

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO



Efecto de Diferentes Métodos Pregerminativos en Tres Especies de  
*Opuntia* del Sureste de Coahuila

Por:

**ALONDRA SÁNCHEZ PÉREZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN**

Saltillo, Coahuila, México

Mayo, 2018

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Efecto de Diferentes Métodos Pregerminativos en Tres Especies de  
*Opuntia* del Sureste de Coahuila

Por:

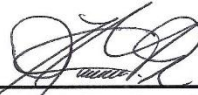
**ALONDRA SÁNCHEZ PÉREZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

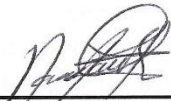
**INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN**

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dra. Francisca Ramírez Godina

Asesor principal



M.C. Areli González Cortés

Coasesor



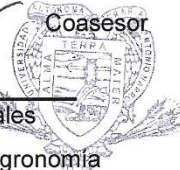
Dr. Manuel Humberto Reyes Valdés

Coasesor



Dr. Gabriel Gallegos Morales

Coordinador de la División de Agronomía



Coordinación  
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Mayo, 2018

## AGRADECIMIENTOS

A mi **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, mi "*Alma mater*" por abrirme las alas, la mente y darme la oportunidad de formarme profesionalmente. Con orgullo buitre por siempre

A la **Dra. Francisca Ramírez Godina** por darme la oportunidad de trabajar con ella.

A la **M.C. Areli González Cortés** por la paciencia y apoyo en el desarrollo de la tesis.

Al **Dr. Humberto Reyes Valdés** por la ayuda en la realización de esta investigación.

A todos mis maestros que me acompañaron en mi recorrido universitario.

A mis amigas y compañeras **Belén, María de la Luz, Itzel, Ángel Daniel, Llesmin** gracias por acompañarme en este recorrido fantástico, por las tardes, mañanas y noches que pasamos juntos, por escucharme y entenderme, gracias Bélen por estar ahí y ser más que mi amiga mi hermana, estaré siempre que me necesites, así como has estado para mí, gracias Ragoytia por regañarme y quererme, a Itze por llegar justo cuando necesitaba sentirme en familia y a pesar de la distancia seguiremos siendo amigas, gracias Angelito por estar siempre para escucharme en todo momento, Lles por todo lo vivido, los recordaré y espero la vida nos reúna en algún momento, porque cada uno cumplamos los sueños que nos propusimos en las aulas de esta maravillosa Universidad en la que tuvimos la oportunidad de estudiar y conocernos.

A mis amigas **Sonia, Karina, Fernando y Karla** porque a pesar de la distancia siempre estuvieron conmigo apoyándome en cada instante.

A mi amor eterno **Ezequiel** porque la vida nos puso en el momento exacto para apoyarnos mutuamente, por ser mi mejor compañía y mi mejor historia

## **DEDICATORIA**

### **A CLEMENCIA Y VICENTE**

Por darme la vida y con ella una vida llena de amor incondicional, de apoyo constante en mis sueños, por siempre guiarme, por creer en mis capacidades, por darme la oportunidad de crecer profesionalmente, por la confianza al dejarme salir de casa, porque mis triunfos siempre llevarán sus nombres, por ser y por estar.

### **A MIS HERMANOS**

A los que me recibieron en su casa, a los que desde lejos me apoyaron, a los que tuve cerca para aconsejarme siempre, a los que me dieron apoyo económico y moral hasta el último momento, a todos porque nunca estuve sola y sé que nunca lo estaré.

.

## ÍNDICE GENERAL

<b>AGRADECIMIENTOS</b> .....	<b>III</b>
<b>DEDICATORIA</b> .....	<b>IV</b>
<b>ÍNDICE GENERAL</b> .....	<b>V</b>
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	<b>VII</b>
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	<b>VIII</b>
<b>RESUMEN</b> .....	<b>IX</b>
<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	<b>1</b>
Objetivo general .....	3
Objetivos específicos .....	3
Hipótesis .....	3
<b>REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	<b>4</b>
Familia Cactaceae .....	4
Género <i>Opuntia</i> .....	5
Adaptación del género <i>Opuntia</i> .....	6
Taxonomía del género <i>Opuntia</i> .....	7
Características botánicas.....	8
<i>Opuntia engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm .....	10
.....	11
<i>Opuntia microdasys</i> (Lehm.) Pfeiff .....	11
<i>Opuntia rastrera</i> F.A.C. Weber.....	13
Tipos de reproducción.....	15
Propagación asexual: .....	15
La propagación por brotes o vástagos:.....	15
Propagación por esquejes: .....	15
Propagación por injerto:.....	15
Propagación de cactáceas por semilla.....	16
Estructura interna de la semilla .....	18
Latencia .....	21
Tratamientos para eliminar la latencia .....	22

Germinación.....	23
Requerimientos de Germinación.....	24
Condiciones Intrínsecas:.....	24
Condiciones Extrínsecas:.....	25
Germinación en semillas de <i>Opuntia</i> .....	27
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>29</b>
Colecta de material vegetal:.....	29
Extracción de la semilla .....	30
Pruebas de germinación .....	31
Escarificación mecánica:.....	32
Escarificación química: .....	33
Hidratación (remojo en agua):.....	33
Análisis estadístico.....	34
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....</b>	<b>35</b>
Germinación en semilla de <i>Opuntia engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm.....	36
Germinación en <i>Opuntia microdasys</i> (Lehm.)Pfeiff.....	38
Germinación en <i>Opuntia rastrera</i> F.A.C Weber .....	39
Interacción de tratamientos para el porcentaje de germinación en las tres especies evaluadas.....	41
Velocidad de emergencia en <i>Opuntia engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm.....	43
Velocidad de emergencia en <i>Opuntia microdasys</i> (Lehm.) Pfeiff.....	44
Velocidad de emergencia en <i>Opuntia rastrera</i> F.A.C Weber .....	45
<b>CONCLUSIONES .....</b>	<b>47</b>
<b>LITERATURA CITADA .....</b>	<b>48</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Especies del género <i>Opuntia</i> , evaluadas en el análisis de diferentes tratamientos pregerminativos.....	29
2	Tratamientos para el análisis de germinación en tres especies del género <i>Opuntia</i> .....	32
3	Análisis de varianza de la germinación de semillas de tres especies del género <i>Opuntia</i> .....	35
4	Cuadrados medios y valores de F para la germinación de <i>O. engelmannii</i> empleando diferentes tratamientos pregerminativos en ambiente controlado.....	37
5	Resultado de análisis de varianza para la germinación <i>O. engelmannii</i> empleando diferentes tratamiento pregerminativos.....	39
6	Resultados de análisis de varianza para la germinación de <i>O. rastrera</i> empleando diferentes tratamientos pregerminativos.....	40

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Ejemplar de <i>Opuntia engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm.....	11
2	Ejemplar de <i>Opuntia microdasys</i> (Lehm) Pfeiff.....	12
3	Ejemplar de <i>Opuntia rastrera</i> F.A.C. Weber.....	14
4	Partes de una semilla.....	20
5	Sitios de colecta de las tres especies evaluada.....	30
6	Lavado de semillas.....	31
7	Selección de semillas viables.....	31
8	Comparación entre especies con respecto al número de semillas germinadas.....	35
9	Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en <i>O. engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm.....	37
10	Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en <i>O. microdasys</i> (Lehm.)Pfeiff.....	39
11	Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en <i>O. rastrera</i> F.A.C Weber.....	41
12	Interacción de tratamientos de las especies evaluadas.....	43
13	Velocidad de emergencia para <i>O. engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm con respecto al testigo, el promedio y el mejor tratamiento.....	44
14	Velocidad de emergencias en semillas de <i>O. microdasys</i> (Lehm.)Pfeiff con respecto al testigo, el promedio y el mejor tratamiento.....	45
15	Velocidad de emergencia en <i>Opuntia rastrera</i> F.A.C Weber con respecto al testigo, el promedio y el mejor tratamiento.....	46



## RESUMEN

El nopal es un recurso fitogenético importante en las zonas áridas y semiáridas de México. Es un producto con valor alimenticio, parte esencial de la dieta de la sociedad de este país, tiene usos tan variados que van desde la pintura hasta la medicina por lo que presenta una oportunidad económica en grandes áreas comerciales. Su semilla tiene una testa o endocarpio impermeable al agua, ocasionando problemas para su germinación debido a la latencia fisiológica, la cual se rompe después de la post-maduración, sus embriones tienen bajo porcentaje de germinación. Los estudios morfofisiológicos en *Opuntia* y la comparación entre sus especies están limitados, debido a que existe poca información de la metodología para hacer germinar las semillas y obtener plántulas de nopal. El objetivo del trabajo fue evaluar la germinación y velocidad de emergencia de semillas de tres especies del género *Opuntia*. Se establecieron 15 tratamientos pregerminativos con escarificación mecánica, química y remojo de las semillas más un testigo de tres especies silvestres: *O. engelmannii*, *O. microdasys* y *O. rastrera* distribuidas en el sureste de Coahuila. El diseño experimental fue completamente al azar, con cuatro repeticiones. Las semillas se colocaron en charolas de peat moss más perlita (1:1) y se incubaron a una temperatura entre 25° y 27 °C bajo condiciones de oscuridad. La emergencia de las plántulas se registró diariamente durante 23 días para determinar el porcentaje de germinación (PG) acumulada, también se evaluó la velocidad de emergencia (VE). El análisis de varianza muestra que existen diferencias altamente significativas entre especies y tratamientos. En las especies *O. engelmannii* y *O. microdasys*, se encontró que el mayor PG fue de 82.5% y 67%

respectivamente, con el tratamiento T5: escarificación mecánica (semillas lijadas) más escarificación química (remojo en H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 3% por 24 horas), mientras que en *O. rastrera* el mayor PG acumulada fue de 72.5% con el tratamiento T4: solo escarificación mecánica (semilla lijada). Estos resultados demuestran la efectividad de los tratamientos pregerminativos basados en escarificación mecánica y química para promover la germinación en especies de nopal.

**Palabras clave:** *Opuntia*, Semilla, Germinación, Escarificación, Latencia, Ácido giberelico

## INTRODUCCIÓN

El nopal por su capacidad de adaptación a ambientes de altas temperaturas y falta de agua, es uno de los recursos fitogenéticos de mayor relevancia en las zonas áridas y semiáridas, que ocupan actualmente más del 60% del territorio mexicano (Bravo-Hollis, 1978; Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995, Muñoz-Urías *et al.*, 2008). Actualmente, la mayor parte de los frutos comercializados pertenecen a la especie *Opuntia ficus-indica* propagada vía sexual por lo cual no ha tenido mejoramiento genético, ni ha generado resistencia alguna a plagas y enfermedades. Existen alrededor de 100.000 ha de plantaciones comerciales a nivel mundial, el 70% se encuentran en México (Inglese *et al.*, 2002), donde se considera el centro de origen genético del género *Opuntia* (Pimienta-Barrios *et al.*, 1995).

El nopal se cultiva a nivel comercial en México, Chile, Argentina, Brasil, Colombia y Perú (Inglese *et al.*, 2002). Se reportan más de 20 usos del nopal entre los que sobresalen alimenticios, medicinales y forrajeros (Mandujano *et al.*, 2001; Reyes-Agüero *et al.*, 2005), debido a esto, muchas especies de nopal están siendo objeto de diversos estudios para encontrar nuevas técnicas que ayuden a garantizar la conservación del acervo genético y por lo tanto aprovechar de manera sustentable este recurso de gran valor para las zonas áridas y semiáridas del país; sin embargo, para realizar investigaciones relacionadas con mejoramiento de las especies de este género, el tipo de propagación es una limitante ya que es de tipo asexual, dejando de lado la reproducción sexual que es la que conserva la variabilidad y es esencial en el mejoramiento genético (Ramírez, 1995).

El establecimiento y la supervivencia del género *Opuntia* al iniciar su vida es bastante improbable. Éstas son las primeras razones para preocuparnos por su conservación.

Se tienen pocas investigaciones acerca de la viabilidad de sus semillas y las características morfológicas, Felker *et al*, 2002 mencionan que los recursos científicos y recursos financieros disponibles para la investigación son principalmente en cultivos tradicionales que se pudieran producir en tierras secas, es decir, sorgo, mijo, algodón, etc., estas investigaciones son más en comparación a las que son dirigidas a nopal, donde la investigación y el desarrollo son infinitesimalmente pequeños. Debido a esta problemática se planteó el siguiente objetivo: Evaluar la germinación de las semillas de tres especies silvestres del género *Opuntia* (*O. engelmannii*, *O. microdasys* y *O. rastrera*) que se distribuyen en el sureste del estado de Coahuila, con el fin de contribuir en programas de mejoramiento genético en nopal y la creación de nuevas variedades que demande el productor; así como también generar estrategias de conservación *in situ* y *ex situ*.

### **Objetivo general**

- ✓ Evaluar la germinación y velocidad de emergencia de semillas de tres especies del género *Opuntia*, distribuidas en el sureste de Coahuila.

### **Objetivos específicos**

- ✓ Evaluar el porcentaje de germinación en diferentes tratamientos pregerminativos basados en escarificación mecánica y química.
- ✓ Evaluar la velocidad de emergencia en las especies del género *Opuntia*.

### **Hipótesis**

- ✓ Al menos uno de los tratamientos basados en escarificación mecánica o química, promoverá la germinación y velocidad de emergencia de las tres especies evaluadas.
- ✓ Existen diferencias en la germinación de semillas en cada una de las especies evaluadas.

## REVISIÓN DE LITERATURA

México es un país megadiverso debido a sus condiciones fisiográficas y climáticas, que lo hacen poseer una de las floras más ricas del mundo, estimándose alrededor de 30,000 especies de plantas vasculares (Rzedowski, 1978), dentro de estas podemos encontrar a la familia Cactaceae de la cual se reconocen 913 taxones agrupados en 669 especies y 224 subespecies, de esta clasificación se reconocen 63 géneros, en donde 40% de estos (25 géneros) son endémicos del país, en los que se incluyen 518 especies y 206 subespecies (Rzedowski, 1978).

### **Familia Cactaceae**

Las cactáceas son nativas de América, comprenden aproximadamente 2000 especies en todo el continente Americano, y en México se encuentra la mayor diversidad de especies, donde se estima que existen 63 géneros con alrededor de 670 especies, de las cuales 518 son endémicas, se distribuyen principalmente en las zonas áridas y semiáridas que se sitúan en los estados del norte, noreste y sur del país (San Luis Potosí, Coahuila, Nuevo León, Zacatecas, Chihuahua, Oaxaca, Tamaulipas y Sonora); (Guzmán *et al.*, 2003, Salas *et al.*, 2011).

En el estado de Coahuila, la familia Cactáceae, ocupa el cuarto lugar después de las familias de Asteraceae, Poaceae y Fabaceae por su diversidad vegetal (Villareal, 2001), morfología y adaptación. Las cactáceas del estado están representadas por numerosas especies, siendo una de las entidades más ricas y variadas en poblaciones naturales, ocupando el quinto lugar en número de géneros después de San Luis Potosí, Oaxaca, Tamaulipas y Nuevo León, con géneros registrados. En

número de especies el estado ocupa el segundo lugar después de Oaxaca; comprendiendo 148 especies; sin embargo, los efectos de fenómenos naturales están provocando un cambio drástico en algunas especies endémicas (Hernández, 2016).

Las cactáceas tiene la característica de que utilizan de manera eficiente el agua, debido a la vía fotosintética (vía del metabolismo ácido de las crasuláceas CAM). En las plantas CAM, las estomas se abren de noche y capturan el dióxido de carbono cuando la transpiración es baja (Esquivel, 2004). Dentro de las cactáceas existen géneros que tiene potencial como cultivo para obtención de frutos, vegetales o forraje (Mizrahi *et al.*, 1997), dentro de estos se encuentra el género *Opuntia*.

### **Género *Opuntia***

*Opuntia* está representado por 104 especies, 60% localizadas en el desierto Chihuahuense (Bravo, 1978; Elizondo *et al.*, 1978), es el género de mayor distribución de la familia Cactaceae y fue nombrado por Linneo en 1753 como *Cactus opuntia* con el ejemplar ilustrado como referencia. Posteriormente, Miller corrigió y *Opuntia ficus-indica* fue designada como especie tipo del género, del cual hoy se reconocen cerca de 220 especies, en México existen entre 60 y 90. La complejidad en su nomenclatura es reflejo de su diversidad morfológica.

Actualmente, la mayor parte de los frutos comercializados pertenecen a la especie *Opuntia ficus-indica*. Existen alrededor de 100.000 ha de plantaciones comerciales a nivel mundial, el 70% se encuentran en México (Inglese *et al.*, 2002), donde se considera el centro de origen genético del género *Opuntia* (Pimienta-Barrios *et al.*,

1995). El nopal se cultiva a nivel comercial en México, Chile, Argentina, Brasil, Colombia y Perú (Inglese *et al.*, 2002).

Las especies más cultivadas en México son: *O. megacantha*, *O. streptacantha*, *O. albicarpa*, *O. amyclaea*, *O. robusta*, *O. hyptiacantha*, *O. cochenillifera* (sin. *Nopalea cochenillifera*) y *O. ficus indica*, debido a que son especies destinadas a la producción de tuna y nopal verdura (Pimienta, 1995; Mondragón, 2001;), *Opuntia lindheimeri* y *Opuntia phaeacantha* son especies que se cultivan más comúnmente en los estados del norte debido a su utilización como forraje (Bravo, 1978; Elizondo *et al.*, 1987).

El nopal actualmente ha adquirido gran importancia desde el punto de vista socio económico y agroecológico debido al uso integral que se puede hacer de él y por el potencial que ofrece en los diversos ámbitos en que se puede aprovechar, se reportan más de 20 usos entre los que sobresalen alimenticio, medicinal, forrajero, control de desertificación (Quiguando, 2011; Analís *et al.*, 2008).

### **Adaptación del género *Opuntia***

El género *Opuntia* tiene un gran poder de aceptación, lo que le ha permitido colonizar en cualquier medio, una de las explicaciones de tal adopción podría ser el centro de origen del género, Granados y Castañeda (1996) señalan tres teorías con respecto a su adaptación: 1) El género *Opuntia* es originario de América debido a la gran variedad de especies que presenta; 2) Debido a las similitudes morfológicas con las portulacáceas, se piensa que el género *Opuntia* se deriva de las portulaceas y su origen podría estar en México, puesto que en este país



existe el mayor número de género e individuos; 3) Probablemente fueron dos los centro de diversificación, uno en el norte y otro en el sur del continente, ambas zonas están separadas por el istmo de panamá, cuyo clima impide la producción de los taxas de un lugar a otro, la teoría más aceptada es que el centro primitivo de diferenciación de las cactáceas fue el sistema del Golfo de México y del Caribe, desde donde emigraron para constituir las dos zonas actuales, una en América del Norte y otra en América del Sur.

### **Taxonomía del género *Opuntia***

La taxonomía de dicho género es compleja, pues la mayoría de los sistemas de clasificación contienen errores en conceptos principalmente de especie, trayendo consigo mucha sinonimia, además de estar en estado activo de evolución y por lo tanto de diferenciación. Una de las razones por las que existen estos problemas es debido a que los fenotipos presentan gran variabilidad interespecífica, esta puede deberse a cambios genéticos y a las diferencias en las condiciones ambientales, las cuales afectan la morfología, coloración de la flor, longitud de espinas, entre otros caracteres externos, así mismo, la antigua y continua selección de plantas por sus frutos y tallos, han perpetuado muchas variedades ligeramente diferentes, dando como resultado un gran polimorfismo (Bravo, 1978). Otro problema para la clasificación taxonómica es la hibridación, bajo condiciones naturales, producto de la inexistencia de barreras ontogenéticas que lo impidan; además que la mayoría de los híbridos son fértiles y cerca del 63.3% de las especies del género *Opuntia* son poliploides (Rebman y Pinkava, 2001; Pinkava, 2002, Pinkava y McLeod, 1971; Pinkava *et al.*, 1973; Pinkava *et al.*, 1985; Pinkava *et al.*, 1998) lo que evidencia el

origen de muchas especies y/o variedades por este fenómeno (Pinkava *et al.*, 1998). De acuerdo con Reyes-Agüero *et al.* (2006) y Kiesling *et al.* (2011), la complejidad sistemática es porque las especies tienen una alta plasticidad fenotípica y una reproducción vegetativa (por apomixis, tallo o frutos estériles formando raíces adventicias), así como un alto grado de hibridación. Como consecuencia muchas de las poblaciones existentes son clones (Kiesling *et al.*, 2011), la clasificación

Taxonómica del género *Opuntia* es la siguiente:

<b>Reino:</b>	Vegetal
<b>Subreino:</b>	Embryophita
<b>División:</b>	Angiospermae
<b>Clase:</b>	Dicotyledónea
<b>Subclase:</b>	Dialipétalas
<b>Orden:</b>	Opuntiales
<b>Familia:</b>	Cactaceae
<b>Subfamilia:</b>	Opuntioideae
<b>Tribu:</b>	Opuntiae
<b>Género:</b>	<i>Opuntia</i>

### **Características botánicas**

El género *Opuntia* comprende plantas perennes, suculentas, simples o cespitosas, arborescentes, arbustivas o rastreras. El tronco bien definido o con ramas desde la base, erectas, extendidas o postradas. Artículos globosos, claviformes, cilíndricos o aplanados (cladodios), muy carnosos o leñosos. Limbo de hojas pequeño, cilíndrico, carnoso, caduco muy pronto. Aréolas axilareas con espinas, pelos, glóquidas y a veces glandulares; por lo general, las de la parte superior de los artículos son las

productoras de flores. El género se subdivide en dos géneros: *Cilindropuntia* y *Platyopuntia*.

**Raíz:** el sistema radicular es perenne, extenso y superficial. Su estructura y funcionamiento le permiten captar con eficiencia la mayor cantidad de agua durante los breves periodos de lluvia.

**Tallo:** Los nopales con articulos planos se denominan cladodios. Estos cuando están tiernos son muy suculentos y poco lignificados. Cuando viejos poseen una cutícula lignificada y numerosas fibras que le dan una consistencia casi leñosa.

**Flor:** Solitarias, sentadas, nacen en la base de las aréolas. Cáliz con tubo oval, soldado con ovario y limbo; numerosos estambres persistentes, filamentos largos, coloridos; anteras longitudinalmente dehiscentes; pistilo grueso, tubuloso, digitado en su extremo, formando varios lóbulos estigmáticos.

**Fruto:** Es una baya ovoide, cilíndrica, unilocular, umbilicada en el extremo superior (cicatriz floral); pericarpio correoso. El número de semillas es variable; son lenticulares, testa clara y arilo ancho. La tuna es un fruto de ciclo corto; se desarrolla aproximadamente en 120 días después del amarre y se puede decir que no es un fruto climático, ya que los cambios respiratorios y bioquímicos después de la cosecha, son poco significativos. Entre las adaptaciones que presentan estas plantas xerófitas está la succulencia, lo que les permite acumular grandes cantidades de agua en forma muy rápida, durante los breves periodos de humedad. Los cladodios, por su forma, representan los cuerpos más eficientes para evitar la evapotranspiración y conservar la humedad interna. (Conaza, 1992).

## ***Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm**

Planta nativa de Norteamérica en México, Arizona, California y Texas, es un arbusto con muchas ramas ascendentes o postradas longitudinalmente. Forma cojines densos, que alcanzan una altura de hasta 3,5 metros. Una colonia se forma raramente. Los cladodios son ovados a redondeados, alargados, de color verde a azul-verde de 15 a 30 centímetros de largo, 12 de ancho. Las areolas son elípticas, a 2,5 a 4 cm de distancia con los gloquidios de color marrón con la edad. Tiene 1-8 espinas, que pueden estar ausentes en las aréolas inferiores, son de color amarillento, subuladas, ligeramente aplanadas y tienen entre 1 y 6 cm de largo. Las flores son amarillas, a veces rojas de 5 a 8 centímetros. Los frutos son carnosos, de color púrpura, ovoides de 3 a 7 centímetros de longitud y con un diámetro de 2 a 4 centímetros (Bravo, 1978; Reyes-Agüero *et al.*, 2009).

### **Clasificación taxonómica de *Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm**

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	Embryophyta
<b>División</b>	Magnoliophyta
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Subclase</b>	Caryophyllidae
<b>Orden</b>	Caryophyllales
<b>Familia</b>	Cactaceae
<b>Subfamilia</b>	Opuntioideae
<b>Tribu</b>	Opuntiae
<b>Género</b>	<i>Opuntia</i>
<b>Especie</b>	<i>Engelmannii</i> Salm-Dyck ex Engelm.



**Figura 1.** Ejemplar de *Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm.

### ***Opuntia microdasys* (Lehm.) Pfeiff**

Es una especie que se distribuye ampliamente a lo largo del Desierto Chihuahuense, (Bravo Hollis, 1978; Guzmán *et al.*, 2003). Es conocida comúnmente como “nopal cegador”. Es una planta baja, más o menos erecta a arbustiva, entre 60 y 80 centímetros de altura; cladodios circulares a elíptico-obovados, pubescentes, verde brillante, entre 7 y 10 centímetros de longitud y entre 4 y 8 cm de ancho. No presenta espinas, las areolas normalmente se encuentran a menos de 1.2 cm entre sí, con muchas gloquidias café-rojizas o amarillas a blancas. Las flores presentan segmentos del perianto internos amarillo brillante de 2.5-3 cm de longitud, mientras que los tépalos externos son a veces rojizos. Los frutos son tunas, rojas (cuando maduran), globosas obovadas de 2-2.5 cm longitud. Esta especie se distribuye principalmente en los desiertos, se puede encontrar entre los 1700-2100 msnm, en los estados de Coahuila, Zacatecas, Nuevo León, Tampico, San Luís Potosí, Hidalgo. Se han visto algunas variantes, ya que aparentemente hibridiza con

*O. rufida* cerca de Saltillo, Coahuila y en Concepción de Oro, Zacatecas (Bravo-Hollis 1978)

### Clasificación taxonómica de *Opuntia microdasys*

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	Tracheobionta
<b>División</b>	Magnoliophyta
<b>Clase</b>	Magnoliopsida
<b>Subclase</b>	Caryophyllales
<b>Orden</b>	Caryophyllidae
<b>Familia</b>	Cactaceae
<b>Subfamilia</b>	Opuntioideae
<b>Tribu</b>	Opuntiae
<b>Género</b>	<i>Opuntia</i>
<b>Especie</b>	<i>microdasys</i> (Lehm) Pfeiff.

**Sinonimia:** *Cactus microdasys* Lehm, *Opuntia macrocalyx* Griffiths. (Trópicos)



**Figura 2** Ejemplar de *Opuntia microdasys* (Lehm) Pfeiff

### ***Opuntia rastrera* F.A.C. Weber**

Es una especie morfológicamente variable, crece en planicies y su distribución abarca la porción semiárida del centro y norte de México en el desierto Chihuahuense (Bravo-Hollis, 1978; Britton & Rose, 1963). Es una planta de hábito postrado a arbustivo, forma cadenas de artículos orbiculares, presenta varias espinas por aréola, son blancas y rígidas de 2-4 cm de longitud y de repartición regular. Las flores son hermafroditas, amarillas o rosadas, de 4-6 cm de diámetro y presentan un estigma verde multilobulado. Los frutos son verdes y carnosos, de color púrpura cuando están maduros. La floración es primaveral, como para otras especies del género (Bravo-Hollis, 1978; Mandujano *et al.*, 1996). En la zona de estudio la floración comienza en marzo alcanzando su pico máximo a finales de este mes y a principios de abril, y finaliza en junio (Mandujano *et al.* 1996). Artículos circulares hasta abovados, los más grandes de unos 20cm. de diámetro, formando grandes cadenas. Espinas blancas con la base nunca oscura, varias en cada areola, las más largas de cuatro cm de longitud, gloquidias amarillas. Flores amarillas; fruto púrpura, ácido y abovado. (Bravo, 1978)

Para *Opuntia rastrera*, Bravo (1978) declara la distribución de esta especie en el estado de San Luis Potosí y zonas adyacentes de los estados limitiformes, considerando a San Luis Potosí como comunidad tipo.

## Clasificación taxonómica de *Opuntia rastrera* F.A.C Weber

<b>Reino</b>	Plantae
<b>Subreino</b>	Embryophyta
<b>División</b>	Angiospermae
<b>Clase</b>	Dicotyledonea
<b>Subclase</b>	Dialipetalas
<b>Orden</b>	Puntiales
<b>Familia</b>	Cactaceae
<b>Subfamilia</b>	Opuntioideae
<b>Tribu</b>	Opuntiae
<b>Género</b>	<i>Opuntia</i>
<b>Especie</b>	<i>rastrera</i> F.A.C. Weber

**Sinonimia:** *Opuntia lucens* Griffiths



**Figura 3.** Ejemplar de *Opuntia rastrera* F.A.C. Weber



## **Tipos de reproducción**

Las especies de *Opuntia* se pueden propagar sexual y asexualmente, siendo la más común:

### **Propagación asexual:**

Arredondo, (2000), explica los siguientes tipos de propagación asexual:

**La propagación por brotes o vástagos:** Es una técnica relativamente fácil, ya que solo se trata de desprender los brotes que emergen alrededor de la planta madre. Una vez desprendidos se dejan cicatrizar durante diez a quince días en un sitio seco y ventilado; se esparce sobre los cortes azufre en polvo o algún fungicida para evitar la proliferación de bacterias y hongos, después se plantan en un sustrato seco. La ventaja de este método es la rápida obtención de plantas adultas y su desventaja consiste en la carencia de recombinación genética.

**Propagación por esquejes:** Consiste en cortar brazos pedazos de tallo, que deben dejarse cicatrizar en un lugar seco y ventilado. Se debe cortar con una navaja desinfectada con hipoclorito de sodio o alcohol y a cada corte adicionar un poco de azufre o fungicida con enraizador sobre el corte (no indispensable) para facilitar el enraizamiento y evitar las enfermedades o pudrición del esqueje.

**Propagación por injerto:** Consiste en unir porciones de dos plantas distintas. Se recomienda aplicar esta técnica para propagar especies amenazadas o en planas que han sido afectadas por alguna enfermedad ya que puede acelerar el desarrollo y crecimiento de plantas que han perdido el sistema radicular y para aquellas que

tienen dificultades para vivir directamente en el suelo o para obtener ejemplares llamativos.

### **Propagación de cactáceas por semilla**

La mayoría de las plantas presentes en zonas áridas son plantas que producen flores en cierta época del año. Las flores son, en realidad, estructuras u órganos reproductores; en ellas se desarrollan las células reproductivas, como los óvulos y los granos de polen, que al unirse forman lo que se conoce como semillas (Arias *et al.* 1997).

La forma de propagación de muchas especies vegetales es por semilla; sin embargo, algunas consideradas viables son incapaces de germinar, esta característica se denomina latencia, mecanismo de supervivencia a condiciones adversas del clima como: temperaturas bajas, alternancias de épocas secas, húmedas y climas desérticos, esto resulta poco ventajoso cuando se pretende cultivarlas (fuentes *et al.*, 1996).

Una de las formas de propagación de estas plantas es por medio de semillas, por tanto, se hace énfasis en la obtención de estas, a partir de plantas conservadas *ex situ* (fuera de su hábitat natural). La producción y conservación *ex situ* de cactáceas, se convierte en una necesidad, tanto para el desarrollo de programas de producción, como parte de las estrategias para conservar la diversidad biológica. (INIFAP.2010)

Las semillas son, en la mayor parte de las especies de interés agrícola, el principal mecanismo de reproducción. Las semillas están constituidas por embrión y por compuestos de reserva (glúcidos, proteínas, lípidos) rodeados ambos por las

cubiertas seminales. No obstante, esta estructura general varía entre las diferentes especies principalmente en relación al tipo y proporción de los compuestos de reserva y a las características de las cubiertas seminales. (MAPAMA. 1998).

La propagación de nopal por medio de semilla es poco conocida y más compleja que la propagación vegetativa. En forma resumida, los pasos principales del proceso son: germinación de las semillas, establecimiento de plántulas y crecimiento de las plantas hasta alcanzar el tamaño y madurez deseados (Flores *et al.*, 1995)

En general las especies de nopal pueden ser propagadas sexual y asexualmente (Boujghagh *et al.*, 2001). La propagación sexual presenta tres problemas principales: la segregación genética, una etapa juvenil larga y el lento crecimiento de las plántulas en comparación con el material propagado asexualmente (Mohamed, 1995)

Las plantas obtenidas por reproducción sexual tardan más tiempo en iniciar la producción y, además, resultan heterogéneas en muchas de sus características por proceder de polinización cruzada. Su importancia radica en que se puede utilizar para trabajos de mejoramiento genético (Callejas, 1999).

## **Estructura interna de la semilla**

La semilla es el medio de reproducción sexual de las espermatofitas, gimnospermas y angiospermas; y es definida como un óvulo fecundado, independiente de la planta madre, que ha madurado hasta adquirir la diferenciación y capacidad fisiológica para originar un nuevo vegetal (Camacho, 1994). En una semilla madura se distinguen las siguientes partes: La testa, que es la cubierta de la semilla y se forma de los tegumentos, El endospermo, que puede existir en gran cantidad o casi faltar; El embrión que no es más que el joven esporófito parcialmente desarrollado (Fahn,1978).

Potts (1977) agrupa las funciones de la semilla en tres grandes aspectos: Portadores de las características genéticas inherentes de generación en generación sin cambio alguno. Tiene la capacidad de reproducirse cuando alcanzan las proporciones adecuadas de temperatura, humedad, oxígeno y en ocasiones de luz la semilla funciona como un sistema eficaz de almacenaje para una planta viva.

La composición de las partes básicas de la semilla se detalla a continuación:

**1) Embrión.** Es una nueva planta que resulta de la unión de los gametos masculinos y femeninos durante la fecundación. El embrión o cigoto  $2n$  es la planta embrionaria que se origina de la fusión de una célula espermática del tubo polínico ( $1N$ ) con la célula huevo ( $1N$ ) del saco embrionario. El embrión puede mostrar diferentes patrones de desarrollo alcanzando diferentes tamaños y grados de diferenciación. Su estructura básica es un eje embrionario, con un punto de crecimiento en cada extremo, uno para el tallo y otro para la raíz, y una o más hojas seminales (cotiledones) adheridas al eje embrionario. Algunas veces consta de un brote apical,

el epicotileo y un primordio radicular, la radícula y normalmente al final de la radícula se desarrolla una capa que la cubre.

**2) Tejido de Almacenamiento.** Las semillas no endospermicas almacenan alimentos en los cotiledones, los cuales forman las partes dominantes de la semilla. En las semillas endospermicas, el material de reserva se encuentra en el endospermo, perisperma, o en el caso de las gimnospermas en el gametofito haploide femenino. Todas las semillas tienen un endospermo derivado de la fusión nuclear triploide de los núcleos polares en el saco embrionario y la otra célula espermática del tubo polínico siendo por tanto  $3N$ . El endospermo puede persistir como un tejido rudimentario particularmente en dicotiledóneas, donde los cotiledones sirven como órganos de reserva.

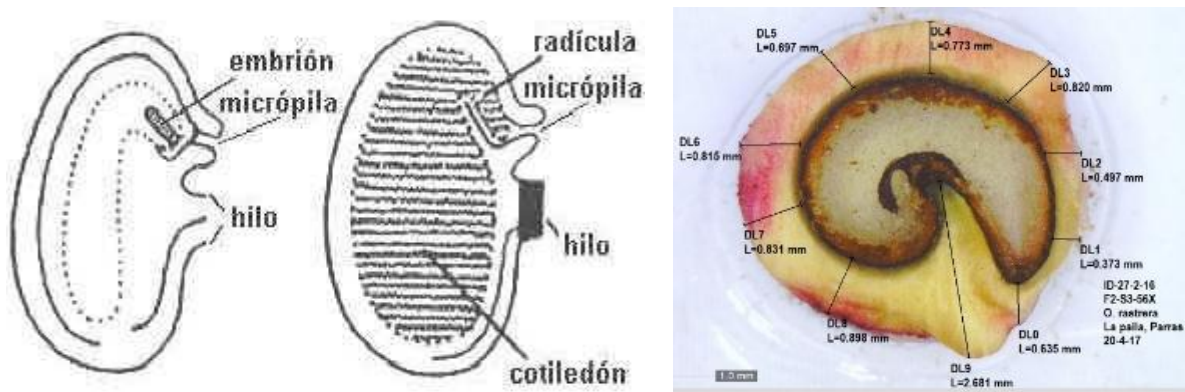
En algunas semillas que carecen de endospermo o perispermo se conocen como exalbúminas donde el embrión es grande en proporción al total de la semilla.

**3) Cubierta.** Esta puede consistir en los tegumentos, los remanentes de la nuclea y a veces partes del fruto. Las cubiertas de la semilla, o bien testa, por lo general, una o dos (rara vez tres) se derivan de los tegumentos del óvulo. Durante el desarrollo, las cubiertas de la semilla se modifican de manera que en la madurez presentan un aspecto característico. Las propiedades de la cubierta externa de la semilla pueden ser características de la familia a la que pertenece la planta. Usualmente la cubierta externa se seca, se engrosa y se endurece. En ciertas familias se vuelven impermeables al agua.

La cubierta de la semilla varía según las especies, dependiendo estas diferencias en el grado de escarificación, distribución de capas celulares, de posición de sustancias segregantes y otras sustancias orgánicas y diferenciación de tricomas formados por el crecimiento de células epidérmicas (Potts, 1977).

Las zonas áridas se caracterizan por presentar altos niveles de radiación solar, escasez de agua y alto consumo de semillas por parte de los depredadores. Esto trae como consecuencia que en las plantas de ecosistemas desérticos se presenten altos índices de mortalidad en las etapas tempranas de su desarrollo (Mandujano *et al.*, 1996).

Las semillas de cactáceas presentan una testa dura que la protege mientras no se presentan condiciones ambientales adecuadas para germinar, mientras tanto protege al embrión que se encuentra en estado de latencia, y para que, la testa se vuelva flexible, y pueda germinar el embrión se puede aplicar el método de escarificación.



**Figura 4.** Partes de una semilla

## Latencia

El estado de dormición, latencia o letargo es definido como la incapacidad de una semilla intacta y viable, de germinar bajo condiciones de temperatura, humedad y concentración de gases que serían adecuadas para la germinación. La latencia se establece durante la formación de la semilla, y posee una importante función que consiste en restringir la germinación en la planta madre antes de su dispersión en el campo.

Las semillas de *Opuntia* tienen latencia fisiológica, rompen la latencia después de un periodo de postmaduración, y sus embriones tienen potencial bajo de germinación. Los estudios morfofisiológicos y bioquímicos de las plántulas de *Opuntia* y su comparación entre especies están limitados por la falta de metodología para germinar las semillas y obtener las plántulas. (Sánchez *et al.*, 2016)

Patiño (*et al.*, 1983) y Willan (1991) afirman que, para terminar con la latencia, algunas semillas necesitan estar húmedas y a bajas temperaturas por un período de varios meses, esta condición se podría cumplir en lugares donde cae nieve en invierno, mientras que, en zonas áridas, ciertas especies de semillas sólo germinan si se presenta una lluvia lo suficientemente abundante para asegurar el establecimiento de las plántulas.

La dormancia es una de las respuestas estratégicas de mayor importancia para la sobrevivencia en ambientes áridos. Esta se hace presente cuando en el medio no se reúnen las características favorables y por consecuencia no se lleva a cabo la germinación (Rolston, 1978). Para Venable y Lawlor (1980). La dormancia se puede interpretar como el resultado de una estrategia de dispersión en el tiempo que

previene la germinación de semillas ante eventos climáticos ocasionales (chubascos, rocíos) que se presentan en épocas secas pero que no aportan la humedad suficiente para que pueda asegurar el establecimiento y crecimiento de las plántulas (Fenner, 1985); por otro lado, las semillas de ambientes desérticos responden estratégicamente con la formación de bancos de semillas persistentes en el suelo que poseen como característica principal una cubierta tegumentaria dura.

### **Tratamientos para eliminar la latencia**

Patiño *et al* (1983); Hartmann y Kester (1988), proponen que existe algunos tratamientos para eliminar la latencia, los cuales son:

**Estratificación:** Consiste en colocar las semillas entre estratos que conservan la humedad, comúnmente arena o bien turba o vermiculita, en frío o calor

**Escarificación:** Es cualquier proceso de romper, rayar, alterar mecánicamente o ablandar las cubiertas de las semillas para hacerlas permeables al agua y a los gases.

**Mecánica:** Consiste en raspar la cubierta de las semillas con lijas, limas o quebrarlas, si es a gran escala se utilizan maquinas especiales como tambores giratorios recubiertos en su interior con papel lija, o combinados con arena gruesa o grava.

**Con agua caliente:** Se colocan las semillas en un recipiente en una proporción de cuatro a cinco veces su volumen de agua caliente a temperatura entre 70 y 100°C.



De inmediato se retira del fuego y las semillas se dejan remojar durante 12 a 24 horas en el agua que se va enfriando gradualmente.

**Con ácido:** Las semillas secas se colocan en recipientes no metálicos y se cubren con ácido sulfúrico concentrado en proporción de una parte de semilla por dos de ácido. Durante el período del tratamiento, las semillas deben agitarse regularmente con el fin de obtener resultados uniformes. Después del tiempo de tratamiento se escurre el ácido y las semillas se lavan con abundante agua para quitarles residuos del ácido.

**Lixiviación:** El propósito es remover los inhibidores, remojando las semillas en agua corriente o cambiándoles el agua con frecuencia. El tiempo de esta práctica es de 12 a 24 horas.

### **Germinación**

Moreno (1996) y Cárambula (1981), definen a la germinación como la emergencia y desarrollo de aquellas estructuras esenciales que proviene del embrión y que manifiesta la capacidad de la semilla para producir una planta normal bajo condiciones favorables.

Por otra parte, Camacho (1994), indica que la germinación es el proceso mediante el cual un embrión adquiere el metabolismo necesario para reiniciar el crecimiento y transcribir las porciones del programa genético que lo convertirá en planta adulta.

La germinación es un proceso morfogénético que termina el periodo de latencia del embrión de una semilla que le permitirá convertirse en plántula (Angevine y Chabot, 1979).

Según Hartmann y Kester (1988) para que la germinación se realice, se necesita que:

- a) la semilla sea viable, que tenga un embrión vivo capaz de crecer
- b) se tenga la temperatura, aireación y humedad adecuada para el proceso
- c) se eliminen bloqueos fisiológicos presentes en la semilla que impiden la germinación.

### **Requerimientos de Germinación**

De manera más precisa, Ruiz *et al.*, (1962), consideran que existen condiciones intrínsecas y extrínsecas para que una semilla germine y origine una nueva planta:

**Condiciones Intrínsecas:** Las condiciones intrínsecas se pueden agrupar en 3 categorías: Que la semilla se encuentre constituida normalmente, en donde las sustancias acumuladas en el endospermo o en los cotiledones sirven como alimento al embrión durante su germinación y en ocasiones es suficiente la proporción en la que se encuentran. Por otra parte, el embrión por causas muy diversas no se desarrolla de manera normal, lo cual puede distinguirse por ciertos caracteres externos como tamaño anormal, arrugamiento, deformación o pérdida de peso.

Que la semilla esté madura, generalmente la madurez de las semillas se alcanza en el punto máximo de peso seco, coincidiendo con la madurez del fruto. Siendo este momento cuando tiene su más alta capacidad germinativa.

Para la ausencia de latencia es indispensable que la semilla haya perdido algún tipo de latencia, es decir que haya tenido un período de postmaduración y que esta sea desaparecida en forma natural

### **Condiciones Extrínsecas:**

**Humedad.** - Cuando el protoplasma entra en actividad, puede contener suficiente proporción de agua; también es importante en la disolución de las sustancias de reserva y el transporte de esta. Además, actúa en el desarrollo de las reacciones químicas que se realizan en el proceso de germinación, así como el de reblandecer, hinchar y romper la cubierta de la semilla.

**Temperatura.** - Cada especie tiene una temperatura para su germinación, lo cual se confirma en el tipo de clima al que pertenecen, siendo generalmente entre 20 y 30°C, sin embargo, regímenes muy altos (40°C) o muy bajos (menos de 5°C) obstaculizan el desarrollo del embrión.

**Oxígeno.** - Por medio del oxígeno se efectúan las oxidaciones de las sustancias orgánicas, debido al incremento en la respiración durante la germinación.

**Luz.** - Aunque la mayoría de las especies germinan en ausencia de luz, en algunas es un requerimiento indispensable.

Moreno (1996) por otro lado considera que la germinación de una determinada semilla, la necesidad de luz podrá ser natural o artificial procurando que su intensidad sea uniforme, para no elevar la temperatura de la prueba con la aplicación de la luz.

Algunos factores que afectan la germinación de la semilla y el desarrollo de la plántula son: la especie, madurez de la semilla y medio ambiente.

### **Tratamientos pregerminativos: Ácido giberélico (AG<sub>3</sub>)**

Las giberelinas son fitorreguladores que son sintetizados en muchas partes de la planta, pero más especialmente en áreas de crecimiento activo como los embriones o tejidos meristemáticos. A la fecha, se han identificado cerca de 112 giberelinas diferentes y se denominan sucesivamente GA<sub>1</sub>, GA<sub>2</sub>, GA<sub>3</sub> (Rojas Garcidueñas y Rovalo 1985). El AG<sub>3</sub> es el único de uso comercial y se conoce como ácido giberélico. Las giberelinas actúan fundamentalmente sobre el RNA desinhibiendo genes. Esta acción está bien caracterizada con respecto a dos genes que en ausencia de giberelina están reprimidos: α-amilasa y los genes para el alargamiento normal de los entrenudos del tallo. Existe un receptor para la AG<sub>3</sub> en la capa de aleurona de la semilla. El AG<sub>3</sub> induce la síntesis de α-amilasa, que es la enzima que toma parte en la desintegración de las reservas de almidón durante la germinación de las semillas. Debido a esta función, es bien conocido su uso como promotor o inductor de la germinación en diversos tipos de plantas (Lewak y Khan, 1977; Bewley y Black, 1994; Baskin y Baskin 1998; Tigabu y Odén 2001).

Para las *Opuntia* los efectos reportados que las tienen sobre la germinación son escasos y muy diversos.

La utilización de AG<sub>3</sub> a 200 ppm no promueve la germinación de semillas de *Opuntia macrocentra*, *O. rastrera* y *O. microdasys*, lo que coincide con los resultados obtenidos por Williams y Arias (1978), por Olvera (2005). De acuerdo con la

información registrada parece ser que el efecto de las giberelinas en la germinación de cactáceas no es muy claro por lo que no puede sacarse una conclusión definitiva acerca de su efecto. (Mandujano, 2007)

El AG<sub>3</sub> está implicado directamente en el control y promoción de la germinación de las semillas; el ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) puede romper la dormancia de las semillas y remplazar la necesidad de estímulos ambientales, tales como la luz y la temperatura (Araya *et al*; 2000).

**Remojo:** Las semillas que presentan cubiertas duras pueden germinar rápidamente si son sometidas a un pretratamiento de remojo durante un tiempo aproximado de 24 a 48 horas en agua, por lo que la lixiviación de los inhibidores puede lograrse mediante un periodo continuo de remojo en agua, la prueba de germinación se realiza después de terminado el remojo (Reyes, 1993).

**Remojo y secado:** Los ciclos de remojo y secado pueden debilitar una cubierta dura, pues además de lixiviar los inhibidores y de provocar las tenciones por el humedecimiento y la pérdida de la humedad, por lo que pueden llegar a abrir el endocarpio (Camacho, 1994).

**Remoción de estructura circundante:** Para promover la germinación en ciertas especies deberán extirparse algunas estructuras; ya que son aquellas que se involucran de alguna forma en la presencia de la dormancia. (Reyes, 1993).

#### **Germinación en semillas de *Opuntia***

Las semillas de *Opuntia* son poco exitosas en la germinación y el establecimiento de las plántulas en condiciones naturales, donde de acuerdo con Mandujano *et al.* (1996) de 600.000 semillas solo una originará planta, y en condiciones

experimentales, la germinación de las semillas sin algún tratamiento es cercana a cero (Delgado- Sánchez et al., 2013). El factor de la germinación poco exitosa de las semillas de *Opuntia* se atribuye a que poseen una cubierta funicular rica en lignina que rodea las semillas y dificulta la germinación (Bregman y Bouman, 1983), a su latencia fisiológica, pues necesitan un período de maduración para germinar y al vigor bajo, o potencial bajo de crecimiento, de los embriones que los imposibilita a penetrar y romper la testa (Orozco-Segovia et al., 2007). Esto último parece relacionarse con la dureza de la testa de las semillas, que necesita de 0,2 a 4,6 kN, según López-Palacios et al. (2015), o 1,59 a 1,68 kN, según Aguilar- Estrada et al. (2003) y Reyes-Agüero et al. (2005), para fracturarse. Los métodos de escarificación mecánica y química con ácido concentrado (HCl o H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>), tratamiento con reguladores del crecimiento, como ácido giberélico, y algunos hongos del género *Phoma* sp., *Trichoderma koningii* y *Penicillium chrysogenum*, que erosionan la testa y facilitan la emergencia de la radícula (Delgado-Sánchez et al., 2013) pueden incrementar parcialmente la germinación de algunas especies (Mandujano et al., 2005; Rojas Aréchiga et al., 2011). Una metodología estandarizada para la obtención de plántulas de *Opuntia* para fines diversos como la investigación, reforestación, entre otros es necesaria.

## MATERIALES Y MÉTODOS

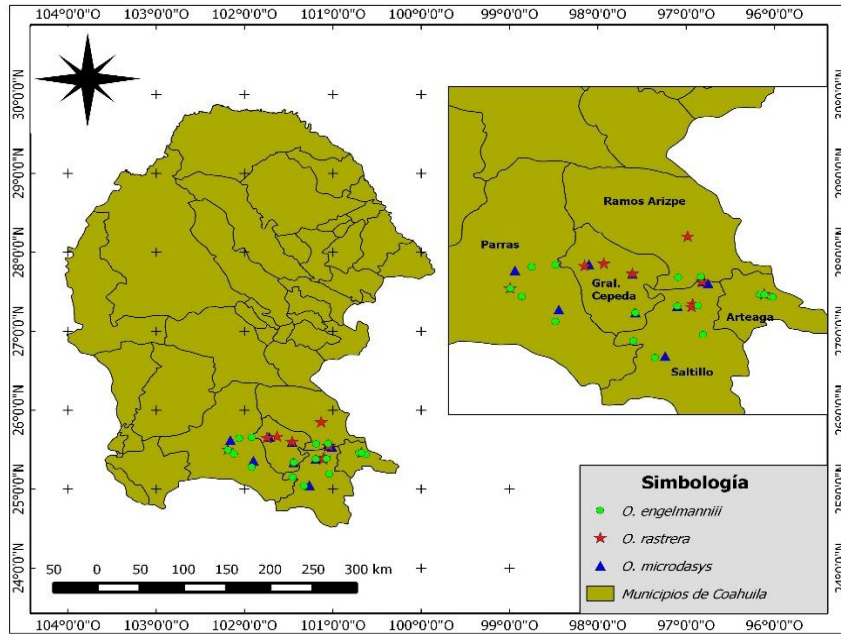
El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en el laboratorio de Citogenética del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” de Saltillo Coahuila, México.

### Colecta de material vegetal:

Para este estudio se utilizaron diferentes muestras de frutos maduros de nopal de las especies: *O. engelmannii*, *O. microdasys* y *O. rastrera*, que fueron colectados al sureste del estado de Coahuila en cinco municipios (Arteaga, General Cepeda, Ramos Arizpe, Parras de la Fuente y Saltillo) entre los 25° 02.406' a 25° 50.657' de latitud Norte y 100° 00.646' a 101° 57.720' de longitud Oeste, en altitudes que van de los 930 a los 2464 msnm (Cuadro 1, Figura 5). En los meses de julio-agosto de 2016.

**Cuadro 1.** Especies del género *Opuntia*, evaluadas en el análisis de diferentes tratamientos pregerminativos.

<b>Especie</b>	<b>Grado de domesticación</b>	<b>Sitio de colecta</b>
<i>O. engelmannii</i>	Silvestre	Ramos Arizpe, Coahuila, Mex.
<i>O. microdasys</i>	Silvestre	Saltillo, Coahuila. Mex.
<i>O. rastrera</i>	Silvestre	General Cepeda, Coahuila, Mex.



**Figura 5.** Sitios de colecta de las tres especies evaluadas

Una vez obtenidas las muestras se llevaron al laboratorio donde posteriormente se ordenaron y clasificaron, después se escogieron al azar 10 frutos de las tres especies recolectadas

### **Extracción de la semilla**

Las muestras de semillas en estudio, fueron obtenidas mediante extracción de los frutos respectivos, se cortaron, desinfectaron y enjuagaron los 10 frutos de cada especie, para poder utilizar únicamente la semilla, utilizando agua no potable, pasándolos por una licuadora con las aspas cubiertas con cintas para evitar la ruptura de la testa, posteriormente se hicieron varios lavados para quitar la pulpa impregnada( Figura 6), después se pusieron a secar bajo condiciones atmosféricas sobre hojas de papel para quitarle el exceso de agua, por un lapso de 72 horas



aproximadamente, posteriormente se almacenaron en bolsas de papel estraza a una temperatura ambiente, hasta su utilización.



**Figura 6.** Lavado de semillas

Después de la extracción y el secado, las semillas se contaron manualmente, y se seleccionaron las semillas que fuera lo más homogéneas posible de acuerdo a su estructura.

### **Pruebas de germinación**

Para poder obtener una mejor confiabilidad de las semillas, fueron colocadas en vasos de precipitado con agua destilada, descartando las que flotaban y seleccionando exclusivamente las que no flotaron asegurando así su viabilidad. (Figura 7).



**Figura 7.** Selección de semillas viables

Las semillas seleccionadas fueron sometidas a 15 tratamientos pregerminativos con tres diferentes tipos de escarificación para luego ser evaluadas, se utilizó un testigo sin tratamiento (Cuadro 2); fueron establecidas en sustrato peat moss más perlita en relación 1:1 bajo oscuridad y condiciones controladas de temperatura ( $25\pm 1^\circ\text{C}$ ), esto debido a que al realizar ensayos preliminares se observó que al exponer las semillas a la luz estas tardan en germinar.

**Cuadro 2** .Tratamientos para el análisis de germinación en tres especies del género *Opuntia*

No. de tratamiento	Descripción del tratamiento
1	Testigo
2	Peróxido de hidrogeno ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) al 3% por 24 horas
3	Peróxido de hidrogeno ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) al 5% por 24 horas
4	Semilla lijada
5	Semilla lijada + Peróxido de hidrogeno ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) al 3% por 24 hrs
6	Semilla lijada + Peróxido de hidrogeno ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) al 5% por 24 hrs
7	Remojo en agua a $100^\circ\text{C}$ por 10 segundos
8	Remojo en agua a $100^\circ\text{C}$ por 5 segundos
9	Remojo en agua a $100^\circ\text{C}$ hasta llegar a temperatura ambiente
10	Remojo en agua por 24 horas
11	Remojo en agua por 24 hrs + 50 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )
12	Remojo en agua por 24 hrs + 100 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )
13	Remojo en agua por 24 hrs+200 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )
14	Remojo en agua por 48 hrs+50 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )
15	Remojo en agua por 48 hrs+100 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )
16	Remojo en agua por 48 hrs+200 ppm de ácido giberélico ( $\text{AG}_3$ )

#### **Escarificación mecánica:**

Las semillas limpias y secas fueron desgastadas simétricamente y paralelamente con una lija de agua 300 y 400 de acuerdo con el tipo de textura, con cuidado de no dañar el tejido interno, con el objetivo de desgastar la testa.

**Escarificación química:**

Las semillas limpias y secas fueron sumergidas en disolución de peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) a una concentración de 3 y 5 %, durante 24 horas a condiciones atmosféricas, después se enjuagaron con agua destilada para eliminar el exceso de  $H_2O_2$ .

**Hidratación (remojo en agua):**

Las semillas se colocaron en un vaso de precipitado con 300mL de agua a punto de ebullición ( $100^\circ C$ ) por 10 y 5 segundos, igualmente se remojaron en agua caliente ( $100^\circ C$ ) el tiempo que se consideró fue hasta alcanzar temperatura ambiente ( $25^\circ C$ ), se realizaron remojos con agua a temperatura ambiente por 24 horas, por otro lado, también se hicieron remojos de 24 y 48 horas a 50 ppm, 100 ppm y 200 ppm de ácido giberélico.

Al llevar a cabo la siembra de semillas se desinfecto totalmente el área de siembra manteniendo los materiales con total asepsia, por lo que se procuró que estuvieran siempre esterilizados, fueron sembradas en charolas planas de polipropileno para germinación, llenas con sustratos de peat moss + perlita (1:1) con riego saturado, la siembra se realizó a una profundidad de dos veces el diámetro de las semillas, y posteriormente fueron cubiertas con plástico para que se mantuviera la humedad. Las charolas se colocaron en una estufa de germinación a  $25^\circ C$  con oscuridad.

El período de observación fue de 23 días, con registros diarios. La germinación se consideró cuando presentaron emergencia sobre el sustrato (Kester *et al.*, 2001).

### **Análisis estadístico**

Las variables estimadas para determinar el efecto de los tratamientos en la capacidad germinativa (Bewley y Black, 1994), fueron porcentaje de germinación (PG) acumulada y velocidad de emergencia (VE); el diseño que se aplicó fue completamente al azar, con cuatro repeticiones, por cada repetición se evaluaron diez semillas.

El análisis de los datos se realizó con el programa estadístico R y consistió principalmente en realizar un análisis exploratorio, análisis de varianza (ANOVA) y prueba de comparación múltiples de medias Tukey a un nivel de significancia de  $\alpha=0.05$

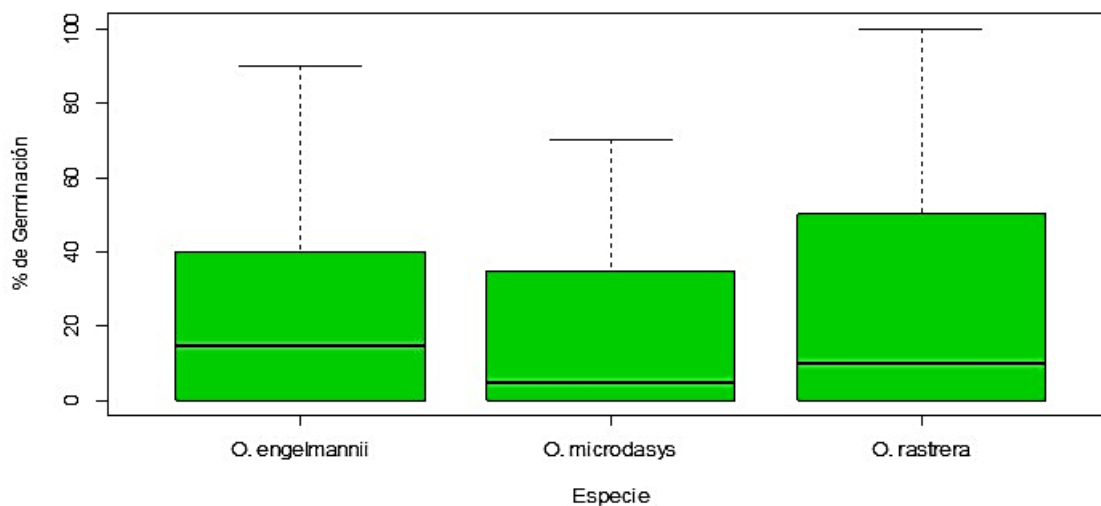
## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el análisis de varianza se puede observar que existen diferencias altamente significativas para las tres especies, tratamientos e interacción especie tratamiento, lo que indica que alguno de los métodos de escarificación aplicados influyó positivamente en la germinación de las semillas y que cada especie requiere de algún tratamiento específico para poder germinar (Cuadro 3, Figura 8).

**Cuadro 3.** Análisis de varianza de la germinación de semillas de tres especies del género *Opuntia*.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr(>F)
<b>Especie</b>	2	1382	691.1	20.627	1.327e-08***
<b>Tratamiento</b>	15	109262	7284.1	217.392	< 2e-16 ***
<b>Especie:Trat</b>	30	14668	9.154	14.592	< 2e-16 ***
<b>Residual</b>	144	4825	33.5		

\*\*\* Indica que existe diferencia altamente significativa entre las medias de los tratamientos con  $P \leq 0.05$



**Figura 8.** Comparación entre especies con respecto al número de semillas germinadas

Para obtener un PG >80% en *O. engelmannii* y >70% en *O. microdasys*, es necesario lijar la semilla y remojarla con peróxido de hidrogeno ( $H_2O_2$ ) a una baja concentración (3%) durante 24 horas; sin embargo, para germinar semillas de *O. rastrera* el tratamiento pregerminativo está en función de escarificación mecánica, es decir solo lijando la semilla se puede obtener una germinación mayor al 65%.

### **Germinación en semilla de *Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm**

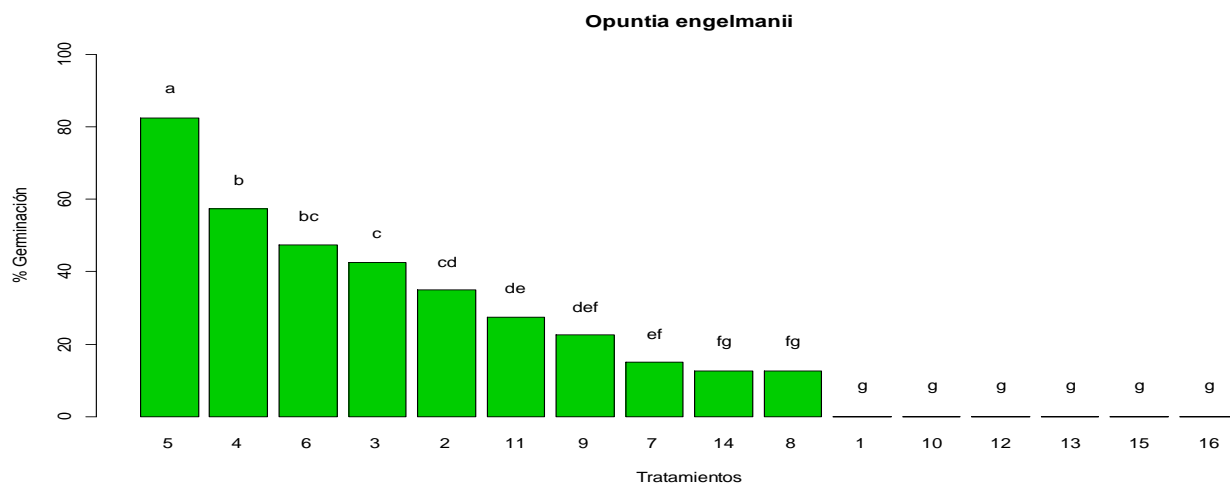
Para ésta especie se obtuvieron diferencias altamente significativas entre tratamientos, encontrando que el mayor PG acumulada fue de 82.5% con el tratamiento (T5) escarificación mecánica (semillas lijadas) más escarificación química (remojo en  $H_2O_2$  por 24 horas), a diferencia del testigo (T1) los tratamientos T10, T12, T13, T15 y T16, no generaron una respuesta positiva ya que el PG fue de 0%, lo que indica que el remojo en agua a temperatura ambiente y la utilización de ácido giberélico aplicado a 50, 100 y 200 ppm no promueve la germinación en la especie *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm (Cuadro 4), estos resultados coinciden con los obtenidos por Olvera (2001) y Mandujano *et al.*, (2007) quienes aplicaron  $AG_3$  a 200 ppm en dos especies del género *Opuntia* sin obtener resultados favorables, a diferencia de Mondragón y Brunce (2002) quienes trabajaron con semillas de *Opuntia ficus indica* las cuales fueron sumergidas en agua caliente a 80°C hasta llegar a temperatura ambiente y dejándolas en remojo por 24 horas, logrando obtener un porcentaje de germinación promedio de 54%. Al analizar los valores medios de los porcentajes de germinación se encontró que el T4 en donde

solo se realizó escarificación mecánica (lijado) se obtuvo un PG del 57%, mientras que en el tratamiento T6 que se aplicó escarificación mecánica y escarificación química (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 5% por 24 horas), se generó un PG del 47%. Lo que muestra que las semillas de *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm requieren escarificación mecánica combinada con escarificación química a base de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, pero en concentraciones bajas (3%), ya que si se incrementa los niveles de peróxido (5%) la germinación disminuye como ocurrió en el T4 (Figura 9).

**Cuadro 4.** Cuadrados medios y valores de F para la germinación de *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm empleando diferentes tratamientos pregerminativos en ambiente controlado.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr(>F)
Tratamientos	15	37294	2486.25	74.588	< 2e-16 ***
Residual	48	1600	33.33		

\*\*\* Indica que existe diferencia altamente significativa entre las medias de los tratamientos con P≤0.05



**Figura 9.** Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm

### **Germinación en *Opuntia microdasys* (Lehm.)Pfeiff**

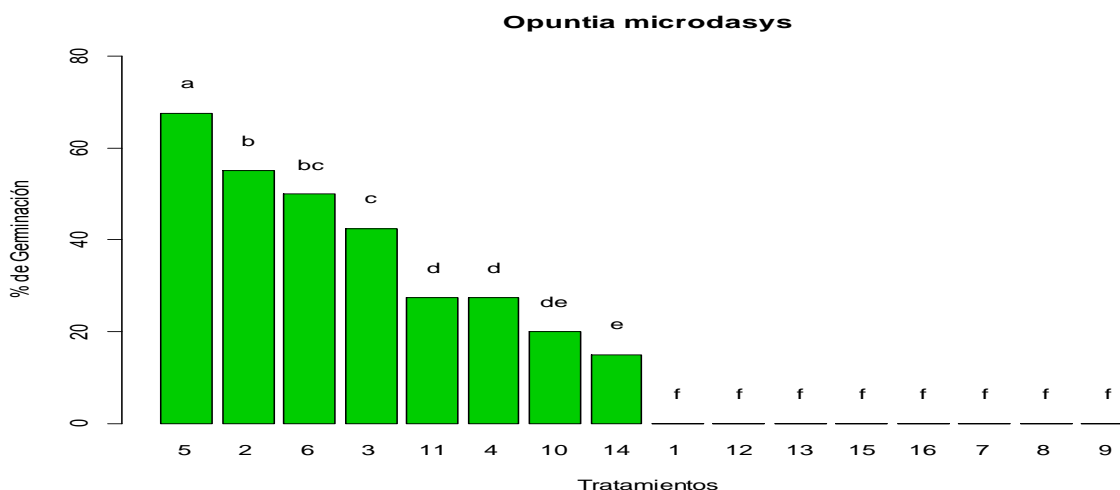
Los resultados obtenidos para esta especie fueron similares a los obtenidos en *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm ya que de igual forma el mejor tratamiento para promover la germinación fue el T5: escarificación mecánica (semillas lijadas) más escarificación química (remojo en H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 3% por 24 horas), con el que se obtuvo un PG de 67.5%. Al aplicar solamente escarificación química T6 (Semilla lijada + Peróxido de hidrogeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>) al 5%), y al tratar la semilla de esta especie también da buenos resultados, sin embargo, los porcentajes obtenidos son bajos, inferiores al 60%. La inmersión en agua a punto de ebullición en diferente tiempo (T7, T8, T9), la aplicación de AG<sub>3</sub> en diferentes concentraciones (T12, T13, T15 y T16) el testigo sin tratamiento (T1), se obtiene un PG de 0%, lo que muestra que las semillas de esta especie se deben de lijar y sumergir en una concentración baja de peróxido de hidrogeno, para poder promover la germinación (Cuadro 5, Figura 10); pues si se aplica solo AG<sub>3</sub> la respuesta será negativa, esto concuerda con Mandujano *et al.* (2007), al evaluar semillas de esta especie con diferentes concentraciones de AG<sub>3</sub> el porcentaje de germinación fue menor al 50%, por lo tanto el uso de giberelinas para romper latencia e inducir germinación en semillas de *Opuntia* podría funcionar si se combinara con escarificación mecánica. Por otro lado, cabe mencionar que la escarificación mecánica mezclada con escarificación química funciona muy bien en semillas de *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff y *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm.



**Cuadro 5.** Resultados de análisis de varianza para la germinación de *O. microdasys* (Lehm.) Pfeiff empleando diferentes tratamientos pregerminativos.

Fuente de variación	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	F	Pr(>F)
Tratamientos	15	32844	2189.58	116.78	< 2.2e-16 ***
Residuales	48	900	18.75		

\*\*\* Indica que existe diferencia altamente significativa entre las medias de los tratamientos con  $P \leq 0.05$



**Figura 10.** Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en *O. microdasys* (Lehm.) Pfeiff

### Germinación en *Opuntia rastrera* F.A.C Weber

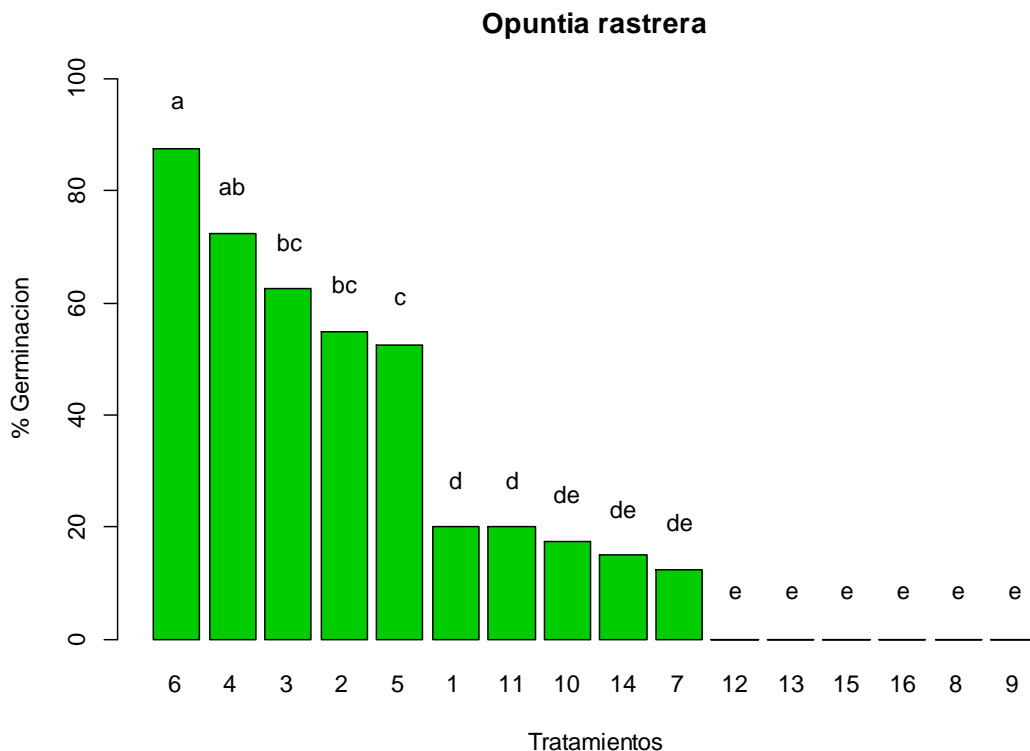
El análisis de varianza, exhibió diferencias altamente significativas entre tratamientos, encontrando que el mayor PG acumulada para esta especie fue de 87.5% con el T6 escarificación mecánica más escarificación química, sin embargo al realizar la prueba de comparación de medias se puede observar que el tratamiento T4 fue estadísticamente igual al T6, los tratamientos T3, T2 y T5 se encuentran dentro del mismo grupo con un PG por encima del 50%, por lo tanto al realizar solo escarificación química (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> al 3 y 5% por 24 horas) o una mezcla con escarificación mecánica (lijado) se puede obtener porcentaje de germinación de

52.5 al 87.5%; mientras que los tratamientos a los cuales se les aplicó AG<sub>3</sub> en diferentes concentraciones y remojo en agua a diferentes temperaturas el PG fue bajo de 0 al 20% (Cuadro 6, Figura 11), lo mismo ocurre con *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm, pues al aplicar AG<sub>3</sub> en semillas de esta especie el PG fue de 0%. Estos resultados son opuestos a los de Sánchez-Venegas (1997) en donde aplicó 40 ppm durante 30 minutos a semillas de *Opuntia joconostle*, y obtuvo resultados favorables, mientras que Olvera-Carrillo (2001) menciona que la germinación de semillas de *O. tomentosa* no se incrementa significativamente al adicionarles AG<sub>3</sub> a 1000 ppm, lo que demuestra que los resultados son muy variables y específicos para cada especie.

**Cuadro 6** Resultados de análisis de varianza para la germinación de *O. rastrera* F.A.C Weber empleando diferentes tratamientos pregerminativos.

<b>Fuente de variación</b>	<b>Grados de libertad</b>	<b>Suma de cuadrados</b>	<b>Cuadrado medio</b>	<b>F</b>	<b>Pr(&gt;F)</b>
<b>Tratamientos</b>	15	53294	3552.9	69.605	< 2.2e-16 ***
<b>Residuales</b>	48	2450	51.0		

\*\*\*Indica que existe diferencia altamente significativa entre las medias de los tratamientos con  $P \leq 0.05$



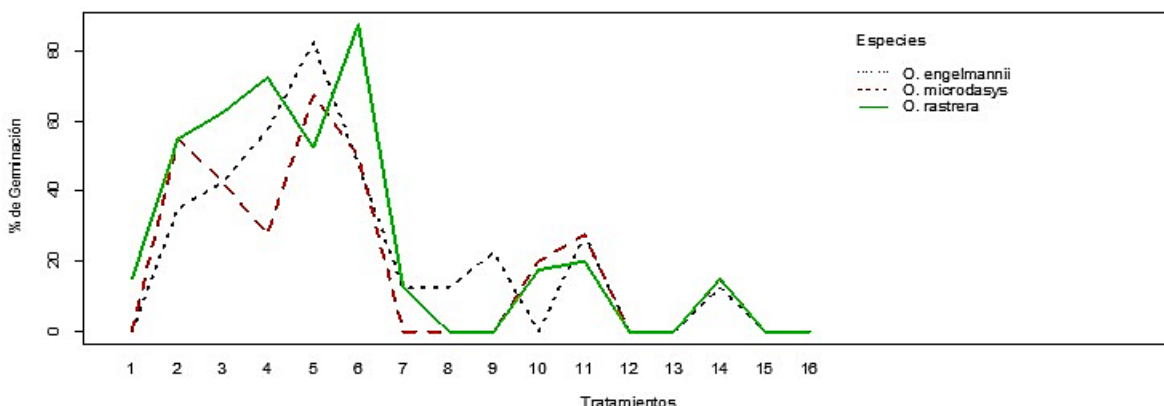
**Figura 11.** Comparación de medias de los dieciséis tratamientos para el total de semillas germinadas en *O. rastrera* F.A.C Weber

**Interacción de tratamientos para el porcentaje de germinación en las tres especies evaluadas**

En la Figura 12 se puede observar que la mejor respuesta al porcentaje de germinación la presentó la especie *O. rastrera* F.A.C Weber con el T6 (escarificación mecánica y escarificación química al 5%) con un porcentaje de germinación de 87.5%, a diferencia del testigo (T1) y de los tratamientos que se les aplicó AG<sub>3</sub> en diferentes concentraciones y remojo en agua a diferente temperatura, que generaron un PG menor al 20%. Posteriormente le sigue con el mejor tratamiento para *O. engelmanni* Salm-Dyck ex Engelm con T5: escarificación mecánica

(semillas lijadas) más escarificación química (remojo en  $H_2O_2$  a diferencia del testigo ( $T_1$ ) y los tratamientos  $T_{10}$ ,  $T_{12}$ ,  $T_{13}$ ,  $T_{15}$ ,  $T_{16}$ ,  $T_{17}$  y  $T_{20}$  los cuales no generaron una respuesta positiva pues el PG fue de 0%, lo que indica que el remojo en agua a temperatura ambiente y la utilización de  $AG_3$  aplicado a 50, 100 y 200 ppm no promueve la germinación de esta especie al 3% por 24 horas), con un PG del 82.5% a diferencia del testigo ( $T_1$ ) y los tratamientos  $T_{10}$ ,  $T_{12}$ ,  $T_{13}$ ,  $T_{15}$ ,  $T_{16}$ ,  $T_{17}$  y  $T_{20}$ , los cuales no generaron una respuesta positiva pues el PG fue de 0%, lo que indica que el remojo en agua a temperatura ambiente y la utilización de  $AG_3$  aplicado a 50, 100 y 200 ppm no promueve la germinación de esta especie y donde el testigo presentó una menor respuesta para esta especie con 0% de germinación de semilla, Esto concuerdan con Delgado-Sánchez *et al.* (2013) al mencionar que la germinación de las semillas de nopal sin tratamiento es cercana a cero. Esto concuerdan con Delgado *et al.* (2013) quienes mencionan que la germinación de las semillas de nopal sin tratamiento es cercana a cero. En cuanto a *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff el tratamiento que mejor porcentaje de germinación fue con el  $T_5$ , aunque con un porcentaje de (67.5%), el testigo ( $T_1$ ) fue el que menor respuesta dando un PG menor al 25%. Es importante aplicar tratamientos pregerminativos en especies de *Opuntia* a base de escarificación para obtener un buen PG debido a la dureza de la semilla, de lo contrario el resultado será nulo, como ocurrió con el testigo al cual no se le aplicó ningún tratamiento dando PG de 0 a 15%. Esto concuerdan con Delgado-Sánchez *et al.* (2013) al mencionar que la germinación de las semillas de nopal sin tratamiento es cercana a cero. De acuerdo a los resultados se recomienda que las semillas de *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm y *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff sean lijadas y sumergidas en  $H_2O_2$  a concentraciones

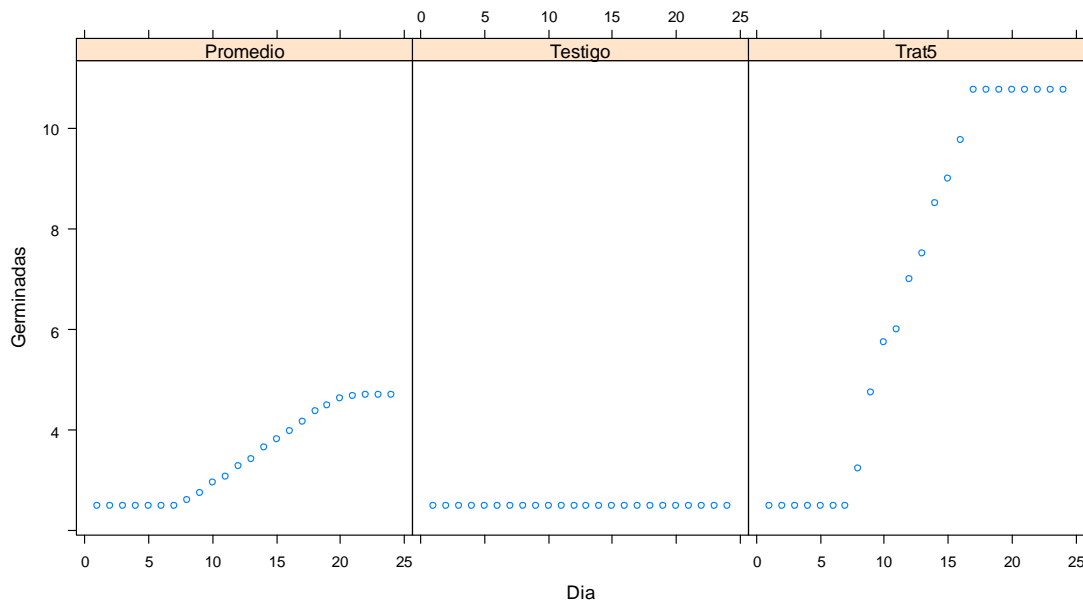
bajas (3%), pues si se incrementa los niveles de peróxido la germinación disminuye, caso contrario ocurre con *O. rastrera* en donde la concentración de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> debe ser del 5% para obtener PG mayores al 80%.



**Figura 12.** Interacción de tratamientos de las especies evaluadas.

### Velocidad de emergencia en *Opuntia engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm

En la (Figura 13) se muestra las semillas germinadas con respecto a los días, Para explicar los resultados obtenidos en VE para la especie *Opuntia* hay que tener en cuenta la composición química de la semilla, permeabilidad de la cubierta de la semilla, la diferencia de potencial hídrico y el espesor de la testa (González y Álvarez, 1986) el cual inició a partir del día 8 para terminar el día 23, en cambio con el testigo la semilla no germinó, en el T5: escarificación mecánica (semillas lijadas) más escarificación química (remojo en H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> por 24 horas), para *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm comienza a partir el día 8 y continua hasta el día 20 y se



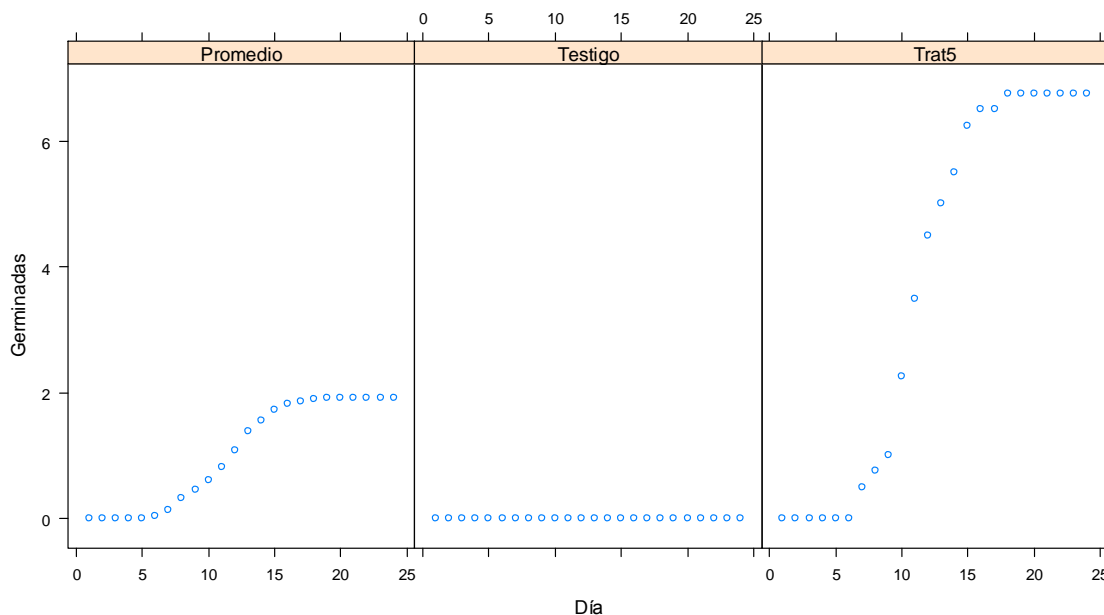
**Figura 13.** Velocidad de emergencia para *O. engelmannii* Salm-Dyck ex Engelm con respecto al testigo, el promedio y el mejor tratamiento

mantiene 3 días más, con un número mayor de semillas germinadas, siendo el tratamiento más eficaz y rápido para esta especie.

### Velocidad de emergencia en *Opuntia microdasys* (Lehm.) Pfeiff

En la figura 14 nos muestra el promedio de semillas germinadas con respecto a los días, en la cual empieza a germinar la semilla de *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff a partir del día 6 y continua hasta el día 19, en el caso de del testigo, sin tratamiento no se presentó emergencia de radícula por lo que estos resultados se pueden atribuir a al supuesto de que la semilla presenta diferencias en la permeabilidad de la testa que retrasó la germinación de las semillas. (Allard, 1978), en cambio con el testigo no hay semilla alguna que logre la germinación, en el T5: escarificación mecánica (semillas lijadas) más escarificación química (remojo en H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> por 24 horas), que fue mejor para *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff comienza la emergencia de

la semilla el día 5 y continua hasta el día 17 donde por dos días se mantiene y continua hasta el día 19 para luego detenerse.



**Figura 14.** Velocidad de emergencias en semillas de *O. microdasys* (Lehm.)Pfeiff con respecto al testigo, el promedio y el mejor tratamiento.

### Velocidad de emergencia en *Opuntia rastrera* F.A.C Weber

Para *O. rastrera* F.A.C Weber el promedio de semillas germinadas con respecto a los días, inicia a partir del día 6 y continua hasta el día 20 germinando continuamente, después de ese día se mantiene sin germinar hasta el día 23, teniendo 15 días de germinación continua en promedio, en cambio con el testigo si hubo germinación al contrario de las demás especies, iniciando el día 14 y continuando hasta el día 19, teniendo 5 días de germinación continua, lo cual es contrastante al compararse con las demás especies, la germinación constante se detuvo hasta el día 19, en esta especie el tratamiento más eficaz y rápido fue el T6

(escarificación mecánica más escarificación química) el cual inicio más rápido con respecto a las demás especies, comenzando el día 5 para seguir haciéndolo continuamente por 14 días para detenerse el día 19 y ya no volver a germinar por 3 días faltantes, de acuerdo a la metodología aplicada, este tratamiento fue el más eficaz para esta especie.(Figura 15)

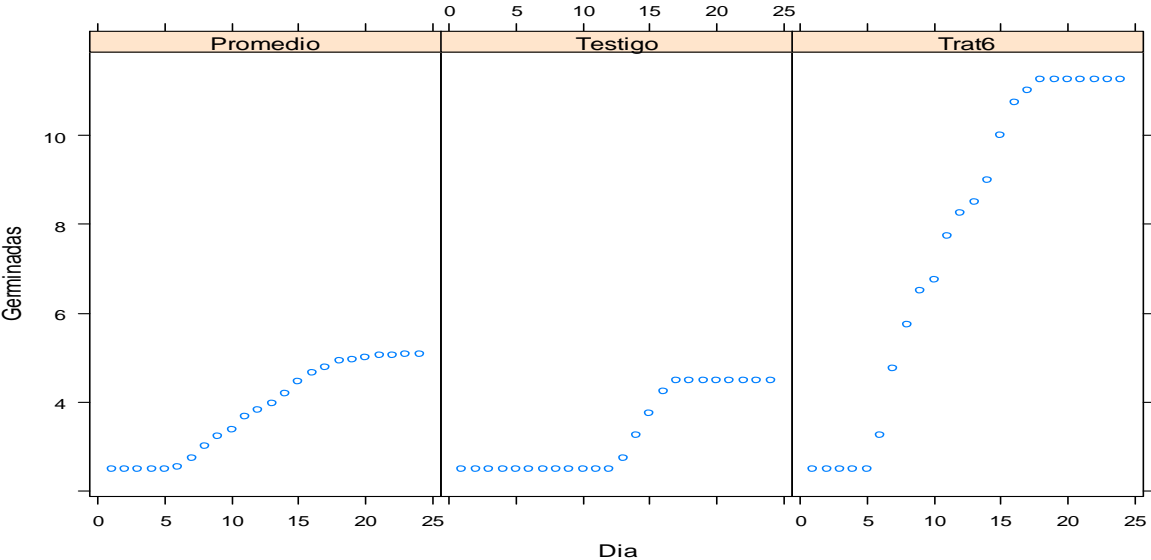


Figura 15. Velocidad de emergencia en *Opuntia rastrera* F.A.C. Weber con respecto al testigo, el promedio y el tratamiento



## CONCLUSIONES

Se logró romper la latencia de las tres especies de *Opuntia* con escarificación mecánica y química, generando hasta un 87.5% de germinación, por lo que se recomienda este tratamiento en este género.

Aunque algunos autores mencionen que se requiere que las semillas se almacenen por lo menos un año, este factor no afectó en la germinación de las tres especies.

El remojo con agua caliente para las tres especies evaluadas no favoreció la germinación.

La germinación empieza alrededor de los 5 días postsiembra y teniendo solo 14 días de germinación continua en las tres especies.

Se recomienda hacer pruebas de germinación utilizando diferentes niveles de concentración de ácido giberélico mayores a 1000 ppm en diferentes semillas de *Opuntia spp* para promover una mayor germinación y evaluar más específicamente el efecto del GA<sub>3</sub>.

## LITERATURA CITADA

- Allard R. W. 1978.** Principios de la mejora genética de las plantas. Ediciones Omega S. A. 3<sup>ra</sup>. Edición. Barcelona, España. 226-232 pp.
- Analís, G.J y Velazco-Macías C.G. 2008.** Importancia de las cactáceas como recurso natural en el noroeste de México. Ciencia UANL XI (1): 5-11.
- Angevine M. V. y Chabot B. F. 1979.** Seed germination syndromes in higher plants. In: Solbrig, O.; Jain, S.; Johnson, G. and Raven, P. (eds). Topics in plant population biology. Columbia University Press, New York. 188-206 pp.
- Araya, E. Gómez, L. Hidalgo, N. Valverde, R. 2000.** Efecto de la luz y del ácido giberélico sobre la germinación in vitro de Jaul (*Alnus acuminata*). Agronomía Costarricense 24(1):75-80
- Arias, M., S.,S. Gama López y L.U. Guzmán C.1997.**Cactácea. Flora del valle de Tehuacán-Cuicuatlán, Fascículo 14. Instituto de biología, UNAM. México
- Arredondo, G.A 2000.** Tecnología para la Propagación de Cactáceas.Video.Ed. Fundación Produce San Luis Potosí, A.C., SIHGO, INIFAP, San Luis Potosí.
- Baskin CC & Baskin JM. 1998.** Seeds- Ecology, Biogeography and Evolution of Dormancy and Germination. Academic Press, USA.
- Bewley JD & Black M. 1994.** Seeds-Physiology of Development and Germination. 2nd edition. Plenum Press, NY

- Bewley, J. y M. Black. 1994.** Seeds, physiology of development and germination.  
Plenum Press, New York. 445 p.
- Boujghagh, M. y Chajia, L. 2001.** Le cactus: outil de gestion de la sécheresse  
dans le sud ouest marocain. Terre et vie. p. 52 1-7.
- Bravo H., H. 1978.** Las cactáceas de México. Vol 1: 1-791. Univ. Nac. Autónoma  
de México. 1991. Id. Vol 3: 1-643.
- Bravo H., H. L. Scheinvar 1995.** El interesante mundo de las cactáceas.  
CONACYT- FCE, Vol 3: 1785. Univ. Nac. Autónoma de México, 1995. Id.
- Bravo-Hollis, H. 1978.** Las cactáceas de México. Vol.1. Universidad Nacional  
Autonoma de México (UNAM), México p. 326.
- Bregman, R. and F. Bouman. 1983.** Seed germination in Cactaceae. Botanical  
Journal of the Linnean Society 86:357-374.
- Britton N.L. y Rose J.N. 1963.** *The Cactaceae. Descriptions and Illustrations of  
Plants of the Cactus Family.* Vol. 1. Courier Do ver Publications, Nueva  
York.
- Callejas R.M. 1999.** Producción, Costos, Comercialización y Rentabilidad del Nopal  
Verdura (Opuntia spp). Tesis de licenciatura Universidad Autónoma  
Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila. p 17.
- Camacho, M.F. 1994.** Dormición de semillas causas y tratamientos. Editorial trilla.  
México

**Cárambula M.1981.** Producción de semillas de plantas forrajeras. Editorial Agropecuaria Hemisferio Sur S.R.L. Montevideo, Uruguay. 517p.

**Cite this page:** Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. 12 Mar 2018

<http://www.tropicos.org/Name/5108195>

**CONAZA, 1992.** El nopal tunero. (Mimeografiado). Saltillo, Coah. México

D., and N. Taylor. (eds). David Hunt, Milborne Port. pp: 59-98.

**Delgado-Sánchez, P., J.F. Jiménez-Bremont, M.L. Guerrero-González and J.**

**Flores. 2013.** Effect of fungi and light on seed germination of three *Opuntia* species from semiarid lands of central Mexico. Journal of Plant Research 126:643-649.

**Elizondo. J. I. y J.A.Wehebe. 1987.** Una Nueva Variedad de *Opuntia Lindheimeri engelman*. Cactáceas suculentas de México. 32: 16-18

**Esquivel P. 2004.** *Los frutos de las cactáceas y su potencial como materia prima* Agronomía mesoamerica.pp 215-219.

**Fahn, A.1978.** Anatomía vegetal. Ediciones H. Blume. Madrid España.

**Felker, P., C. Soulier, G. Leguizamon, and Ochoa, J. 2002.** A comparison of the fruit parameters of 12 *Opuntia* clones grown in Argentina and the United States. Journal of Arid Environments. 52:361-370.

**Fenner, M. 1985.** Seed ecology. Chapman and Hall, USA. 151 pp.

**Flores V.C., De Luna, E. J., y Ramírez, M. P. 1995.** Mercado Mundial del Nopalito. Apoyos y Servicios a la Comercialización de Productos Agropecuarios(ASERCA). UACH. México. Pp. 16-23.

- Fuentes, FV; Rodríguez, MN; Rodríguez, FC. 1996.** La germinación de *Stephania rotunda* Lour. Revista cubana de plantas medicinales 1(2):11-14.
- González, S. S. y Álvarez, M. G. 1986.** Efecto de la imbibición en la germinación de cuatro especies frutales. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 121 p.
- Granados, S. y D. Castañeda P., 1996.** El nopal, historia, fisiología, genética e importancia frutícola, Trillas, México, D.F.
- Guzmán, U. S Arias y P. Dávila. 2003.** **Cátalogo** de cactáceas mexicanas. Universidad Nacional Autónoma de México y Comisión Nacional para el conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. 315p
- Hartmann, H. y Kester, D. 1988.** Propagación de Plantas. México D.F. Compañía Editorial Continental, S.A. de C.V. 760 pp. Kemp, 1975
- Hernández, L. M. 2016.** Germinación *In Vitro* De Semillas de *Mammillaria pottsii* Scheer ex Salm-Dyck Aplicando Concentraciones De Nutrientes En Medio De Cultivo Murashige y Skoog Y Estimuladores De Germinación. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 51p
- Inglese, P.; Basile, F. and Schirra, M. 2002.** Cactus pear fruit production. In: Nobel, P. S. (ed.) CACTI: Biology and uses. University of California Press, Chapter 10: 163-183
- INIFAP. 2010.** manual para la cosecha y beneficio de semilla de cactaceas ornamentales. San Luis Potosí, S.L.P. México.p 7.

- Kester, D. E., T. Fred, Jr. Davies, H. T. Hartmann y R. L. Geneve. 2001.** Plant propagation: principles and practices. Prentice Hall PTR. 880
- Kiesling R, Saravia M, Oakley L, Muruaga N, Metzling D, Novara L. 2011.** Flora del Valle de Lerma. Cactaceae Juss. Aportes botánicos de Salta 10: 1-10
- Kiesling, R. 1998.** Origen, domesticación y distribución de *Opuntia ficus-indica*. Journal of the Professional Association for Cactus Development. 3: 50-59.
- Lewak S & Khan AA. 1977.** Mode of action of gibberellic acid and light on lettuce seed. Plant Physiology 60:575-577.
- López-Palacios, C.; Reyes-Agüero, J.A.; Ramírez-Tobías, H.M.; Juárez-Flores, B.I; Aguirre-Rivera, J.R.; Yañez-Espinoza, L.; Ruíz-Cabrera, M.A. 2010.** Evaluation of attributes associated with the quality of nopalito (*Opuntia* spp. And *Nopalea* sp.) Italian Journal of Food Science. 22:423-431.
- Mandujano, M. C., C. Montaña., M. Franco., J. Golubov., A. Flores. 2001.** Integration of demographic annual variability in clonal desert cactus. Ecology 82:344–359.
- Mandujano, M.C., J Globov y M.Rojas.2007.** Efectos del ácido giberélico en la germinación de tres especies del género *Opuntia* (cactáceae) del desierto Chihuahuense. Cactáceas y suculentas mexicanas. 52(2):4752
- Mandujano, MC., Montaña, C., and Eguiarte L. 1996.** Reproductive ecology and inbreeding depression in *Opuntia rastrera* (Cactaceae) in the Chihuahuan Desert: why are sexually derived recruitments so rare? American Journal of Botany, 83:63-70.
- MAPAMA.1998.** GERMINACION DE SEMILLAS. Edición N. 2090. Hojas Divulgadoras. Madrid, España.

- Mizrahi, Y.;** **Nerd, A.;** **Nobel, P.S. 1997.** Cacti as crops. Horticultural Reviews 18:291- 320.
- Mohamed-Yasseen Y., Barringer S.A., Splittstoesser. W.E and Schnell J.,1955.** Rapid propagation of tuna (*Opuntia ficus-indica*) and plant establishment in soil. Plan Cell, Tissue and Organ Culture. p 117-119.
- Mondragón, C. 2001.** Cactus pear domestication and breeding. Pl.Breed. Rev. 20:135-166.
- Mondragón, J. C. y B. Bruce, B. 2002.** Presencia de apomixis en cruza de nopales mexicanos y su identificación molecular. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 25 (3): 247 – 252.
- Moreno M., E. 1996.** Análisis físico y biológico de semillas. 3ra edición, Universidad Nacional Autónoma de México.392 p.
- Muñoz-Urias, A., G. Palomino-Hasbach, T. Terrazas, A. Gracia-Velázquez y E. Pimienta-Barrios. 2008.** Variación anatómica y morfológica en especies y entre poblaciones de *Opuntia* en la porción sur del Desierto Chihuahuense. Bol. Soc. Bot. Mex. 83:1-11
- Olvera, C.2005.** Germinación de las especies *Mammillaria glassii*(Foster), *mammillaria grussoni*(Ruenge) y *Mammillaria pottsii* Scheer ex Salm-Dyck del Estado de Coahuila, mediante la técnica de escarificado y siembra en medio MS y cajas petri. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México. 76p.
- Olvera-Carrillo, Y. 2001.** Estudio eco fisiológico de la germinación, sobrevivencia y crecimiento de *Opuntia tomentosa* S.O. en la Reserva del Pedregal de San Ángel. Tesis Licenciatura. UNAM. 94 p.

**Orozco-Segovia, A., J. Márquez-Guzmán, M.E. Sánchez-Coronado, A.**

**Gamboa de Buen, J.M. Baskin and C.C. Baskin. 2007.** Seed anatomy and water uptake in relation to seed dormancy in *Opuntia tomentosa* (Cactaceae, Opuntioideae). *Annals of Botany* 99:581-592.

**Patiño, de la garza; Villagómez talavera; Camacho. 1983.** Guía para la recolección y manejo de semillas de especies forestales. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. México, D.F. 181 p.

**Patiño, F.; de la Garza, P.; Villagomez, Y.; Talavera, I. y Camacho, F. 1983.**

Guía para la recolección y manejo de semillas de especies forestales. México D.F. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales. Subsecretaría Forestal. Boletín Divulgativo N° 63. 181 pp.

**Pimienta-Barrios, E., y P.Nobel. 1995.** Vegetative, reproductive, and physiological adaptations of aridity of pitayo (*Stenocereus queretaroensis*, Cactaceae). *Economic Botany* 52:401-411.

**Pinkava D.J., Baker M.A., Parffitt B.D. y Mohlenbrock M.W. 1985.** Chromosome numbers in some cacti of western North America- V. *Systematic Botany* 10:471-483.

**Pinkava D.J., Mc Gill L.A., Reeves T. y Mc Leod M.G. 1977.** Chromosome numbers in some cacti of western North America-III. *Bulletin of Torrey Botanical Club* 104:105-110.

**Pinkava D.J., Mc Leod M.G., Mc Gill L.A. y Brown R.C. 1973.** Chromosome numbers in some cacti of western North America II. *Brittonia* 25:2-9



- Pinkava D.J., Parffitt B.D., Baker M.A. y Worthington R.D. 1992.** Chromosome numbers in some cacti of western North America- VI, with nomenclatural changes. *Madroño* **39**:98-113.
- Pinkava, D.J. 2001.** On the evolution of the continental North American Opuntioideae (Cactaceae). *In: Studies in the Opuntioideae. Hunt.*
- Pinkava, D.J., and M. McLeod. 1971.** Chromosome numbers in some cacti of western North America. *Brittonia* 23: 171-176.
- Potts, H. E. 1977.** Semillas, desarrollo, estructura y función. Curso sobre Producción de Semillas. Centro Internacional de Agricultura Tropical Cali. Colombia.
- Quiguando Y.K.W. 2011.** “Utilización de la penca de nopal (*Opuntia ficus indica*), para la elaboración de jugo”. Tesis de licenciatura Universidad Técnica del norte. Ibarra, Ecuador.
- Ramírez, R. H. 1995.** Estimation and identification of apple seed gibberellins in the early stages of fruit development. *Acta Horticulturae* 394: 101–103.
- Rebman J.P. y Pinkava D.J. 2001.** *Opuntia* cacti of North Americaan overview. *Florida Entomologist* **84**:474-483.
- Reyes, R.1993** Latencia de semillas: Mecanismo de Control y métodos de rompimiento. Monografía. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo Coah.México.
- Reyes-Agüero, J. A., Aguirre, J. R., Flores, J. L. 2006.** Variación morfológica de *Opuntia* (Cactaceae) en relación con su domesticación en la altiplanicie meridional de México. *Interciencia*, 30, 476–484.

**Rojas-Aréchiga, M., K.M. Aguilar, J. Golubov and M.C. Mandujano. 2011.**

Effect of gibberellic acid on germination of seeds of five species of cacti from the Chihuahuan desert, northern Mexico. *The Southwestern Naturalist* 56:393-400.

**Rojas-Garcidueñas M & Rovalo M. 1985.** *Fisiología Vegetal Aplicada*. Mc Graw Hill, México.

**Rolston, M. P. 1978.** Water impermeability seed dormancy. *Botanical Review*. P. 44:365

**Ruiz, M., D.Nieto e I. Larios,1962.** *Tratado elemental de bótanica*. Séptima edición. Editorial E.C.L.A.L. México.730p.

**Rzedowski J. y G. Calderón de R. 2007.** La botánica mexicana en la década de los cincuentas, en: Faustino Miranda: Una vida dedicada a la botánica. Dosil Mancilla, F.J. (Coord.). Libro libre. CIE, Universidad Michoacana de San Nicolás (fecha de consulta el 10 de Enero de 2018).

**Rzedowski,J.1978.** *Vegetación de México*.Ed. LIMUSA, Méx.432p.

**Salas, L. R, R. Foroughbackch, M. L. Díaz-Jiménez, M.L. Cárdenas-Ávila, A.**

**Flores-Valdez. 2011.** *Germinación* in vitro de cactáceas, utilizando zeolita como sustrato alternativo. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3:565-575.

**Sánchez U.A.B., Suárez C.E.,Tusent P.J., Labarca S.C., Arroyo P.V.B.,**

**Colmenares D.C.B. y Peña V.C.B. 2016.** Tratamiento pregerminativos de semillas y emergencia de las plántulas de *Opuntia Streptacantha* Lem. *Rev. Fac.Agron(LUZ)* 193-215.

- Sánchez-Venegas, G. 1997.** Germinación, viabilidad y características distintivas de la semilla de *Opuntia joconostle* Weber, forma cuaresmo. *Cactáceas y Suculentas Mexicanas*. 42: 16-21
- Tigabu M & Odén PC. 2001.** Effect of scarification, gibberellic acid and emperature on seed germination of two multipurpose *Albizia* species from Ethiopia. *Seed Science and Technology* 29:11-20.
- Venable, D. L. y Lawlor, L. 1980.** Delayed germination and dispersal in desert annuals: escape in space and time. *Oecologia* 46: 272-282.
- Villareal, J.A.2001.** Listado Florístico de México. XXIII. Flora de Coahuila. Instituto de Biología. Universidad Nacional Autónoma de México. 137p.
- Willan, R.L. 1991.** Guía para la manipulación de semillas forestales, estudio con especial referencia a los trópicos. *FAO Montes* 20/2. 502 p.
- Williams PM & Arias I. 1978.** Physio-ecological studies of plant species from the arid and semiarid regions of Venezuela. I. The role of endogenous inhibitors in the germination of the seeds of *Cereus griseus* (Haw.) Br. & R. (Cactaceae). *Acta Científica Venezolana* 29:93-97.