

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES
SUBDIRECCIÓN DE POSGRADO



**GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ESPECIES NATIVAS DE LOS
PASTIZALES DEL ALTIPLANO DEL NORTE DE MÉXICO**

TESIS DE MAESTRÍA

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

PRESENTA

ING. MARIANA DEL ROCÍO CONTRERAS QUIROZ

LINARES, NUEVO LEÓN, MÉXICO.

JUNIO DEL 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE CIENCIAS FORESTALES
SUBDIRECCIÓN DE POSGRADO

GERMINACIÓN DE SEMILLAS DE ESPECIES NATIVAS DE LOS PASTIZALES
DEL ALTIPLANO DEL NORTE DE MÉXICO

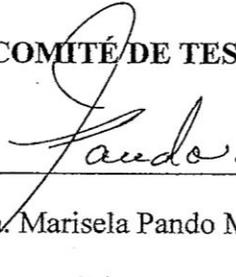
TESIS DE MAESTRÍA

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS FORESTALES

PRESENTA

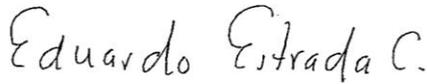
ING. MARIANA DEL ROCÍO CONTRERAS QUIROZ

COMITÉ DE TESIS



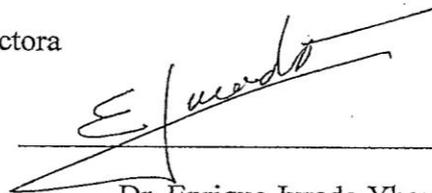
Dra. Marisela Pando Moreno

Directora



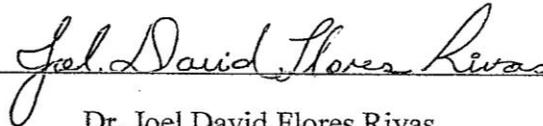
Dr. Eduardo Estrada Castellón

Asesor



Dr. Enrique Jurado Ybarra

Asesor



Dr. Joel David Flores Rivas

Asesor Externo

Declaro que la presente investigación es original y se desarrolló para obtener el título de Maestría en Ciencias Forestales. Donde se utiliza información de otros autores, se otorgan los créditos correspondientes.



Ing. Mariana del Rocío Contreras Quiroz

Julio del 2012

Se feliz con lo que tienes
mientras persigues lo que
deseas...

AGRADECIMIENTOS

A CONACYT por el apoyo económico con una beca para la realización de los estudios de posgrado, dentro del programa de excelencia, así como la aceptación en el programa de Beca Mixta.

A los miembros del comité de Tesis:

Dra. Marisela Pando Moreno por la dirección del presente trabajo de tesis. Por su gran disponibilidad, apoyo y amistad. Por sus sugerencias y atinadas observaciones, para hacer de esto, un excelente trabajo.

Dr. Enrique Jurado Ybarra por su apoyo en laboratorio, su asesoría, así como las sugerencias para mejorar la calidad de la investigación, lo cual me acrecentó el interés por esta línea de investigación.

Dr. Eduardo Estrada Castellón por su disponibilidad en la identificación de las especies y brindarme su valiosa asesoría en esta investigación.

Dr. Joel D. Rivas Flores por su disponibilidad de tiempo y área de trabajo en el IPICYT, por las sugerencias hechas en el proceso de trabajo en laboratorio y análisis de datos.

A la Universidad Autónoma de Nuevo León por el financiamiento recibido a través del proyecto PRACTICE (Grant Agreement No. 226818) y al Cuerpo Académico Ecosistemas Terrestres de la Facultad de Ciencias Forestales de la UANL, por la asesoría brindada.

A la Facultad de Ciencias Forestales por la oportunidad de realizar una maestría con nivel de excelencia, a su personal directivo, administrativo y técnico.

Mi reconocimiento a los catedráticos del programa de maestría por su dedicación y exigencia, ya que cada día de clases fue un reto de alto grado de dificultad.

Por su apoyo y disposición en el trabajo de laboratorio en el IPICYT, al Dr. Joel Flores Rivas, M.C. Pablo Delgado Sánchez y M.C. Víctor Molina.

En la Facultad de Ciencias Forestales, al Dr. Horacio Villalón Mendoza por las facilidades otorgadas en el uso del equipo del Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales. De igual manera al Dr. Fortunato Garza Ocañas y la Tec. Cecilia Casas López por su disponibilidad al facilitar el equipo e instrumentos del Laboratorio de Micología.

Al trabajo en campo de Joel Bravo, Alfredo, Víctor Molina y Miguel Hernández, por la colecta de plantas.

A Adriana y Cira por su valiosa amistad y colaboración en la limpieza de las semillas.

A Pablo y Luz, por recibirme en su casa y las atenciones dadas durante la estancia en el IPICYT.

A todos mis compañeros de maestría que me brindaron su apoyo y sus mejores deseos.

A todos las personas que de una u otra manera participaron en esta investigación y olvidé mencionar.

DEDICATORIA

A Dios, por la vida y la salud que me ha dado para lograr las metas propuestas.

A mis hijos Raúl, Max y Wendy que me dan un gran aliento y motivación para continuar luchando. Por ellos y para ellos.

A Raúl Román Valdez, por ser mi compañero y apoyo en esto que fue muy importante en mi desarrollo profesional y personal.

A mi mamá, Beatriz Quiroz Soto, quien ha estado incondicionalmente a mi lado, en las buenas, en las malas y en las peores, por todas sus enseñanzas y fortaleza, mil Gracias.

A mi hermano Didier Alejandro, por su apoyo, gracias.

A toda mi familia, que siempre me impulsaron a seguir adelante.

A la Dra. Marisela, por sus consejos y ayuda en todo momento para continuar en la lucha de la superación profesional.

A todos mis amigos y amigas.

A mis compañeros y amigos de posgrado, por esos buenos momentos vividos en Linares, N.L.

A la vida, que me ha dado cosas maravillosas.

ÍNDICE

CONTENIDO	PAG.
RESUMEN	1
SUMMARY	2
1.- INTRODUCCIÓN	4
2.- HIPÓTESIS	7
3.-OBJETIVOS	7
3.1.-Objetivo general	7
3.2.-Objetivos específicos	7
4.-REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	8
4.1.-Descripción de las especies	8
4.1.1.- <i>Atriplex canescens</i>	8
4.1.2.- <i>Frankenia gypsophila</i>	8
4.1.3.- <i>Machaeranthera pinnatifida</i>	9
4.1.4.- <i>Sartwellia mexicana</i>	9
4.1.5.- <i>Lesquerella berlandieri</i>	10
4.1.6.- <i>Lepidium virginicum</i>	10
4.1.7.- <i>Muhlenbergia arenicola</i>	11
4.1.8.- <i>Scleropogon brevifolius</i>	11
4.1.9.- <i>Teucrium cubense</i>	12
4.1.10.- <i>Zinnia acerosa</i>	12
4.2.-Antecedentes de germinación	14

5.-MATERIALES Y MÉTODOS	22
5.1.-Descripción del área de estudio	22
5.2.- Selección de semillas	24
5.2.1.- Selección de especies nativas	24
5.2.2.-Procesamiento de semillas	25
5.3.- Desarrollo del bioensayo	26
5.4.- Medición del porcentaje de germinación, clasificación de germinabilidad y velocidad de germinación (t_{50})	29
6.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
6.1.- Análisis de la germinación	33
6.2.- Análisis de la germinación a 26°C y 30°C	36
6.3.- Análisis de la germinación con y sin fungicida	37
6.4.- Análisis de la germinación con escarificación y sin escarificación	38
6.5.- Clasificación de germinabilidad y velocidad de germinación	40
6.6.- Análisis por tratamientos aplicados	41
6.7.- Semillas sin germinación	44
7.- CONCLUSIONES	45
8.- LITERATURA CITADA	46

ÍNDICE DE CUADROS

CONTENIDO	PAG.
Cuadro 1.- Ubicación geográfica de los sitios de muestreo	23
Cuadro 2.- Resultados de la germinación a 26°C sin fungicida	33
Cuadro 3.- Resultados de la germinación a 26°C con fungicida	33
Cuadro 4.- Resultados de la germinación a 30°C sin fungicida	33
Cuadro 5.- Resultados de la germinación a 30°C con fungicida	33
Cuadro 6.- Resultados de germinabilidad y velocidad de germinación	40
Cuadro 7.- Promedios de velocidad de germinación	41
Cuadro 8.- Resultados de la comparación de medias (Tukey, $\alpha=0.05$) de la interacción tratamiento/especie.	42

ÍNDICE DE FIGURAS

CONTENIDO	PAG.
Figura 1.- Región Terrestre Prioritaria “El Tokio”	22
Figura 2.- Semillas de <i>Atriplex canescens</i>	25
Figura 3.- Semillas de <i>Frankenia gypsophila</i>	25
Figura 4.- Semillas de <i>Lesquerella berlandieri</i>	25
Figura 5.- Semillas de <i>Lepidium virginicum</i>	25
Figura 6.- Semillas de <i>Machaeranthera pinnatifida</i>	25
Figura 7.- Semillas de <i>Muhlenbergia arenicola</i>	25
Figura 8.- Semillas de <i>Sartwellia mexicana</i>	25
Figura 9.- Semillas de <i>Scleropogon brevifolius</i>	25
Figura 10.- Semillas de <i>Teucrium cubense</i>	25
Figura 11.- Semillas de <i>Zinnia acerosa</i>	25
Figura 12.- Tamizado de semillas	26
Figura 13.- Limpieza de semillas	26
Figura 14.- Almacenaje de semillas	26
Figura 15.- Observación de escarificación de semillas	27
Figura 16.- Escarificación de semillas	27
Figura 17.- Vaciado de agar	28
Figura 18.- Campana de flujo laminar horizontal	28
Figura 19.- Colocación de semillas en el medio de cultivo	28
Figura 20.- Semillas de <i>Atriplex canescens</i> en agar	28

Figura 21.- Semillas de <i>Frankenia gypsophila</i> en agar	28
Figura 22.- Semillas de <i>Machaeranthera pinnatifida</i> en agar	28
Figura 23.- Germinadora	29
Figura 24.- Medición de germinación	29
Figura 25.- Germinación de <i>Frankenia gypsophila</i>	32
Figura 26.- Germinación de <i>Machaeranthera pinnatifida</i>	32
Figura 27.- Germinación de <i>Atriplex canescens</i>	32
Figura 28.- Germinación de <i>Muhlenbergia arenicola</i>	32
Figura 29.- Germinación de <i>Sartwellia mexicana</i>	32
Figura 30.- Grafica de germinación de <i>Atriplex canescens</i>	35
Figura 31.-Grafica de germinación de <i>Frankenia gypsophila</i>	35
Figura 32.-Grafica de germinación de <i>Machaeranthera pinnatifida</i>	36
Figura 33.- Grafica de germinación de <i>Sartwellia mexicana</i>	36
Figura 34.- Grafica de germinación de <i>Muhlenbergia arenicola</i>	36
Figura 35.- Grafica de germinación a 26° y 30°C	37
Figura 36.- Grafica de germinación con y sin fungicida	38
Figura 37.- Grafica de germinación con semillas escarificadas y sin escarificar	39

RESUMEN

La germinación es un proceso crucial en el ciclo de vida de las plantas; conociendo y manejando este proceso, tenemos la posibilidad de reproducir y quizás rescatar las especies vegetales de interés, sobre todo aquellas que se encuentren amenazadas o vulnerables. En esta investigación, se evaluó la germinación de semillas de 10 especies nativas del Altiplano del Norte de México a las cuales se les clasificó en tres categorías de germinabilidad, así como el porcentaje y velocidad de germinación (t_{50}). Se evaluaron: i) semillas con escarificación mecánica y ii) semillas sin escarificar. Se expusieron a 2 niveles de temperatura: 26° y 30° C en germinadora, aplicando fungicida y sin fungicida, dando un total de ocho tratamientos, con cinco repeticiones cada uno y humedad constante. Para analizar los datos de germinación se realizó un Análisis de Varianza (ANOVA) y comparación de medias mediante pruebas de Tukey. *Frankenia gypsophila* presentó mayor porcentaje de germinación a 26°C, mientras que *Machaeranthera pinnatifida* a 30°C, el resto de las especies no presentó diferencias. *Sartwellia mexicana* tuvo un mayor porcentaje de germinación sin fungicida, mientras que no hubo diferencia para las demás especies. La escarificación aumentó el porcentaje de germinación en *Machaeranthera pinnatifida* y *Atriplex canescens*; sin embargo, redujo la de *Frankenia gypsophila*. De la clasificación de germinabilidad las que predominaron correspondieron a la categoría baja: *Sartwellia mexicana*, *Machaeranthera pinnatifida* y *Atriplex canescens*, categoría alta: *Frankenia gypsophila* y *Muhlenbergia arenicola*; mientras que las velocidades de germinación fueron rápida en: *Frankenia gypsophila* y *Muhlenbergia arenicola*, y media en: *Sartwellia mexicana* y *Atriplex canescens*. La especie *Muhlenbergia arenicola* germinó más rápido que las

demás (2.5 ± 0.51 a 26°C y 2.35 ± 0.34 a 30°C), sin embargo para esta y las demás especies no hubo diferencia en la velocidad de la germinación entre las temperaturas. La información aquí obtenida puede ser útil en el manejo y propagación de especies nativas de las zonas áridas y semiáridas de México.

Palabras Clave: semillas, germinación, especies nativas, escarificación.

SUMMARY

Germination is a crucial process in the life cycle of plants; through the knowledge and management of this process we may have the possibility to reproduce and rescue the plant species of interest, mainly those endangered or vulnerable. Hence, in this study, I evaluated germination of 10 species native of the Northern Mexican Plateau to classification three germinability categories, percentage of germination and rate of germination (t_{50}). I evaluated: i) mechanically scarified seeds, and ii) seed without scarification. In both cases, seeds were exposed to two different temperatures: 26° y 30° C in a seed germination chamber, with and without fungicide treatment, giving a total of eight treatments, with five replicates, all on constant humidity. Data were analyzed by means of ANOVA and Tukey test for comparison of germination percentage between temperatures, scarification and fungicide treatment for each species. *Frankenia gypsophila* showed a higher germination percentage at 26°C , while *Machaeranthera pinnatifida* did it at 30°C . For the fungicide treatment, only *Sartwellia mexicana* showed statistical differences having a higher germination without fungicide. Scarification treatment increased germination for *Machaeranthera pinnatifida* y *Atriplex canescens*

seed species; however, this treatment negatively affected germination of *Frankenia gypsophila* seeds. Dominant germinability categories were low: *Sartwellia mexicana*, *Machaeranthera pinnatifida* and *Atriplex canescens*, and high: *Frankenia gypsophila* and *Muhlenbergia arenicola*; while rates of germination were fast: : *Frankenia gypsophila* and *Muhlenbergia arenicola*, and moderate: *Sartwellia mexicana* and *Atriplex canescens*. No statistical differences were found for t_{50} values although *Muhlenbergia arenicola* had the highest germination rate for both temperatures (2.5 ± 0.51 at 26°C and 2.35 ± 0.34 at 30°C). This kind of information can be highly relevant for management and seed reproduction of these native species of the Mexican arid and semiarid zones.

Key words: seeds, germination, native species, scarification.

1.- INTRODUCCIÓN

Los pastizales cubren alrededor del 40% de la superficie de la tierra y éstos se distribuyen más comúnmente en zonas semiáridas. Las tres grandes áreas de pastizales de América son i) las grandes planicies del norte y centro de México, parte media de los Estados Unidos y centro-sur de Canadá; ii) las Pampas en Argentina y Uruguay y iii) las llanuras de Venezuela y Colombia (White *et al.* 2000).

En Norte América, los pastizales centrales son la provincia de vegetación más grande, cubriendo alrededor de una quinta parte del subcontinente y representando del 7 al 10% de los pastizales del mundo. Los pastizales centrales se extienden en un rango latitudinal, en una sola región ecológica de Norte América y constituye un área relativamente continua que cubre aproximadamente 4.1 millones de kilómetros cuadrados (Laurenroth *et al.* 2003). Los pastizales de México forman parte de esa extensa región que, en gran medida, están concentrados en el Altiplano Mexicano, lo cual incluye parte del matorral submontano en el desierto Chihuahuense y matorral Tamaulipeco (Hoyt, 2002).

Los pastizales del noreste de México enfrentan una rápida transformación a terrenos de agricultura de riego, lo que constituye una gran amenaza a estos ecosistemas (McCready *et al.* 2005). Ante el incesante aumento de las áreas agrícolas en el Altiplano Mexicano, no solo las áreas de pastizal han sucumbido sino también los matorrales xerófilos adyacentes que están siendo erradicados y transformados en campos de cultivo de papa y alfalfa. Para la recuperación de la vegetación nativa de estas áreas, tras ser abandonadas

después del cultivo, se requieren estrategias que eviten la alteración extensiva del suelo, como medidas a corto plazo (Estrada-Castillón *et al.* 2010).

Una estrategia de restauración, pudiera ser la revegetación del área con plantas nativas, ya sea mediante siembra directa o plantaciones, para lo cual es necesario conocer los requisitos de germinación y establecimiento de tales especies. La comprensión de la dinámica de germinación de las especies, requiere del conocimiento del estado fisiológico (responsable de la germinación), morfológico (desarrollo del embrión) y físico (permeabilidad) de las semillas al tiempo en que maduran, así como los cambios fisiológicos, morfológicos y físicos que anteceden a la germinación; las condiciones ambientales para que estos cambios se lleven a cabo y, finalmente, las condiciones ambientales que ocurren en el hábitat entre el tiempo de maduración y la germinación (Baskin y Baskin, 2001).

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 las semillas después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio (Universidad Politécnica de Valencia, 2012).

Las semillas son susceptibles a la invasión y daños por insectos, ácaros, bacterias y hongos y su calidad es fundamental para garantizar el éxito de las reforestaciones (Arguedas y Torres, 1996; Arguedas, 1997; Pachón y Castaño, 1999). Pero también existe interacción entre los patógenos y las semillas, que pueden ayudarlas a romper su dormancia. Como los hongos que atacan la testa, erosionando o agrietando alrededor del

endocarpio y pueden reducir el mecanismo de resistencia a la germinación en semillas con dormancia fisiológica (Morpeth & Hall, 2000). Existen otros tratamientos para superar los diferentes tipos de latencia en las semillas, los cuales tiene la finalidad de obtener una germinación rápida y uniforme (FAO, 1991).

Una vez que el proceso de germinación inicia, las semillas pasa por un estado de transición de un estado de latencia a un periodo de activo crecimiento donde las oportunidades de establecimiento pueden ser relativamente bajas, particularmente para especies de ecosistemas áridos y semiáridos. (Jurado *et al.* 2000). Rojas (2006) menciona algunas estrategias de latencia en las semillas, las cuales pueden manifestarse por medio de impedimentos físicos (testas gruesas), necesidad de altos periodos de almacenamiento y mayor tiempo de maduración, entre otras.

Actualmente, los esfuerzos de restauración de ecosistemas deteriorados cobran cada día mayor importancia en México, lo que ha propiciado la necesidad de estudiar el comportamiento de la germinación de las semillas y favorecer su producción para lograr la regeneración y protección de estas áreas.

2.- HIPÓTESIS

- 1.-La germinación de las semillas de las especies nativas del Altiplano del Norte de México será mayor a temperatura más alta.
- 2.- La germinación de semillas de las especies usadas será mayor utilizando fungicida.
- 3.- La escarificación mecánica de las semillas aumenta el porcentaje de germinación de las especies nativas del Altiplano del Norte de México.
4. La germinabilidad será alta y la velocidad de germinación rápida para las especies evaluadas.

3.- OBJETIVOS

3.1.- Objetivo general

Determinar porcentaje y velocidad de germinación (t_{50}), así como clasificación de semillas de especies nativas de los pastizales del Altiplano del Norte de México, evaluando diferentes temperaturas, con tratamiento de escarificación y sin éste, utilizando o no fungicida.

3.2.- Objetivos específicos

- 1.- Evaluar el porcentaje de germinación de las semillas de especies utilizadas.
- 2.- Clasificación de la germinabilidad de las especies utilizadas.
- 2.- Determinar la velocidad de la germinación de las especies.

4.- REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

4.1.- Descripción de las especies

Para el presente estudio se utilizaron las especies que a continuación se describen:

4.1.1.- *Atriplex canescens*



Conocida comúnmente como costilla de vaca, chamizo o cenizo, es un arbusto nativo del matorral desértico, de la familia Chenopodiaceae. Es de color grisáceo, flexible pero vigoroso, sus hojas son siempre verdes. Posee flores pequeñas, la floración ocurre entre junio y agosto. La semilla se desarrolla dentro del utrículo (fruto), su colecta puede extenderse por algún tiempo, considerando que no todas las semillas maduran al mismo tiempo y mantienen las semillas durante varios meses (Ibarra *et al.* 1979). Estas plantas son apreciadas para consumo del ganado, debido a que permanecen verdes durante el invierno y periodos prolongados de sequía (ValdÉz *et al.* 2003). Fuente:

http://www.wnmu.edu/academic/nspages/gilafloa/atriplex_canescens.html

4.1.2.- *Frankenia gypsophila*



Es una especie que pertenece a la familia Frankeniaceae con forma de pequeño arbusto, cespitoso, con alturas menores a 15 cm y un diámetro que va de 5 a 30 cm. Los frutos contienen de 1 a 8 semillas, las cuales son ovoides-cónicas, con una longitud de 0.8 hasta 1.3 mm, con testa delgada, no son mucilaginosas.

Se encuentra en suelos gipsófilos, distribuida en los márgenes del estado de San Luis

Potosí, sur de Nuevo León y al este de Zacatecas, en alturas que van de 1,600 a 2,000 msnm. Su periodo de floración va de mayo a septiembre (Henrickson y Johnston, 1997).

Fuente: <https://picasaweb.google.com/gshintont/FlowersOfTheLlano#>

4.1.3.-*Machaeranthera pinnatifida*



Herbácea perenne de la familia Asteraceae, se distribuye del suroeste de Canadá al centro de México (Rzedowski y Rzedowski, 2001). Especie nativa, generalmente leñosa hacia la base, de hasta 50 cm de alto; las cabezuelas solitarias en el ápice de las ramas; flores liguladas presentes, numerosas, de hasta 1 cm de largo y hasta 2 mm de ancho, amarillas. El fruto es seco y no se abre (indehiscente), contiene una sola semilla, se le conoce como aquenio (o cipsela), es oblongo a oblanceolado, algo comprimido, de más o menos 2 mm de largo, cubierto de abundantes pelos sedosos, en el ápice del fruto se presenta una estructura llamada vilano que consiste en alrededor de 50 cerdas algo desiguales (con diminutos pelillos en su superficie), de color blanco o beige, las más largas de hasta 7 mm. Florece y fructifica durante todo el año, pero principalmente de agosto a octubre (McVaugh, 1984; Rzedowski y Rzedowski, 2001), Fuente:

<https://picasaweb.google.com/gshintont/FlowersOfTheLlano#>

4.1.4.- *Sartwellia mexicana*



Planta erecta, redondeada, glabra, perenne, de vida corta, de 5-15 centímetros de altura. De la familia Asteraceae, encontrada en suelos gipsófilos, cálcicos, salinos, hasta suelos arcillosos.

Distribuida desde el centro de Coahuila hasta el oeste de Nuevo León, en San Luis Potosí hacia el norte, al noreste de Zacatecas, encontrada en altura de 650 a 1,800 msnm. En floración del mes de marzo a octubre, es una planta endémica (Henrickson y Johnston, 1997), Fuente: <https://picasaweb.google.com/gshintont/FlowersOfTheLlano#>

4.1.5.-*Lesquerella berlandieri*



Herbácea perenne, flores son de color amarillo y el fruto es una cápsula. Las especies del género *Lesquerella* (*Brassicaceae*) son nativas de Norte y Sudamérica. Las semillas de varias especies de este género posee una goma natural única, la cual puede ser separada antes o después de que se haya extraído el aceite. La goma puede ser tan valiosa como el aceite. Sus usos posibles incluyen la producción de cosméticos, materiales plastificantes, lubricantes, sustancias para coberturas, agentes espesantes para alimentos y otros. Ensayos realizados con ganado alimentado con harina de *Lesquerella* han mostrado que la misma posee potencial como suplemento protéico (Facultad de Agronomía- Universidad de Buenos Aires, 2012), Fuente: <http://www.alternativeconsumer.com/2008/10/01/5-diverse-sources-of-biofuel/>

4.1.6.-*Lepidium virginicum*



Conocida como lentejilla de campo, es una especie nativa del Altiplano del Norte de México. Está ampliamente distribuida en México, principalmente como arvense o ruderal y pertenece a la familia Brassicaceae (Vibrans, 2009). Hierba anual o

bianual, generalmente erecta y ramificada, aunque a veces puede tener un porte rastrero; algo pubescente a muy pubescente, ocasionalmente glabra. De 10 a 70 cm de altura, generalmente alrededor de 30 cm. Semillas mucilaginosas, dos por fruto, de más o menos 2 mm de longitud, de color naranja, las cuales se desprenden al abrirse las valvas del fruto (Rollins, 1993; Rzedowski y Rzedowski, 2001). El mucílago en las semillas es producido principalmente por la testa y la envuelve completamente. Se ha reportado que éste actúa como un promovente en la dispersión y establecimiento, funcionando como pegamento para adherirse a los animales y al suelo (Grubert, 1974), Fuente: <http://flora.nhm-wien.ac.at/Seiten-Arten/Lepidium-virginicum.htm>

4.1.7.-*Muhlenbergia arenicola*



De la familia Poaceae, posee una inflorescencia de menos de 30 cm de longitud a la madurez, con un diámetro menor a los 18 cm, de forma subpiramidal muy abierta y difusa, de propagación subrizomatosa, culmos de 15 a 65 cm de longitud.

Se distribuye de Kansas hacia Arizona y, al sur, hasta San Luis Potosí, encontrado en pastizales secos y colinas aluviales en Texas, Nuevo León, Chihuahua, Coahuila, Durango, Zacatecas y San Luis Potosí. (Henrickson y Johnston, 1997), Fuente: http://www.wildflower.org/gallery/result.php?id_image=23330

4.1.8.- *Scleropogon brevifolius*



Conocida como cola de zorra o zacate de burro, forma colonias grandes en regiones áridas, sobre todo en superficies

perturbadas; considerada como una planta nativa de la región de estudio, pertenece a la familia Poaceae (Vibrans, 2009). Se ha registrado en Aguascalientes, Chihuahua, Coahuila, Durango, Hidalgo, Nuevo León, Puebla, San Luis Potosí, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Zacatecas. Herbácea perenne, que se propaga, principalmente, a través de rígidos estolones. La inflorescencia es terminal y generalmente excede las hojas superiores, pueden ser racimos en forma de espigas o panículas contraídas formadas de pocas espiguillas. Posee una sola semilla fusionada a la pared del fruto (McVaugh, 1984; Rzedowski y Rzedowski, 2001; Reeder, 2003), Figura: http://tierra.unm.edu/index.php?q=gallery&g2_itemId=8096

4.1.9.-*Teucrium cubense*



Comúnmente conocida como cabeza de hormiga, epazotillo, ipazotillo, hierba de la gallina y hierba del negro (Martínez, 1979), se ha registrado en Coahuila, Durango, Guanajuato, Nuevo León, Querétaro, Quintana Roo, San Luis Potosí, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán (Villaseñor y Espinosa, 1998). Pertenece a la familia Lamiaceae, planta nativa de la región de estudio, herbácea, se ramifica desde la base, glabra o pubescente, de hasta 70 cm de alto (McClintock y Epling, 1946). Encontrada en sitios perturbados y pastizales (Vibrans, 2009), Fuente: http://www.wildflower.org/gallery/result.php?id_image=8488

5.1.10.-*Zinnia acerosa*



Planta nativa del Altiplano del Norte de México, de la familia Asteraceae, conocida de manera común como hierba del burro. Se ha registrado en Chihuahua, Coahuila, Durango, Nuevo León, San Luis Potosí, Sonora y Zacatecas. Crece tanto en pendientes rocosas como en sitios planos, en suelos calcáreos, a altitudes entre los 700 y 1,900 msnm. Para este proyecto se observaron grandes poblaciones en potreros degradados. Hierba leñosa hacia la base, de menos de 20 cm de alto, florece y fructifica de abril a octubre, el fruto es seco y no se abre (indehiscente), contiene una sola semilla y se le conoce como aquenio. Éste puede medir hasta 4 mm de largo, con 3 costillas, a veces cubierto por pelillos; en el ápice del aquenio se presenta una estructura llamada vilano que consiste en 1 a 3 aristas desiguales, a veces muy reducidas (Smith, 2006). Fuente: <http://www.fireflyforest.com/flowers/2551/zinnia-acerosa-desert-zinnia/>

4.2.- Antecedentes de germinación.

La germinación de las semillas se define como la emergencia y desarrollo del embrión, que es un indicador de la capacidad para producir plántulas y, la finalidad de realizar pruebas de germinación, es establecer el número promedio de semillas que pueden germinar bajo determinadas condiciones de luz, temperatura y humedad.

Evenari (1957) dividió el proceso de germinación en tres fases: A) En la fase I ocurre la imbibición. B) En la fase II se produce la activación del metabolismo, donde ocurre la síntesis de ácidos nucleicos y proteínas, también se incrementan las actividades enzimáticas, así como la degradación inicial de las reservas. C) Finalmente, en la fase III tiene lugar la emergencia de la radícula, concluyendo el proceso germinativo.

Cuando aparentemente todas las condiciones anteriores son favorables para la germinación, culmina en la elongación celular, pero si esto no ocurre o por alguna razón se detiene, se expresa en las semillas como dormancia o latencia (Derek y Black, 1994).

Algunas semillas son capaces de germinar a pocos días después de su fecundación como por ejemplo el bromo inerme (*Bromus inermis*), otras son dormantes y requieren un periodo adicional antes de germinar (Copeland y Miller, 2001), por lo que es necesario romper el letargo, mediante un tratamiento germinativo apropiado, favoreciendo una germinación rápida y homogénea (Valverde, 1984).

Para las semillas del género *Atriplex*, se presenta un marcado estado de latencia, siendo esto una desventaja para su uso inmediato, para lo cual Valdéz *et al.* (2003) utilizaron tratamientos físicos, químicos y mecánicos, usando semillas de *Atriplex canescens*; obteniendo en el tratamiento “remojo en agua por 48 horas”, así como en el tratamiento

de escarificación, superioridad en capacidad de germinación comparado con las semillas sin ningún tratamiento.

Algunas especies presentan germinación significativamente más altas cuando los medios de cultivo son adicionados con hormonas. Por ejemplo, Mahmoodzadeh *et al.* (2010) utilizaron medios de agar adicionados con citoquininas para realizar pruebas de germinación *in vitro* de *Zinnia elegans*, y encontraron que la presencia de kinetina en el medio afectó significativamente la germinación de las semillas y una germinación de más del 90% se registró en el medio adicionado con 1µM de la misma hormona, esto al cabo de 3 días de colocarse el experimento.

El banco de semillas de pastizales desérticos también puede estar influenciado por la propagación vegetativa de especies clonales estoloníferas como *Cyclostachya stolonifera* y *Scleropogon brevifolius*, que van logrando un predominio gradual en condiciones de disturbio y su establecimiento puede ser importante para iniciar la restauración (Chávez, 2007).

Entre los factores que regularmente se consideran claves en la germinación de las semillas están la humedad, la temperatura y la luz, tanto la cantidad como la calidad o longitud de onda de ésta. Desde 1955, Toole *et al.* observaron que al embeber en agua semillas de *Lepidium virginicum* a 20°C y exponerlas a la radiación de luz roja por un periodo adecuado para llevar a cabo un remplazo de la fotorreacción, obtuvieron un 30% de germinación. El 70% restante no respondió al tratamiento y lograron su germinación a través de alternar la temperatura en presencia de una solución al 0.2% de nitrato de potasio.

Asimismo, Melgoza-Castillo *et al.* (2003) evaluaron, en pastizales del Norte de México, la germinación de la hierba loca (*Astragalus mollisimus* Torr.), probando el efecto de seis rangos de temperatura y cinco niveles de humedad. Los autores reportan que no se detectaron interacciones entre la temperatura y los niveles de humedad y que la germinación más alta (75%) fue para las temperaturas de 15 a 25, y de 20 a 30°C, mientras que para las temperaturas más extremas (de 10 a 20°C y de 20 a 35°C) los porcentajes de germinación fueron mucho más bajos, de 29 y 23% respectivamente. Los niveles de humedad que presentaron porcentajes más altos de germinación fueron de 0, -0.3, -0.5 MegaPascales, con 76, 69 y 70% de germinación respectivamente. Cuando los niveles de humedad bajaron a -0.9 MegaPascales, el porcentaje de germinación bajó a 46%.

Al llevar a cabo un bioensayo de germinación de 26 especies de pastos, Jackson (1928) reportó que, a 25°C, *Scleropogon brevifolius* presentó un 48% de germinación y al incrementar la temperatura en los ensayos a 35°C, la especie no germinó. Para especies de *Lesquerella* (*L. pallida* y *L. fendleri*) se encontró que el crecimiento y la velocidad de germinación difirió entre las especies en función de la temperatura. En *L. pallida*, tanto el porcentaje de germinación como el crecimiento, fue mayor a los 22°C, a diferencia de *L. fendleri* donde la velocidad de germinación fue mayor a los 18°C aunque su mayor crecimiento se presentó a los 22°C (Adam *et al.* 2007).

Otras investigaciones han demostrado diferencias en la germinación, debidas al efecto de la interacción de la temperatura y el tamaño de la semilla. En Australia, realizaron pruebas de germinación, bajo diferentes temperaturas (17°, 23° y 29°), de 12 especies de plantas de las zonas áridas del género *Frankenia*, con diferentes tamaños de semillas.

Los resultados demostraron una diferencia en la germinación debida al efecto de la interacción de la temperatura y el tamaño de las semillas. Los porcentajes de germinación fueron más altos en las semillas de especies más grandes que en las más pequeñas, ya que en semillas pequeñas fue de 82% a 17°C, 66% a 23°C y a 29°C un 40%; mientras que las semillas grandes, expuestas a 17°C y 23°C, tuvieron 85% de germinación y, a 29°C, una germinación del 59%. Las semillas pequeñas tuvieron menor porcentaje de germinación pero mayor velocidad a temperaturas bajas que las semillas de mayor tamaño dentro de este género (Easton y Kleindorfer, 2008). De manera similar, se evaluaron factores individuales y la interacción de éstos en la germinación de *Nolina parviflora*, especie que se distribuye en zonas áridas y semiáridas de México. Las interacciones de temperatura y luz, tamaño de las semillas (3.4 mmx 2.6 mm) y luz, y tamaño de las semillas y temperatura fueron significativas, sugiriendo que los sitios sombreados favorecen la germinación de esta especie (Reyes y Rodríguez, 2005).

El estudio sobre el proceso germinativo y establecimiento de plántulas de especies de zonas áridas y semiáridas de México es escaso y no se le ha dado la debida importancia, siendo que estas características son esenciales para incrementar las posibilidades de éxito en programas de reforestación y/o regeneración natural de la vegetación.

Diversos tratamientos de escarificación química y mecánica han sido probados para buscar incrementar los porcentajes de germinación en las semillas. Así, al evaluar la germinación de tres especies arbóreas nativas con diferentes tratamientos de escarificación, Rivas *et al.* (2005) encontraron que con el método de escarificación mecánica, las semillas de huizache alcanzaron el 100% de germinación y el mezquite

53%; mientras que en ahuehuate el resultado más alto fue de 13% con el método de escarificación química.

De manera semejante, Cruz y Orozco-Almanza (2010) germinaron semillas escarificadas de manera mecánica de 8 especies de Fabáceas, predominantes en las zonas áridas y semiáridas, evaluando el efecto de la temperatura sobre la germinación, indicando que la temperatura óptima estaba entre 25° y 35° C, inhibiéndose la germinación en la mayoría de las especies en temperaturas de 5° y 45° C.

Con la finalidad de ser utilizadas en la recuperación de áreas deterioradas en la costa de Guerrero, se germinaron semillas de 32 especies de plantas, probando diferentes formas de escarificación y estratificación térmica, obteniendo como resultado que para las semillas de testa gruesa, se tuvieron altos porcentajes de germinación con escarificación mecánica, mientras que para las demás semillas la imbibición y la estratificación dieron buenos resultados (Godinez-Álvarez y Flores-Martínez, 1999).

Además, con el fin de controlar la erosión del suelo e incrementar su productividad, en pastizales del Norte de México, Carrillo *et al.* (2009) compararon la germinación de gramíneas nativas utilizando como tratamientos suelo y semillas esterilizados *versus* sin esterilizar. Los resultados mostraron que *Bouteloua gracilis* y *B. curtipendula* tuvieron 60% y 68% de germinación, respectivamente. De las gramíneas exóticas, *Eragrostis lehmanniana* fue la que obtuvo el más bajo porcentaje de germinación en todo el experimento con 3%, *Eragrostis curvula* un 67%, para *Melinis repens* la germinación estuvo alrededor de 31%, en *Panicum coloratum* fue de 61% y sólo *Eragrostis superba* tuvo alrededor de 90% de germinación, siendo la mayor germinación del experimento.

La presencia de hongos en las semillas ha sido un tema poco estudiado, casi nada se conoce sobre el efecto de éstos en su germinación y, sólo recientemente, se les ha involucrado con el rompimiento de la dormancia de semillas de *Opuntia streptacantha*. Delgado-Sánchez *et al.* (2010) evaluaron el efecto de cuatro especies de hongos (*Penicillium chrysogenum*, *Phoma* sp., *Trichoderma koningii* y *Trichoderma harzianum*) en la germinación de las semillas de *O. leucotricha*, donde obtuvieron porcentajes de germinación más altos que en el control, siendo *Trichoderma* sp. el más efectivo para promover la germinación de semillas de esta especie. Los autores concluyen que los hongos presentes en las testas de las semillas son capaces de romper su dormancia y el efecto de los hongos en las semillas es específico para las especies.

Según la hipótesis de Venable & Lawlor (1980) se espera que la germinabilidad esté asociada con plantas perennes, las cuales producen semillas a través de los crecimientos estacionales por varias generaciones, mientras las anuales tienen que contar solamente con los bancos de semillas (Haig & Westoby, 1988). Jurado y Westoby (1992) evaluaron germinabilidad, capacidad de germinación a diferentes temperaturas y velocidad de germinación en 105 especies de la zona árida central de Australia, relacionándolas con la forma de crecimiento de las plantas, perennialidad, tamaño y modo de dispersión de las semillas. Para modo de dispersión y perennialidad, no se encontró asociación con la germinabilidad. Las semillas de la mayoría de las especies germinaron rápidamente en comparación con los datos registrados para ambientes con valores de precipitación más altos, lo cual sería de esperarse en un ambiente donde los suelos tienen humedad solo de manera temporal. La germinación más rápida tiende a estar asociada con baja germinabilidad, lo que sugiere una gama de estrategias que va desde las especies que

arriesgan un bajo número de sus semillas en muchos eventos de lluvia, a aquellas que germinan solamente cuando hay eventos de abundante precipitación y entonces arriesgan un alto número de semillas.

Uno de los mecanismos más importantes de supervivencia de las plantas desérticas es la velocidad de germinación ya que la cantidad y el tiempo de precipitación son impredecibles en las zonas áridas y semiáridas (Gutterman, 1993).

Fox y Monk (1987) germinaron 255 especies de Australia de diversos hábitats, donde algunas de las especies germinaron en menos de 10 días y otras en 30 días o más, siendo las especies de las zonas áridas las que germinaron dentro de los primeros 10 días. Para 17 especies del género *Turbnicarpus*, Flores *et al.* (2005) compararon la germinación entre semillas frescas y otras colectadas tiempo atrás, evaluaron porcentaje de germinación, así como las variables: germinabilidad, velocidad de germinación y uniformidad en la germinación. Para semillas frescas, las diferencias significativas fueron entre especies. La germinación varió en todas las especies desde 8 a 97%. Las dos especies con bajo porcentaje de germinación: *T. lophophoroides* y *T. pseudopectinatus* presentaron mayor porcentaje de germinación en semillas viejas que en frescas, lo que indica que las especies posiblemente forman bancos de semillas en el suelo. Mientras que *T. knuthianus*, no presentó diferencias significativas entre semillas frescas y viejas, que puede ser una estrategia para producir semillas de propagación inmediata de la especie. En contraste, *T. swoboda* y *T. valdezianus*, presentaron altos porcentajes de germinación en semillas frescas, lo cual sugiere ser una adaptación a germinar sólo cuando ocurren eventos de lluvia. Estos resultados contribuyen a

comprender la biología de la germinación de un género amenazado y el rol potencial del banco de semillas en el suelo.

Al evaluar los efectos del potencial del agua en el suelo (SWP) en la germinación de seis especies pertenecientes a tres formas de vida: arbustos, suculentas columnares y arborescentes semi-suculentas, Flores y Briones (2001) reportan que, en todas las especies evaluadas, la germinabilidad incrementó y el inicio y velocidad de germinación (t_{50}) disminuyeron conforme el potencial de agua en el suelo (SWP) decreció.

Los arbustos tuvieron más germinabilidad comparado con las columnares suculentas. También los arbustos tienen más corto t_{50} e inicio de germinación que las arborescentes semi-suculentas. En el mismo estudio, los autores probaron tratamientos con temperaturas de 12°, 20° y 26°C. Los arbustos tuvieron los periodos más cortos de t_{50} e inicio de germinación y la más alta germinabilidad en todas las temperaturas. Las arborescentes semi-suculentas tuvieron baja germinabilidad y más largo inicio de germinación y t_{50} , en todas las temperaturas. Por lo tanto, los resultados apoyan la hipótesis de que en ambientes desérticos, las diferentes formas de vida vegetal usan diferentes estrategias de germinación para persistir.

El proceso de recuperación de zonas no es un problema fácil, ya que requiere no sólo el lograr una producción masiva de plantas sino un establecimiento exitoso. El conocimiento de los aspectos básicos para la propagación de especies nativas es el punto de partida para contar con una base sólida en el desarrollo de estrategias eficientes de recuperación de áreas degradadas.

5.- MATERIALES Y MÉTODOS

5.- Área de estudio



Figura 1.- Región Terrestre Prioritaria "El Tokio"

El área de estudio se localiza en áreas de pastizales halófilos y gipsófilos, en la Región Terrestre Prioritaria El Tokio (RTP_80), que abarca porciones de los estados de Coahuila, Nuevo León y San Luis Potosí, dentro de las coordenadas geográficas 23° 36' 43" a 25° 13' 51" N y 100° 02' 56" a 101° 17' 28" W, en altitudes que van de los 1,800 msnm al sur

y a 2,000 msnm al norte y occidente (Arriaga *et al.* 2000). En estas áreas se presenta un clima tipo seco o árido templado (BSoK(x)) subtipo de los más secos con un cociente P/T menor de 22.9, con una temperatura media anual normal mínima de 6°C, media de 16°C y máxima de 26°C (CONAGUA, 2011). El tipo de suelo dominante es calcisol pétrico (CLp), con una acumulación muy importante de carbonato cálcico y con un horizonte petrocálcico, que corresponde a un horizonte cálcico continuo, endurecido o cementado por carbonato cálcico y/o magnésico (Arriaga *et al.* 2000). En la composición florística de las comunidades halófitas, no son raros los endemismos donde las familias mejor representadas son la Poaceae, Chenopodiaceae y especialmente la Frankeniaceae (Rzedowski, 1978).

Sánchez-Del Pino *et al.* (1999) reportan de las 42 taxas caracterizadas, un 48% de endemismos en suelos salinos y yesosos; mientras que Estrada-Castillón *et al.* (2010) determinaron que la mejor representación fue dada por las familias Asteraceae, Leguminoseae y Poaceae. De las 284 especies que clasificaron, 17 especies son endémicas y se distribuyen en suelos yesosos, localizados por debajo de los 1850 m.

Los puntos de muestreo en el área de estudio se presentan en el Cuadro 1.

Cuadro 1.- Ubicación geográfica de los sitios de muestreo

SITIO DE MUESTREO	UBICACIÓN GEOGRAFICA			
	ESTE	NORTE	ALTITUD (msnm)	ESTADO
La India	275240	2771547	1913	Coahuila
Llano de la Soledad	326869	2748456	1862	Nuevo León
Los Arrieros	326765	2753726	1858	Nuevo León
San Benito	324245	2691363	1705	San Luis Potosí

La vegetación se caracteriza por la presencia de especies que se desarrollan en suelos con altos contenidos de sales y yesosos, donde encontramos el pastizal gipsófilo denominado de tipo abierto y bajo, pues presenta bajas densidades y alturas menores a los 30 cm. Las principales asociaciones de vegetación en el área son: *Muhlenbergia villiflora* var. *Villiflora*- *Scleropogon brevifolius*- *Bouteloua dactyloides*- *Scleropogon brevifolius* y *Muhlenbergia villiflora*- *Scleropogon brevifolius*- *Dasyochloa pulchella*. Además de especies que restringen su distribución a suelos con alto contenido de sal:

Frankenia margaritae y *Sesuvium sessile*; otras existen en suelos con alguna particularidad de sal (yeso) como *Aster gypsophila*, *Atriplex muricata*, *Bouteloua chasei*, *Castilleja galehintoniae*, *Dalea gypsophila*, *Frankenia gypsophila*, *Gaillardia comosa*, *Isocoma gypsophila*, *Machaeranthera crutchfieldii*, *Nama hispidum* var. *gypsicola*, *Sartwellia mexicana*, *Strotheria gypsophila*, *Thelesparma scarbidulum*, entre otras (Estrada-Castillón *et al.* 2010). Todas las especies endémicas registradas en su clasificación, se distribuyen en suelos yesosos, localizados por debajo de los 1,850 m, los cuales son los más utilizados para la agricultura.

Para el presente estudio las especies que se utilizaron fueron *Muhlenbergia arenicola* y *Scleropogon brevifolius*, que pertenecen a la Familia Poaceae; *Sartwellia mexicana*, *Machaeranthera pinnatifida* y *Zinnia acerosa*. (Familia Asteráceae); *Lesquerella berlandieri* y *Lepidium virginicum* (Familia Brassicaceae); *Atriplex canescens* (Familia Chenopodiaceae), *Teucrium cubense* (Familia Lamiaceae) y *Frankenia gypsophila*, de la Familia Frankeniaceae.

5.2.-Selección de semillas

5.2.1.-Selección de especies nativas: La selección de las especies se hizo con base en:

- i) la presencia de las especies en el área a muestrear y,
- ii) disponibilidad de semillas en la planta.



Figura 2.- Semillas de *Atriplex canescens*



Figura 3.- Semillas de *Frankenia gypsophila*



Figura 6.- Semillas de *Machaeranthera pinnatifida*



Figura 8.- Semillas de *Sartwellia mexicana*



Figura 4.- Semillas de *Lesquerella berlandieri*



Figura 5.- Semillas de *Lepidium virginicum*



Figura 7.- Semillas de *Muhlenbergia arenicola*



Figura 9.- Semillas de *Scleropogon brevifolius*



Figura 10.- Semillas de *Teucrium cubense*



Figura 11.- Semillas de *Zinnia acerosa*

5.2.2.- Procesamiento de semillas: La colecta de semillas de especies nativas de los pastizales se inició durante el otoño de 2009 y se continuó en la primavera y verano del 2011 en los puntos de muestreo ya mencionados. Una vez colectadas las plantas en bolsas de papel, se llevaron a laboratorio manteniéndose a temperatura ambiente para

que se eliminara la humedad presente, se retiraron las impurezas de vegetación y se almacenaron en frascos de plástico debidamente identificados y sellados para evitar contaminaciones con otras semillas y microorganismos.

En las figuras 12, 13 y 14; se muestra el material y equipo utilizado durante la limpieza y escarificación de las semillas. Para la limpieza, se utilizaron tamices de distintas medidas, así como pinzas de disección para evitar el manejo de las semillas con las manos. Para escarificar, se utilizó tamiz y lija del #0, #1 y #2 para madera y se observó continuamente el desgaste hecho a la testa de las semillas a través del estereoscopio.



Figura 12.- Tamizado de semillas



Figura 13.- Limpieza de semillas



Figura 14.- Almacenaje de semillas

5.3.- Desarrollo del bioensayo

Se colectaron semillas de 10 especies nativas con las que se establecieron ocho tratamientos: dos temperaturas (26°C y 30°C), con escarificación y sin escarificación y con aplicación de fungicida y sin éste; con 5 repeticiones cada uno. Las semillas se sometieron a un tratamiento mecánico de lijado y/o tamizado, dependiendo de la estructura de las semillas para lograr su escarificación (Figuras 15 y 16).



Figura 15.- Observación de escarificación de semillas



Figura 16.- Escarificación de semillas

Se utilizaron semillas de apariencia saludable, descartando aquellas con evidencias de parasitación por insectos u hongos o que parecieran vanas.

La germinación se hizo en cajas de Petri debidamente identificadas, colocando 10 o 20 semillas por cada caja, dependiendo de la cantidad de semillas disponible, utilizando agar bacteriológico al 16% como medio de cultivo (Figura 17), agregando 25 ml a las cajas de 100 x 15 mm y 10 ml a las de 40 x 15 mm. Parte de este procedimiento se realizó en la cámara de germinación del Laboratorio de Ecología de la División de Ciencias Ambientales del IPICYT (Instituto Potosino de Investigación Científica y Tecnológica) en San Luis Potosí, S.L.P.; y, otra parte, en la Facultad de Ciencias Forestales (FCF), de la UANL, en el Laboratorio de Cultivo de Tejidos Vegetales.

En ambas Instituciones se llevó a cabo el procedimiento de siembra de las semillas en la campana de flujo laminar horizontal (IPICYT, Figura 18 y 19) y campana de flujo (FCF), ya que proporcionan un medio estéril, que evita la contaminación de los medios de cultivo con microorganismos que pudieran influir en la germinación.



Figura 17.- Vaciado de agar



Figura 18.- Campana de flujo laminar horizontal



Figura 19.- Colocación de semillas en el medio de cultivo

Para el tratamiento donde se aplicó fungicida, las semillas fueron sumergidas previamente en una solución de CAPTAN 500 (Cis-N-(Triclorometil) tio 4-ciclohexen-1,2-dicarboximida) al 2.5%, antes de colocarlas en las cajas, además de aplicar una capa de este mismo producto sobre el agar (Figuras 20, 21 y 22) y asperjando al observar el mínimo ataque de hongos.



Figura 20.- Semillas de *Atriplex canescens* en agar



Figura 21.- Semillas de *Frankenia gypsophila* en agar



Figura 22.- Semillas de *Machaeranthera pinnatifida* en agar

Las temperaturas utilizadas en la germinadora fueron establecidas para representar, lo más posible, las temperaturas del área de estudio con base en los datos de las estaciones meteorológicas San Rafael y San José de Raíces ubicadas en el municipio de Galeana,

N.L., considerando también la época en que se presentan las lluvias en la región de estudio.

Las cajas Petri fueron expuestas en la germinadora a 12 horas luz, 12 horas oscuridad (Figura 23), para simular las condiciones naturales del día y la noche. Se observaron todas las cajas diariamente, para llevar a cabo un registro de la germinación.



Figura 23.- Germinadora



Figura 24.- Medición de germinación

5.4.-Medición de porcentaje de germinación, clasificación de germinabilidad y velocidad de germinación (t_{50}).

Se realizó una evaluación del porcentaje de germinación, se clasificó la germinabilidad de las especies utilizadas y velocidad de germinación de éstas. Se determinó t_{50} , para todas las especies germinadas.

El porcentaje de germinación se obtuvo por regla de tres simple considerando el número de semillas de cada caja de Petri como el 100% de germinación.

Las especies fueron agrupadas en las siguientes categorías de germinabilidad (Jurado y Westoby, 1992):

I.- Germinabilidad baja, cuando las semillas germinaron sólo después del tratamiento de escarificación.

II.-Germinabilidad intermedia, cuando menos del 20% de las semillas germinaron sin tratamiento y más de 20% germinaron después del tratamiento de escarificación.

III.-Germinabilidad alta, cuando más de 20% germinaron sin tratamiento.

La duración de la germinación se considera como el tiempo (días) en el cual germinaron todas las semillas de una muestra.

La velocidad de germinación se reporta con base en la clasificación propuesta por Jurado y Westoby (1992):

I.- Rápida, cuando el 50% de las semillas que germinaron, lo hizo entre los días 1 y 3.

II.-Media, cuando se obtuvo el 50% de la germinación entre los días 4 y 6.

III.- Lenta, cuando se obtuvo el 50% de la germinación después del día 7.

Se calculó t_{50} para aquellas especies que presentaron germinación y se define como el tiempo que tardan en germinar el 50% del total de semillas que germinaron (Díaz, 1993).

Los resultados se analizaron mediante un Análisis de Varianza (ANOVA), para hacer una comparación de porcentajes de germinación entre temperaturas, en semillas con y sin fungicida y finalmente en semillas con y sin escarificación, así como la comparación de t_{50} en los ocho tratamientos establecidos.

Se realizó una prueba de normalidad a los datos de germinación (programa SPSS STADISTICS 18 ®), para conocer la distribución de éstos, la cual mostró que los datos no tenían una distribución normal, por lo que fue necesaria su transformación. Los datos fueron transformados a arco seno, que es la transformación más recomendada para datos

porcentuales. Posteriormente, se realizó un análisis de varianza (ANOVA; $P \leq 0.05$) a los datos ya transformados. Después de las pruebas de ANOVA, a los que presentaron diferencias significativas, se les realizó una Prueba de Tukey (comparación de medias) para determinar la diferencia entre los tratamientos. En los resultados que se muestran a continuación se exponen los valores de N (grados de libertad), P (Probabilidad $P \leq 0.05$) y F de los datos ya transformados.

6.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 10 especies evaluadas, cinco germinaron en el periodo de un mes que duró la evaluación: *Frankenia gypsophila* (Figura 25), *Machaeranthera pinnatifida* (Figura 26), *Atriplex canescens* (Figura 27), *Muhlenbergia arenicola* (Figura 28) y *Sartwellia mexicana* (Figura 29) y en las 5 restantes (*Scleropogon brevifolius*, *Teucrium cubense*, *Zinnia acerosa*, *Lepidium virginicum* y *Lesquerella berlandieri*) no se presentó germinación.



Figura 25.- Germinación de *Frankenia gypsophila*



Figura 26.- Germinación de *Machaeranthera pinnatifida*



Figura 27.- Germinación de *Atriplex canescens*



Figura 28.- Germinación de *Muhlenbergia arenicola*



Figura 29.- Germinación de *Sartwellia mexicana*

6.1.- Análisis de la germinación

Considerando, en su conjunto, a todas las especies que germinaron, se obtuvo un 42% de germinación a 26°C y 39.45% a 30°C. Para el tratamiento de semillas escarificadas, el porcentaje de germinación fue de 41.1% y sin escarificar un 40.35% y, finalmente, en las semillas con fungicida la germinación fue de 41.75% y, sin éste, de 39.7% (Cuadros 2, 3, 4 y 5).

Cuadro 2.- Resultados de la germinación a 26°C sin fungicida Cuadro 3.- Resultados de la germinación a 26°C con fungicida

Especie	Germinación (%)	
	E	NE
<i>Frankenia gypsophila</i>	89	96
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	94	90
<i>Sartwellia mexicana</i>	10	7
<i>Machaeranthera pinnatifida</i>	4	4
<i>Atriplex canescens</i>	3	0

E: Escarificadas NE: No escarificadas

Especie	Germinación (%)	
	E	NE
<i>Frankenia gypsophila</i>	96	100
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	94	98
<i>Sartwellia mexicana</i>	13	13
<i>Machaeranthera pinnatifida</i>	8	1
<i>Atriplex canescens</i>	17	3

E: Escarificadas NE: No escarificadas

Cuadro 4.- Resultados de la germinación a 30°C sin fungicida Cuadro 5.- Resultados de la germinación a 30°C con fungicida

Especie	Germinación (%)	
	E	NE
<i>Frankenia gypsophila</i>	92	92
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	90	88
<i>Sartwellia mexicana</i>	15	10
<i>Machaeranthera pinnatifida</i>	1	3
<i>Atriplex canescens</i>	4	2

E: Escarificadas NE: No escarificadas

Especie	Germinación (%)	
	E	NE
<i>Frankenia gypsophila</i>	80	99
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	90	92
<i>Sartwellia mexicana</i>	10	6
<i>Machaeranthera pinnatifida</i>	5	3
<i>Atriplex canescens</i>	7	0

E: Escarificadas NE: No escarificadas

El comportamiento de la germinación, por especie, en los 30 días que duró el experimento, se muestra en las gráficas de las Figuras 30 a la 34.

Atriplex canescens inició la germinación alrededor del tercer día (Figura 30), concluyendo alrededor del día 15, mostrando la mayor germinación (17%) a 26°C, con escarificación y sin fungicida. En los tratamientos 26°C, SE, CF y 30°C, SE, CF no hubo germinación y, en el resto de los tratamientos, la germinación fue inferior a 10%.

En general, la baja germinación de esta especie puede atribuirse a que las semillas del género *Atriplex* presentan un marcado estado de latencia, siendo esto una desventaja para su uso inmediato, ya que requieren de tratamientos como remojo en agua por 48 horas o escarificación (Valdez *et al.* 2003) para aumentar su germinación.

Para *Frankenia gypsophila*, la germinación dio inicio en el primer día con el tratamiento 26, E, SF (Figura 31); logrando más de un 80% de germinación para el día 5, en siete de los ocho tratamientos. Lo anterior coincide con lo reportado por Flores *et al.* (2005) *Turbinicarpus swoboda* y *T. valdezianus* que están adaptadas a germinar cuando ocurren eventos de lluvia, y aquí también se muestra esa adaptación en semillas frescas de *F. gypsophila* cuya respuesta de germinación, ante la presencia de humedad, fue muy rápida.

La germinación de *Machaeranthera pinnatifida* (Figura 32), no fue más allá de un 8% con el tratamiento de 26°C, E, SF; porcentaje que alcanzó al día 9 y ya no aumentó en el resto del mes.

Para *Sartwellia mexicana* (Figura 33) el mayor porcentaje de germinación (15%) se obtuvo con el tratamiento de 30°C, E, SF; la germinación de todos los tratamientos se concentró en los días 2 al 13.

Muhlenbergia arenicola (Figura 34) germinó a partir del primer día a 30°C, SE, SF; la germinación de todos los tratamientos fue mayor o igual al 80%, obteniendo el máximo porcentaje de germinación (98%) con el tratamiento a 26°C, SE, CF. En los primeros tres días del bioensayo, germinó arriba del 80% de las semillas.

Uno de los mecanismos más importantes de supervivencia de las plantas desérticas es la velocidad de germinación (Gutterman, 1993; Jurado *et al.* 2000; Flores *et al.* 2005) y durante la época de lluvia el aumento y tiempo de precipitación son impredecibles, particularmente en el desierto, por lo que la rapidez con que una semilla germine y logre establecerse puede ser determinante para la supervivencia de la especie.

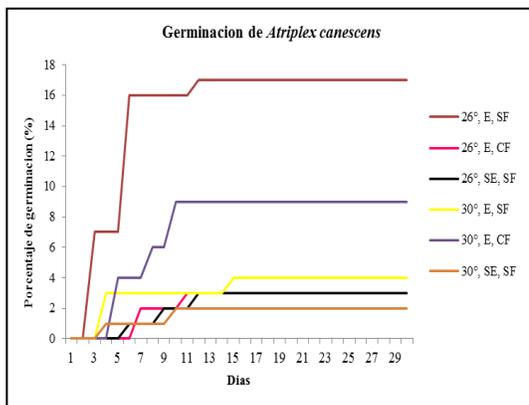


Figura 30.- Grafica de germinación de *Atriplex canescens*

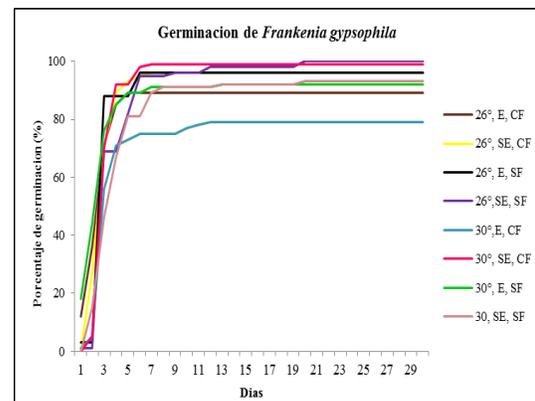


Figura 31.- Grafica de germinación de *Frankenia gypsophila*

26° y 30°: Temperaturas utilizadas E: Escarificadas SE: Sin escarificar SF: Sin fungicida CF: Con fungicida

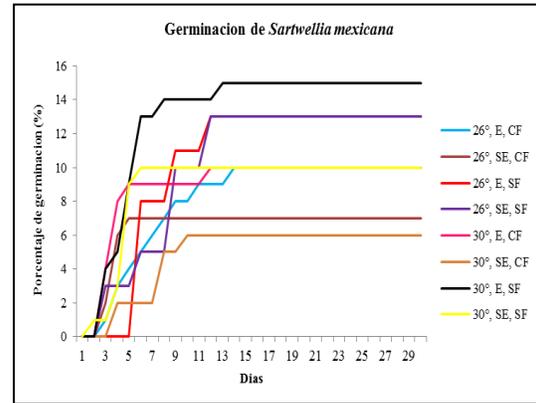
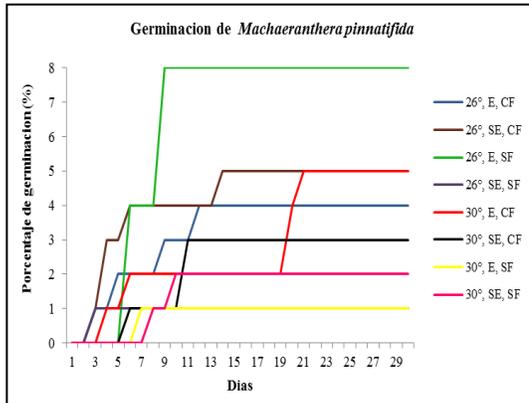


Figura 32.- Grafica de germinación de *Machaeranthera* 26° y 30°: Temperaturas utilizadas E: Escarificadas SE: Sin escarificar SF: Sin fungicida CF: Con fungicida

Figura 33.- Grafica de germinación de *Sartwellia mexicana* 26° y 30°: Temperaturas utilizadas E: Escarificadas SE: Sin escarificar SF: Sin fungicida CF: Con fungicida

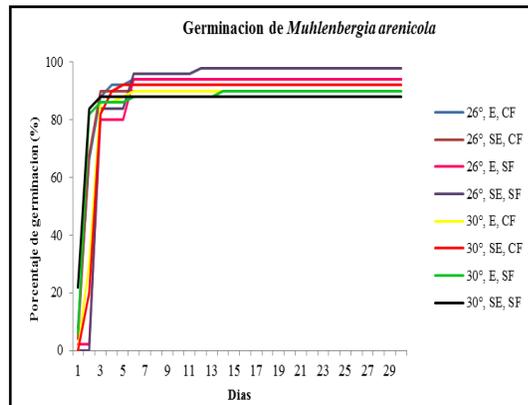


Figura 34.- Grafica de germinación de *Muhlenbergia arenicola* 26° y 30°: Temperaturas utilizadas E: Escarificadas SE: Sin escarificar SF: Sin fungicida CF: Con fungicida

6.2.- Análisis de la germinación a 26°C y 30°C

Analizadas de manera global, las especies tuvieron el mismo porcentaje de germinación a 26°C y a 30°C. Sin embargo, cuando se analizó el porcentaje de germinación, para cada especie, sí presentaron diferencias en función de la temperatura. Así, *Frankenia gypsophila* (N=39, P=0.047, F= 4.20) y *Machaeranthera pinnatifida* (N=39, P=0.023, F= 5.55), presentaron diferencia significativa en la germinación a cada temperatura.

Machaeranthera pinnatifida tuvo mayor porcentaje de germinación a 30°C (7%) y *Frankenia gypsophila* a 26°C (98%) lo cual contrasta con los resultados de Easton y Kleindorfer (2008) quienes reportan que las mayores germinaciones se encontró a 17°C en semillas grandes y pequeñas de *Frankenia spp.*

Para el resto de las especies (*Sartwellia mexicana*, *Muhlenbergia arenicola* y *Atriplex canescens*), no hubo diferencias significativas en los porcentajes de germinación entre las dos temperaturas (Figura 35). Ésta y las siguientes dos figuras no presentan barras de error ya que los análisis estadísticos fueron realizados con valores transformados a arcoseno y la figura es solo ilustrativa de los porcentajes de germinación alcanzados por cada especie.

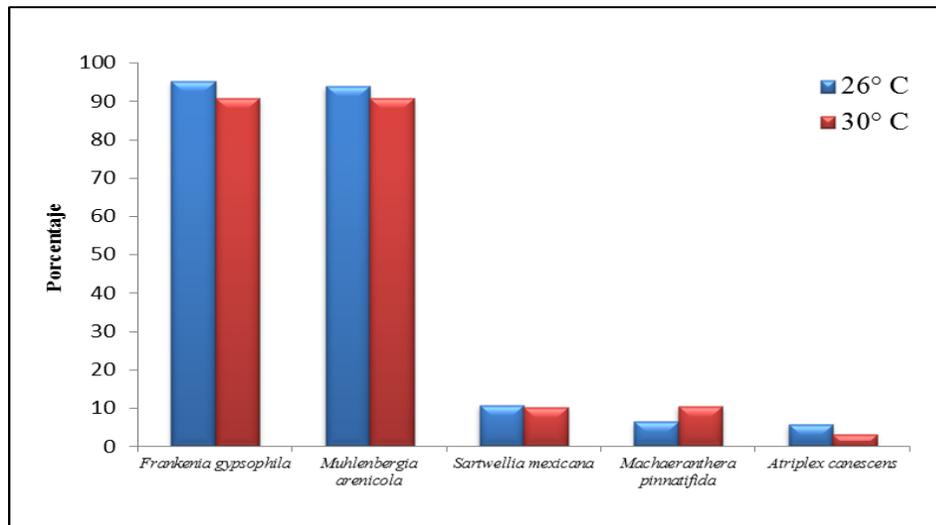


Figura 35.-Gráfica de germinación a 26° C y 30° C

6.3.- Análisis de la germinación con y sin fungicida.

En los tratamientos con y sin fungicida, se observó diferencia significativa solamente en la germinación de *Sartwellia mexicana* (N=39, P=0.05, F=4.05), la cual tuvo mayor

porcentaje de germinación al no aplicar fungicida (12.75%). El resto de las especies que presentaron germinación, no presentaron diferencias significativas ante el tratamiento de aplicación de fungicida (Figura 36).

Este tipo de información puede ser clave para la propagación por semilla de especies nativas, con fines de manejo. Existen estudios donde se ha encontrado que la presencia de hongos ha favorecido la germinación de especies de cactáceas como los realizados por Delgado-Sánchez *et al.* (2010) quienes evaluaron el efecto de hongos sobre la germinación de semillas de *Opuntia sterptacantha* observando que éstos contribuyeron al rompimiento de su dormancia. De manera semejante, Carrillo *et al.* (2009) reportan que la esterilización del suelo inhibió la germinación de *Bouteloua curtipendula* y *Eragrostis curvula* al afectar a los microorganismos del suelo.

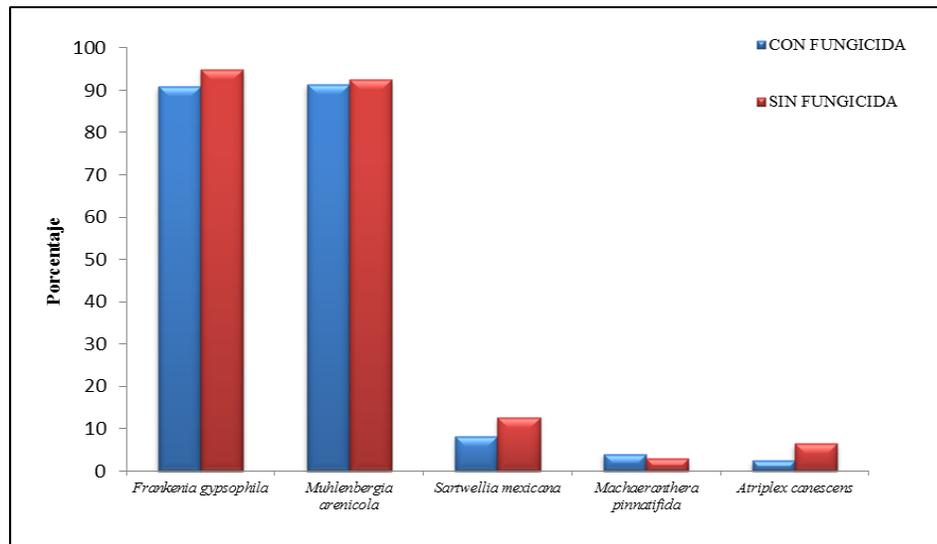


Figura 36.-Grafica de germinación con y sin fungicida

6.4.- Análisis de la germinación con escarificación y sin escarificación.

Frankenia gypsophila (N=39, P=0.001, F=11.81), *Machaeranthera pinnatifida* (N=39, P=0.04, F=4.15) y *Atriplex canescens* (N=39, P=0.0002, F=16.27) presentaron diferencia significativa entre semillas escarificadas y sin escarificación (Figura 37).

Machaeranthera pinnatifida y *Atriplex canescens* tuvieron mayor porcentaje de germinación con semillas escarificadas (4.5% y 7% respectivamente). Este efecto favorable de la escarificación se debió, seguramente, a la estructura que presentan estas semillas, las cuales necesitan del rompimiento de su testa favorecer la absorción de humedad como lo reportan Valdez *et al.* (2003) que obtuvieron la mejor germinación en *Atriplex canescens* al escarificar sus semillas.

De manera contraria, *Frankenia gypsophila* presentó mayor porcentaje de germinación (96.75%) en ausencia de escarificación. En este caso, la baja germinación en el tratamiento de semillas escarificadas pudo ser consecuencia de haber dañado involuntariamente el embrión, afectando su viabilidad y capacidad de germinación.

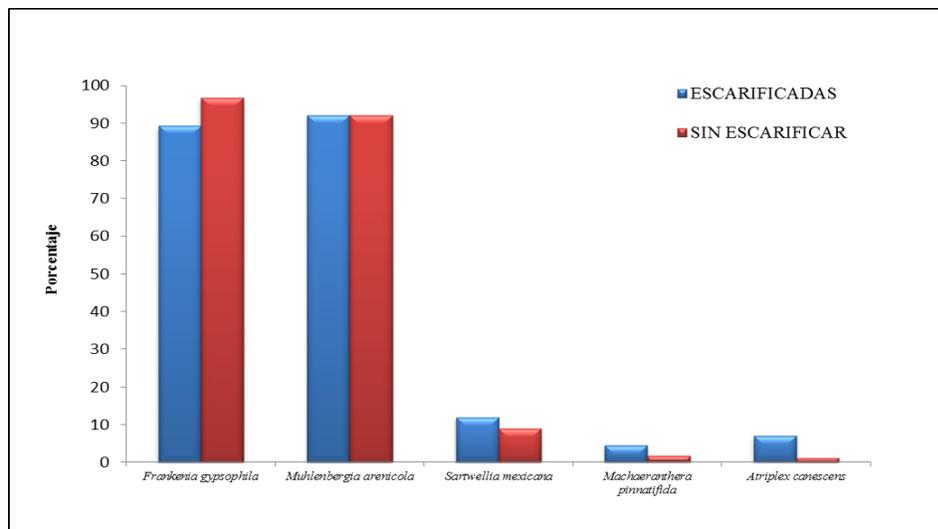


Figura 37.- Grafica de germinación con semillas escarificadas y sin escarificar

6.5.- Clasificación de germinabilidad y velocidad de germinación.

De las cinco especies que germinaron, tres presentaron germinabilidad alta y dos germinabilidad baja. *Frankenia gypsophila* y *Muhlenbergia arenicola*, que fueron las especies con mayor porcentaje de germinación, fueron las que tuvieron germinabilidad alta y rápida velocidad de germinación (Cuadro 6). De acuerdo a la hipótesis de Venable & Lawlor (1980), las semillas de especies anuales tienen germinabilidad más baja que las especies perennes. En este caso, las cinco especies que germinaron son perennes y, sin embargo, presentan valores contrastantes de germinabilidad. Los resultados también contrastan con lo expuesto por Jurado y Westoby (1992), quienes mencionan que una baja germinabilidad suele estar asociada con una rápida y media velocidad de germinación, mientras que una alta germinabilidad tiende a estar asociada con media y lenta velocidad de germinación. Para las especies analizadas en esta investigación encontramos que la alta germinabilidad estuvo asociada a rápida velocidad de germinación, mientras que la baja germinabilidad tuvo velocidades medias y lentas de germinación (Cuadro 6).

Cuadro 6.- Resultados de germinabilidad y velocidad de germinación

ESPECIES	GERMINABILIDAD	VELOCIDAD DE GERMINACIÓN
<i>Frankenia gypsophila</i>	Alta	Rápida
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	Alta	Rápida
<i>Sartwellia mexicana</i>	Baja	Media
<i>Machaeranthera pinnatifida</i>	Baja	Lenta
<i>Atriplex canescens</i>	Baja	Media

Para las especies que germinaron se calculó también t_{50} , definida ésta como el tiempo máximo que tardó en germinar el 50% de las semillas que lograron germinar.

Para las semillas de *Frankenia gypsophila* y *Muhlenbergia arenicola* este valor fue calculado para todos los tratamientos, ya que en todos ellos, el porcentaje de germinación fue alto. Para el resto de las especies, el cálculo de t_{50} se realizó únicamente en aquellos tratamientos donde el porcentaje de germinación fue superior o igual a 15% (Cuadro 7). Este límite de 15% fue establecido arbitrariamente bajo la consideración de que porcentajes de germinación muy bajos pueden generar valores de t_{50} no representativos de la especie y seguramente requiere de otros tratamientos para inducir su germinación.

Muhlenbergia arenicola se destacó como la especie con el menor valor de t_{50} en todos los tratamientos aplicados. Bajos valores de t_{50} reflejan la respuesta de las especies nativas a aprovechar la presencia de humedad en el medio para germinar y crecer, como una adaptación a la escasa o nula presencia de lluvias en las zonas semiáridas.

Cuadro 7.- Promedios de velocidad de germinación

PROMEDIOS DE t_{50}						
ESPECIE	26° (Días)	30° (Días)	SF (Días)	CF (Días)	CE (Días)	SE (Días)
<i>Frankenia gypsophila</i>	2.9±0.30	3±0.64	3±0.64	2.9±0.30	2.8±0.41	3.1±0.55
<i>Muhlenbergia arenicola</i>	2.5±0.51	2.35±0.34	2.45±0.60	2.4±0.25	2.45±0.51	2.4±0.35
<i>Atriplex canescens</i>	2.5±3.73			2.1±3.60	3.8±3.40	

SF: Sin fungicida

CF: Con fungicida

CE: Con escarificación

SE: Sin escarificación

6.6.- Análisis por tratamientos aplicados

Se realizó una comparación de medias mediante una Prueba de Tukey con datos transformados con arcoseno de todos los tratamientos para las especies que germinaron en el bioensayo (*Frankenia gypsophila*, *Muhlenbergia arenicola*, *Atriplex canescens*, *Sartwellia mexicana* y *Machaeranthera pinnatifida*). Los datos se muestran en el cuadro 8.

Cuadro 8.- Resultados de la comparación de medias (Tukey, $\alpha = 0.05$) de la interacción tratamiento/especie.

Los valores que se muestran corresponden a los datos transformados a arcoseno.

No.	TRATAMIENTO	REPETICIONES	SUBCONJUNTO		
			1	2	3
1	<i>A.canescens</i> : 26°:CF:SE	5	.0000		
2	<i>A.canescens</i> : 30°:CF:SE	5	.0000		
3	<i>M. pinnatifida</i> : 26°:SF:SE	5	.0460		
4	<i>A.canescens</i> : 26°:SF:SE	5	.0800		
5	<i>A.canescens</i> : 30°:SF:SE	5	.0920		
6	<i>A.canescens</i> : 26°:CF:E	5	.1100		
7	<i>M. pinnatifida</i> : 30°:CF:SE	5	.1500		
8	<i>A.canescens</i> : 30°:SF:E	5	.1560		
9	<i>M. pinnatifida</i> : 26°:CF:SE	5	.1840		
10	<i>M. pinnatifida</i> : 26°:CF:E	5	.1840		
11	<i>S. mexicana</i> : 26°:CF:SE	5	.2020		
12	<i>S. mexicana</i> : 30°:CF:SE	5	.2020		
13	<i>M. pinnatifida</i> : 26°:SF:E	5	.2200		
14	<i>A.canescens</i> : 30°:CF:E	5	.2360		
15	<i>M. pinnatifida</i> : 30°:SF:SE	5	.2820		
16	<i>S. mexicana</i> : 26°:CF:E	5	.2820		
17	<i>S. mexicana</i> : 30°:CF:E	5	.2820		
18	<i>S. mexicana</i> : 30°:SF:SE	5	.2820		
19	<i>M. pinnatifida</i> : 30°:CF:E	5	.3120		

20	<i>S. mexicana</i> : 26°:SF:E	5	.3580		
21	<i>S. mexicana</i> : 26°:SF:SE	5	.3620		
22	<i>M. pinnatifida</i> : 30°:SF:E	5	.3740		
23	<i>S. mexicana</i> : 30°:SF:E	5	.3740		
24	<i>A. canescens</i> : 26°:SF:E	5	.4160		
25	<i>F. gypsophila</i> : 30°:CF:E	5		1.1200	
26	<i>F. gypsophila</i> : 26°:CF:E	5		1.2780	1.2780
27	<i>F. gypsophila</i> : 30°:SF:	5		1.2900	1.2900
28	<i>F. gypsophila</i> : 30°:SF:SE	5		1.3260	1.3260
29	<i>M. arenicola</i> : 26°:CF:E	5		1.3700	1.3700
30	<i>M. arenicola</i> : 30°:CF:E	5		1.3700	1.3700
31	<i>M. arenicola</i> : 30°:SF:E	5		1.3700	1.3700
32	<i>M. arenicola</i> : 26°:SF:E	5		1.3780	1.3780
33	<i>M. arenicola</i> : 26°:CF:SE	5		1.3900	1.3900
34	<i>M. arenicola</i> : 30°:CF:SE	5		1.3900	1.3900
35	<i>M. arenicola</i> : 30°:SF:SE	5		1.3900	1.3900
36	<i>F. gypsophila</i> : 26°:SF:E	5		1.4420	1.4420
37	<i>F. gypsophila</i> : 26°:CF:SE	5		1.4460	1.4460
38	<i>M. arenicola</i> : 26°:SF:SE	5		1.5060	1.5060
39	<i>F. gypsophila</i> : 30°:CF:SE	5		1.5260	1.5260
40	<i>F. gypsophila</i> : 26°:SF:SE	5			1.5700

26° y 30°: Centígrados SF: Sin fungicida CF: Con fungicida E: Escarificación SE: Sin escarificación

Para *Frankenia gypsophila*, el tratamiento de 26°C, sin fungicida y sin escarificar (tratamiento No. 40 en Cuadro 9) resultó estadísticamente diferente, con mayor porcentaje de germinación que el de 30°, con fungicida y escarificada (tratamiento No. 25 en Cuadro 9). En el primero de éstos se obtuvo 100% de germinación y, en el segundo, 81%. Entre los demás tratamientos no se presentaron diferencias.

Para *Muhlenbergia arenicola*, no hubo diferencias en los porcentajes de germinación entre tratamientos. Igualmente para *Sartwellia mexicana*, *Machaeranthera pinnatifida* y *Atriplex canescens*, no hubo diferencias entre los tratamientos. Sin embargo los valores

de germinación de estas tres últimas especies fueron significativamente menores que los valores para *F. gypsophila* y *M. arenicola*.

6.7.- Semillas sin germinación

Cinco especies: *Scleropogon brevifolius*, *Teucrium cubense*, *Zinnia acerosa*, *Lepidium virginicum* y *Lesquerella berlandieri*, utilizadas en este bioensayo, no germinaron.

En las dos últimas especies se observó que, en los primeros 10 días de la germinación, el embrión se embebió y trató de emerger a través de la testa, por lo que inicialmente se pensó que serían semillas germinadas; sin embargo, a través del paso de los días, no continuaron su desarrollo y no se apreció la radícula, por lo cual no fueron contabilizadas como semillas germinadas. De esto, podemos decir que fue probablemente un “aborto” de las semillas al no lograr un desarrollo del embrión.

En *S. brevifolius* se observó presencia de hongos de un tono rosado antes de las 24 horas de la germinación, tanto en semillas como en el medio de cultivo.

En *T. cubense* y *Z. acerosa*, a excepción de hincharse un poco al embeberse, no se observó modificación alguna en las semillas que se pusieron a germinar.

7.- CONCLUSIONES

1. *Machaeranthera pinnatifida* presentó mayor porcentaje de germinación a 30°C y *Frankenia gypsophila* a 26°C; las demás especies no mostraron diferencias en su germinación en función de la temperatura. Por lo tanto, la hipótesis planteada en este estudio de que la germinación de las semillas sería mayor en la temperatura más alta de las dos que se probaron, se rechaza, ya que los resultados parecen indicar una respuesta de germinación diferente en cada especie.
2. La escarificación mecánica de las semillas aumenta el porcentaje de germinación tan solo en algunas especies nativas del Altiplano del Norte de México (*Machaeranthera pinnatifida* y *Atriplex canescens*) y disminuyo el de *Frankenia gypsophila*.
3. El mayor porcentaje de germinación en el tratamiento de no aplicación de fungicida con una diferencia significativa, lo presentó *Sartwellia mexicana*, mientras que en las demás especies no hubo efecto.
4. *Frankenia gypsophila* y *Muhlenbergia arenicola* presentaron germinabilidad alta y rápida velocidad de germinación

8.- LITERATURA CITADA

Adam, N.R., Dierig, D.A., Coffelt, T.A., Wintermeyer, B.E., Mackey, B.E., Wall, G.W., 2007. Cardinal temperatures for germination and early growth of two *Lesquerella* species. *Journal of Industrial Crops and Products*. 25, 24-33.

Arguedas, M., 1997. Plagas de semillas forestales en América Central y el Caribe. CATIE. Turrialba, Costa Rica

Arguedas, M., Torres, G., 1996. Problemas fitosanitarios en semillas forestales. ITCR-CIT. No. 11.

Arriaga, L., Espinoza, J.M., Aguilar, C., Martínez, E., Gómez, L., Loa, E., 2000. Regiones terrestres prioritarias de México. Escala de trabajo 1:1 000 000. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad. México. En línea disponible:

http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/regionalizacion/doctos/rtp_080.pdf

Baskin, C. C., Baskin, J.M., 2000. *Seeds: ecology, biogeography and evolution of dormancy and germination*. San Diego, California.

Carrillo, S. S., Arredondo, M. T., Huber-Sannwald, E., Flores, R.J., 2009. Comparación en la germinación de semillas y crecimiento de plántulas entre gramíneas nativas y exóticas del pastizal semiárido. *Revista Técnica Pecuaria*. 3, 299-312.

Chávez, B. S. L., 2007. Variación estacional del banco de semillas de manchones de pastos estoloníferos de un agostadero sobrepastoreado del Altiplano Mexicano. Tesis de Maestría. IPICYT. San Luis Potosí, S.L.P.

CONAGUA, 2011. Estación San Rafael y Estación San José de Raíces. En línea disponible: http://smn.cna.gob.mx/climatologia/normales/estacion/catalogos/cat_nl.html

Copeland, O.L., Miller, B.M.D. 2001. Principles of seed science and technology, fourth ed. Norwell, Massachusetts.

Cruz, M.J., Orozco - Almanza, M.S., 2010. Germinación de ocho especies de la familia Fabácea, bajo diferentes regímenes de temperatura. VI Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas Áridas. Hermosillo, Son.

Delgado-Sánchez, P., 2010. Further evidence from the effect of fungi on breaking Opuntia seed Dormancy. Plant Signaling & Behavior, 5:10, 1229-1230.

Derek, J.B., Black, M., 1994. Seeds: physiology of development and germination. Plenum Publishing Corporation. Springer Street, New York.

Díaz, L.Z., 1993. Observaciones sobre el comportamiento en la germinación de las semillas de *Asphodelus* L. (Asphodelaceae). J. Lagasalia. 17, 2:329-352.

Easton, L., Kleindorfer, S., 2008. Interaction effects of seed mass and temperature on germination in Australian species of *Frankenia* (Frankeniaceae). Folia Geobot. 43, 383-396.

Estrada-Castillón, E., Scott-Morales, L., Villarreal-Quintanilla, J.A., Jurado-Ybarra, E., Cotera-Correa, M., Cantú-Ayala, C., Garcia-Perez, J., 2010. Clasificación de los pastizales halófitos del noreste de México asociados con perrito de las praderas (*Cynomis mexicanus*): diversidad y endemismo de especies. Revista Mexicana de Biodiversidad 80, 401-416.

Evenari, M., 1957. Les problemes physiologiques de la germination. Bull. Sot. Franc. Physiol. Vtg. 3, 105-124.

Facultad de agronomía- Universidad de Buenos Aires., 2012. Marzo, 2012. En línea disponible en:

http://www.agro.uba.ar/catedras/cul_indus/galeria/lesquerella

FAO., 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales. Roma, Italia. En línea disponible en: <http://www.fao.org/docrep/006/ad232s/ad232s00.htm#TOC>

Flores, R.J., Arredondo, A., Jurado, E., 2005. Comparative seed germination in species of *Turbinicarpus*: an endangered cacti genus. Natural Areas Journal. 25, 183-187.

Flores, R.J., Briones, O., 2001. Plant life-form and germination in a Mexican inter-tropical desert: effects of soil water potential and temperature. Journal of Arid Environments. 47, 485-497.

Fox, J., Monk, D., 1987. Germination in other plant families. Germination of Australian Native Plants Seeds. Western Australia, Australia.

Godínez-Álvarez, H., Flores-Martínez, A., 1999. Germinación de semillas de 32 especies de plantas de la costa de Guerrero: su utilidad para la restauración ecológica. *Polibotanica*. 11, 1-19.

Grubert, M., 1974. Studies on the distribution of myxospermy among seeds and fruits of Angiospermae and its ecological importance. *Acta Biologica Venezuelica*. 8, 315-551.

Gutterman, Y., 1993. Seeds germination in desert plants. Springer-Verlag, Berlin.

Haig, D. & Westoby, M., 1988. Inclusive fitness, seeds resources and maternal care. *Plant Reproductive Ecology: Patterns and strategies*. Oxford University Press, New York.

Henrickson, J., Johnston, M.C., 1997. A Flora of the Chihuahuan Desert Region, 1.2 ed, Vol. 1. California State University.

Hoyt, C.A., 2002. The Chihuahuan Desert: Diversity at Risk. *Endangered Species Bulletin*. Vol. XXVII. No. 2.

Ibarra F., I. A.; H. M. Garza C., De Luna, V.R., 1979. Establecimiento de costilla de vaca *Atriplex canescens* (Pursh) Nutt en forma directa bajo estructuras de poceo en condiciones áridas. *Monografía Técnica-Científica*. 5 (2).

Jackson, C.V., 1928. Seed germination in Certain New Mexico Range grasses. *Botanical Gazette*. Vol. 86. No.3. pp. 270-294.

Jurado, E., 2000. Germination in Tamaulipan thornscrub of north-eastern Mexico. *Journal of Arid Environments*. 46, 413-424.

Jurado, E., Westoby, M., 1992. Germination biology of selected Central Australian plants. *Australian Journal of Ecology*. 17, 341-348.

Lauenroth, W.K., Burke, I.C., Gutmann, M.P., 1999. The structure and function of ecosystems in the Central North America grassland region. *Great Plains Research: A Journal of Natural and Social Sciences*. University of Nebraska- Lincoln.

McCready, B., Mehlman D., Kwan D., Abel, B., 2005. The Nature Conservancy's Prairie Wings Project: A Conservation Strategy for the Grassland Birds of the Western Great Plains. USDA Forest Service Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-191. 1158-1161p. En línea disponible: http://www.fs.fed.us/psw/publications/documents/psw_gtr191/Asilomar/pdfs/1158-1161.pdf

Martínez, M., 1979. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.

McClintock, E., Epling, C., 1946. A revision of *Teucrium* in the New World with observations on its variation, geographical distribution and history. *Brittonia* 5 (5), 491-510.

McVaugh, R., 1984. *Compositae. Flora Novo-Galiciana. A descriptive account of the vascular plants of Western Mexico, Vol. 12.* The University of Michigan Press, Ann Arbor, Michigan.

Mahmoodzadeh, H., Abbasi, F., Rohani, S., 2010. *In vitro* germination and early growth of *Zinnia elegans*. *Journal of Environmental Sciences*. 4(4), 407-413.

Melgoza, C.A., Royo, M.M., Morales, N.C., Santos, S.T., 2003. Germinación de semillas de hierba loca (*Astragalus mollissimus* Torr) con diferentes niveles de humedad y temperatura. Técnica Pecuaria Vol.41 (1), 85-89.

Morpeth, D.R., Hall, A.M., 2000. Microbial enhancement of seed germination in *Rosa corymbifera* 'Laxa'. Seed Sci Res. 10:489-94.

Pachón, C.E., Castaño, J., 1999. Identificación de hongos en semillas almacenadas de maíz y frijol. FITOPATOLOGIA. No. 23. En línea disponible:

<http://ciagrope.tripod.com/fitote23.html>

Sánchez-Del Pino, I., Flores, H.O., Valdés, J., 1999. La Familia Amaranthaceae en la flora halófila y gipsófila de México. Anales del Instituto de Biología Universidad Autónoma de México. Serie Botánica. 70(1), 29-135.

Reeder, J. R., 2003. *Scleropogon*. En: Flora of North America Editorial Committee (eds.). Flora of North America. North of Mexico. Vol. 25. New York, New York.

Reyes Bautista, Z., Rodríguez Trejo, D.A., 2005. Efecto de la luz, temperatura y tamaño de las semilla en la germinación de *Nolina parviflora*. Revista Chapingo. Año XI (002): 99-104.

Rivas, M.G., González, C.G., Valencia, C.C., Sánchez, C.I., Villanueva, D.J., 2005. Morfología y escarificación de la semilla de mezquite, huizache y ahuehuate. Técnica Pecuaria de México, Vol.43 (003), 441-448.

Rojas, F., 2006. Viveros Forestales, second ed. San José, Costa Rica.

Rollins, R. C., 1993. The Cruciferae of Continental North America. Stanford, California.

Rzedowski, J., 1978. Vegetación de México. México, D.F.

Rzedowski, G. C., Rzedowski, J., 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2a ed. Instituto de Ecología y Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Michoacán.

Smith, A. R., 2006. *Zinnia*. En Flora of North America Editorial Committee (eds.). Flora of North America. North of Mexico. Vol. 21. New York, New York.

Toole, E.H., Toole, V.K., Borthwick, H.A., Hendricks, S.B., 1955. Interaction of temperature and light in germination of seeds. Plant Physiology. Vol. 30. No. 5. Pp. 473-478.

Universidad Politécnica de Valencia. 2012. Germinación de semillas. Parte III: Tema 17. En línea disponible:

http://www.euita.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_17.htm

Valdez, A., Arce, L., Cevallos, I., 2003. Eliminación de latencia en semilla de costilla de vaca (*Atriplex canescens*), bajo condiciones de laboratorio e invernadero, utilizando tratamientos físicos, químicos y mecánicos. En línea disponible en:

<http://www.uaaan.mx/DirInv/Rdos2003/tecsemillas/atriplex.pdf>

Valverde, J.M., 1984. Tratamientos pregerminativos a semillas de ocho especies de leguminosas forestales y su influencia en la germinación. Reporte Técnico (no publicado). Linares, N.L.

Venable, D.L., Lawlor, L., 1980. Delayed germination and dispersal in desert annuals: Escape in space and time. *Oecologia*. 46, 272-82

Vibrans, H., 2009. Malezas de México. Fecha de revisión: 8 de Enero del 2012. En línea disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/malezasdemexico/2inicio/home-malezas-mexico.htm>

Villaseñor, J.L., Espinosa, F., 1998. Catalogo de malezas de México. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.

White, R., Murray, S., Rohweder, M. 2000. Pilot Analysis of Global Ecosystems: Grassland Ecosystems. World Resources Institute. En línea disponible en: <http://www.wri.org/wri>