp. 314-315.
- Sánchez-Salas, J., J. Flores y E. Martínez-García. 2006. Efecto del tamaño de semilla en la germinación de *Astrophytum myriostigma*. *INTERCIENCIA*; 31 (5):371-375.
- Sánchez-Morán, R. M. y Pérez-Molphe, B. E. 2007. Propagación *in vitro* de *Browningia candelaria* (Cactaceae) usando metolina. *Bol. Soc. Latin. Carib. Cact. Suc.* Vol.4(2). pp. 16 - 17
- Sánchez, D., Arends, E., Villarreal, A. y Cegarra, A. 2006. Fenología y caracterización de semillas y plántulas de la especie *Theobroma grandiflorum* (Willd. ex Sprengel) Schumann. *Plantula* 4(1):49-54.
- Starling, R. J. and J. H. Dodds. 1983. Tissue-culture propagation of cacti and other succulents. *Bradleya* 1: 84-90.
- Suárez J., E.; Tusent C., J.; Labarca, C.; Sánchez U., A.B. y Vilorio, Z. 2007. Propagación de *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller mediante secciones basales y apicales de cladodios. XVII Congreso Venezuela Botánica. pp. 222-224.
- Tovar G., I. y M. A. López P. 1998. Cultivo *in vitro* de pitahaya (*Hylocereus undatus*). *In*. P. Vallejo R. *et al.* (eds.). Memorias del XVII Congreso Nacional de Fitogenética. Acapulco, Guerrero. México. ISBN-968-839-215. p. 8.
- Vadillo, G. y Suni, M. 2006. Evaluación de sustratos para el establecimiento en laboratorio de plántulas de *Puya raimondii* Harms (Bromeliaceae). *Rev. Peru. Biol.* 13(1): 139- 141.
- Vargas-Santiago. G., Y. D. Ortiz-Hernández y G. E. Alcántar-González. 2003. Propagación vegetativa de *Hylocereus undatus* y su relación con el AIB y sustrato. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas* Tomo XLVIII año 48 (3): 111-117.

- Velasco, H. E; Miranda, V. I; Nieto, A. R. y Villegas, R. H. 2004. Evaluación de sustratos y variedades en la producción protegida de tomate. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 10(2): 329 – 246.
- Yoldi, M. 2000. Producción y comercialización de pitahayas en México. *Claridades Agropecuarias* 14: 10-44p.
- Zuñiga, T. R; Orona, C. I; Vázquez, V. C; Murillo, A. B; Salazar, S; López, M. D. J; García, H. L. J. y Rueda, P. E. 2009. Desarrollo radical, rendimiento y concentración mineral en nopal *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. En diferentes tratamientos de fertilización. *J.PACD*. 11: 53-68.
- Zuñiga, T. R; Cueto, W. A. J; Olivares, S. E. y Salazar, S. E. 2003. Crecimiento radical de nopal con diferentes dosis de nitrógeno en hidroponía. *Terra Latinoamericana*, Vol. 21, Num. 1. Universidad Autónoma Chapingo Mexico. pp. 41-44.