

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA



Utilización de Tratamientos Físicos, Químicos y Mecánicos en la Eliminación de
la Latencia de Semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera*)
Bajo Condiciones de Invernadero

Por:

GARI ZAMUDIO RODRÍGUEZ

TESIS

Presentada como requisito parcial para
obtener el título de:

INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2013

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE BOTÁNICA

Utilización de Tratamientos Físicos, Químicos y Mecánicos en la Eliminación de
la Latencia de Semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera*)
Bajo Condiciones de Invernadero

Por:

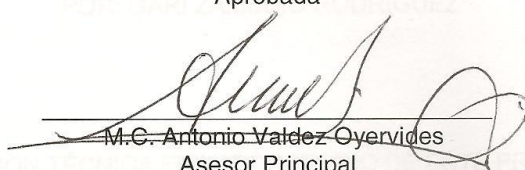
GARI ZAMUDIO RODRÍGUEZ

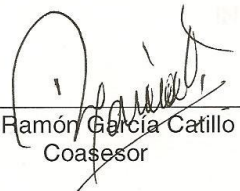
TESIS

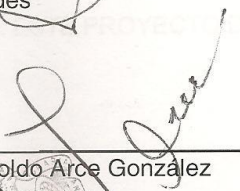
Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

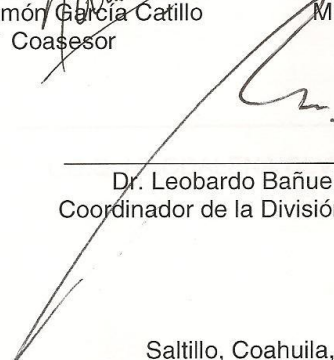
INGENIERO EN AGROBIOLOGÍA

Aprobada


M.C. Antonio Valdez Oyervides
Asesor Principal


Dr. Ramón García Catillo
Coasesor


M.C. Leopoldo Arce González
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de la División de Agronomía
División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México

Mayo de 2013

II

II

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

CENTRO DE CAPACITACIÓN Y DESARROLLO EN TECNOLOGIA DE
SEMILLAS MAESTRIA EN TECNOLOGÍA DE GRANOS DE SEMILLAS

**UTILIZACIÓN DE TRATAMIENTOS FÍSICOS, QUÍMICOS Y MECÁNICOS EN
LA ELIMINACIÓN DE LA LATENCIA DE SEMILLAS DE CORTADILLO
(*NOLINA CESPITIFERA*)
BAJO CONDICIONES DE INVERNADERO**

POR: GARI ZAMUDIO RODRÍGUEZ

PARTICIPACION TÉCNICA EN LABORATORIO DE ESTE PROYECTO DE
INVESTIGACION

L.C.Q. MAGDALENA OLVERA ESQUIVEL

AGRADECIMIENTOS

- ❖ A Dios por darme la fortaleza para culminar con mis estudios superiores y por siempre ser mi protector, guarda y guía.
- ❖ A la memoria de Don Antonio Narro ya que él es fundador de nuestra apreciada universidad UAAAN precursora de profesionistas garantes de sustentabilidad.
- ❖ Al M.C. Antonio Valdez Ollervides por darme la oportunidad de realizar esta tesis con él y brindarme su tiempo asesorándome y orientándome.
- ❖ A mi amigo Artemio Juárez Delgado por su apoyo como asesor en la realización de este trabajo de igual forma por su amistad incondicional y por depositar la confianza en mí.
- ❖ Al M.C. Leopoldo Arce González por su ayuda y asesoría en la realización de la investigación.
- ❖ Al Dr. Dr. Ramón García Catillo por su colaboración y asesoría en la realización de esta tesis
- ❖ A todos los maestros del departamento de botánica que durante toda mi carrera fueron pilares fundamentales en mi formación académica. Principalmente al doctor José Francisco Rodríguez Martínez, al Dr. José Ángel Villareal quintanilla, al Dr. Jesús Valdez Reina, a la MC. Sofía Vázquez Comparan, M.C. Andrés Games Rodríguez y al Dr. Ricardo Canales Ramos.
- ❖ A la L.C.Q. Magdalena Olvera Esquivel por su apreciable colaboración y asesoría en el establecimiento de los tratamientos de la presente investigación.

DEDICATORIA

- ❖ A **Dios** porque me ha enseñado lo precioso de la vida y lo hermoso que es amar sinceramente y a vivir feliz sin remordimientos y por hacerme sentir que siempre está presente ayudándome.
- ❖ A mi madre **Cándida Rodríguez Hernández** por ser la mejor madre que pude tener, porque siempre me enseñó atreves de su ejemplo de su coraje de sus consejos, de su valor de su arrojo y gallardía para luchar cada día y tener siempre en su rostro una bella sonrisa para mí y mis hermanos, por enseñarme y hacer de mi buen hombre y así mismo por enseñarme que todo es posible en esta vida no importa lo difícil que sea. Y sobre todo por demostrar a cada momento lo mucho que nos ama.
- ❖ A mi padre el señor **Luis Zamudio Arrollo** por sus consejos y ejemplo.
- ❖ A mis hermanos y hermanas: Edgar Luís Zamudio Rodríguez, Orlander Zamudio Rodríguez, Jovani Zamudio Rodríguez, Norma Zamudio Rodríguez y Florinda Rodríguez Hernández quienes contribuyeron de muchas formas en mi vida gracias, sobre todo por brindarme su apoyo, su cariño y amor fraternal, por darme ese calor familiar y hacerme sentir único en la familia espero poder retribuir todo ese amor que me brindan de igual forma.
- ❖ A Rosa Gloria Rocha Flores por estar ser mi compañera mi amiga y novia, por brindarme su amor y consejos sinceros por estar presente en mi vida y formar parte de ella, por siempre ser tan jovial, alegre y hacer mi vida más feliz.
- ❖ A mi abuelo el señor Simón Zamudio Armas por ser tan amable y cariñoso y ejemplo a seguir.
- ❖ A mis sobrinos consentidos: Sergio Isla Rodríguez, Leidis Páez Zamudio, José Armando Islas Rodríguez, Alejandro Páez Zamudio y Adalis Páez Zamudio.
- ❖ A mis súper amigos del módulo 6 Favian cruz López (faviru), Lino Ramírez Pérez (ramper). Por estar presentes durante mi pequeño tránsito en la UAAAN. Y brindarme una amistad verdadera y sincera que a trascendido.
- ❖ A mi inseparable amigo Etelberto Cortes Quevedo (etel) por ser mi compañero de aventuras mi cómplice confidente y por demostrar una amistad sincera.
- ❖ A mi amiga Juana Inés Rodríguez de León por su amistad sincera por su apoyo en mi carrera por estar presente en momentos buenos y difíciles de mi vida.

- ❖ A mis compañeros de generación principalmente a Juan Rosas Ángeles, Ave María Hernández López, Hermelindo Hernández Torre, Víctor Manuel Pérez Sánchez, Beatriz Adriana Cruz Gomes, Alicia Zúñiga Silvestre, Elvira De La Cruz Martínez, Oscar Ávila Peralta, José Marciano De La Cruz Olivares, Jesús Asunción Pérez Morales, Gloria Laura Nuncio Orta, Fidel López Zepeda, Marely Domínguez Castellanos Carlos Wattenbarger Davila y a mi amigo Martin Alonso Reyes.
- ❖ A todos los maestros del departamento de botánica que durante toda mi carrera fueron pilares fundamentales en mi formación académica. Principalmente al doctor José Francisco Rodríguez Martínez, al Dr. José Ángel Villareal quintanilla, al Dr. Jesús Valdez Reina, a la MC. Sofía Vázquez Comparan, M.C. Andrés Games Rodríguez, al Dr. Ricardo Canales Ramos y el M.C Leopoldo Arce González.

INDICE DE CONTENIDO

	Página
INDICE DE FIGURAS.....	IX
INDICE DE CUADROS.....	X
RESUMEN.....	XI
INTRODUCCION.....	1
Objetivos.....	2
Hipótesis.....	2
REVISION DE LITERATURA.....	3
Aspectos generales de las zonas áridas.....	3
Descripción del género <i>Nolina</i>	4
Importancia Ecológica del genero <i>Nolina</i>	6
Utilización de <i>Nolina</i> spp.....	8
Distribución del genero <i>Nolina</i>	9
Descripción de <i>Nolina Cespitifera trel.</i>	10
Taxonomía de <i>Nolina Cespitifera</i>	10
Aspectos Ecológicos de <i>Nolina cespitifera</i>	11
Distribución en el estado de Coahuila.....	12
Método de aprovechamiento.....	12
Obtención de Fibra.....	13
Producción y Comercialización.....	14
Aspectos Socioeconómicos.....	15
Calidad de semillas.....	15
Concepto de Germinación.....	16
Factores que impiden la Germinación.....	17
Factores ambientales o externos.....	17
Factores internos.....	18
Latencia.....	19
Tipos de latencia.....	20
Latencia Exógena o por la Cubierta de las Semillas.....	21
Latencia Morfológica o Endógena.....	21
Latencia Interna.....	22
Latencia Combinada Morfofisiológica.....	23
Latencia Combinada Exógena – Endógena.....	23
Tratamientos para Eliminar la Latencia.....	23
Estratificación.....	23
Escarificación	24
Otros Tratamientos.....	26
MATERIALES Y MÉTODOS.....	28
Descripción del área de estudio.....	28
Material genético.....	28
Tratamientos.....	28
Variables Evaluadas en Invernadero	28
Metodología.....	29
Diseño experimental.....	29
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31

Germinación Estándar.....	31
Plantas Normales.....	33
Plántulas Anormales.....	34
Semillas sin Germinar.....	35
Vigor.....	37
Primer conteo.....	37
Índice de Velocidad de Emergencia.....	38
Longitud Media de Plúmula.....	39
Longitud Media de Radícula.....	40
CONCLUSION.....	42
LITERATURA CITADA.....	43

INDICE DE CUADROS

Fig.		Página
4.1	Concentración de medias de los parámetros evaluados en los tratamientos del experimento bajo condiciones de invernadero..	31

INDICE DE FIGURAS

Fig.		Página
1	<i>Nolina</i> en su interacción con la vegetación.....	6
2	<i>Nolina</i> interacción con matorral desértico.....	11
3	<i>Nolina cespitifera</i> bultos de 30 kilos aproximadamnete (Romahn, 1992). Obtención de la fibra.....	13
4	Comparación de medias de Germinación Stándar en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	33
5	Comparación de medias de Plantas Normales en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	34
6	Comparación de medias de Plantas Anormales en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.....	35
7	Comparación de medias en Semillas sin Germinar de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	36
8	Comparación de medias de Primer a los 21 dias conteo en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	38
9	Comparación de medias en índice de velocidad de emergencia en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	39
10	Comparación de medias en Longitud de Media de la Plúmula (LMP cm) en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	40
11	Comparación de medias en Longitud de Media de la Radicula (LMR cm) en semillas de Cortadillo (<i>Nolina cespitifera</i> Trel.) bajo condiciones de invernadero.	41

RESUMEN

El presente trabajo se realizó bajo condiciones de invernadero el cual está ubicado dentro de las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”. Dicha institución está ubicada en la Colonia Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Con posición de 25° 21' 5.44" de latitud norte y 101° 01' 41.14" de longitud oeste, a una altura aproximada de 1720 m.s.n.m. La investigación se llevó a cabo con el propósito de eliminar la latencia de la semilla del cortadillo *Nolina cespitifera* aplicando tratamientos físicos, mecánicos y químicos bajo condiciones de invernadero.

Los tratamientos seleccionados fueron seis, T1: Testigo (sin tratamiento); T2: Escarificación (manualmente con la lija No. 36), consistió en reducir el grosor de la testa de la semilla; T3: Agua corriente 48 horas, T4 Remojo en agua caliente a 60° C por 5 minutos, T5: Remojo en nitrato de potasio al 2% por 10 minutos; T6: Remojo en ácido sulfúrico a 100 ppm por 10 minutos.

Las variables evaluadas en la presente investigación fueron: Germinación Estándar, Plántulas Normales, Plántulas Anormales, Semilla Sin Germinar, Longitud Media de la Radícula, Longitud Media de Plúmula, Primer Conteo y Índice de Velocidad de Emergencia. Encontrando que el mejor tratamiento fue el T3 Remojo en agua corriente 48 horas, Una vez observado que el T3 fue el mejor tratamiento para acelerar el tiempo de la germinación de las semillas de *Nolina cespitifera* Trel. Se recomienda utilizar este tratamiento para la producción de plántulas en vivero y en un futuro realizar plantaciones comerciales.

Palabras claves: eliminación de latencia, *Nolina cespitifera*, cortadillo, germinación, escarificación.

INTRODUCCION

En México se utilizan alrededor de 1,000 productos no maderables (PFNM), cuyo origen son los casi 5,000 taxa de plantas útiles y 240 de hongos que se han identificado en los diferentes ecosistemas presentes en el territorio nacional. En el caso de los ecosistemas áridos y semiáridos su aprovechamiento se distribuye en el altiplano mexicano, incluye los estados de Querétaro, Guanajuato, Aguascalientes, Zacatecas, San Luís Potosí, Durango, Chihuahua, Nuevo León, Coahuila, Sonora y la Península de Baja California. La producción en menor escala se concentra en los estados de Oaxaca, Puebla, Hidalgo Edo. de México y Tamaulipas. Se estima que toda el área de distribución cubre una superficie de 58.5 millones de hectáreas, mismas que representan el 30% del territorio nacional (Tejeda *et al.*, 1998).

Las condiciones climáticas y edáficas imperantes en las zonas semidesérticas del estado de Coahuila hacen que los cultivos sean de subsistencia y de bajo rendimiento, por lo que el aprovechamiento de los recursos forestales no maderables constituyen una alternativa para aumentar los ingresos económicos de los habitantes que se dedican a la recolección de diversas especies vegetales, entre ellas el cortadillo (*Nolina cespitifera*. Trel).

El cortadillo se asocia con bosques de pino, pino-encino, encino-enebro, pino chaparral, matorral desértico rosetófilo y la zona de transición entre izotal y pastizal amacollado, pastizal mediano abierto, mediano arbusufrutescente y micrófilo subinerme. Se le localiza en planicies, lomeríos suaves, laderas y pequeñas colinas; en suelos bien drenados, someros con abundante pedregosidad, o profundos preferentemente calizos, de textura arenosa y francoarsillosa y en ricos en materia orgánica. Puede encontrarse en lugares con precipitaciones que oscilan de 300 a 350mm al año y en altitudes de 1200 a 2700 m.s.n.m. y las temperaturas dónde se le localiza oscilan de 14° a 18°C. Esta especie se distribuye en las zonas áridas y semiáridas (manchones) del noreste de México, en los estados de Coahuila, Nuevo León y Zacatecas. La fibra que produce esta planta es altamente demandada

principalmente por la industria fabricante de escobas, también demandan su uso en la fabricación de cepillos, cartuchos de dinamita y para las barredoras mecánicas y en menor escala para las artesanías. (Alvídrez Vitolás)

Es importante resaltar que la semilla de cortadillo (*Nolina cespitifera*) , tiene grandes problemas para emerger, es decir posee latencia, es debido a este fenómeno que se encuentran poblaciones muy bajas de esta especie muy, por lo que es importante realizar plantaciones inducidas, con plantas previamente producidas bajo condiciones controladas (vivero y/o invernadero), para, esto es importante llevar a cabo estudios, para tratar de eliminar este problema fisiológico, para ello existen estudios e investigaciones, utilizando tratamientos pre-germinativos. Mecánicos, físicos y químicos, que se aplican a una semilla con el objetivo de hacerlas germinar más rápidamente y en mayor cantidad.

Objetivos:

Evaluar diferentes tratamientos físicos, químicos y mecánicos para eliminar la latencia en semilla de cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel).

Desarrollar una propuesta de escarificación de utilidad para la producción de la especie en vivero.

Hipótesis:

Al menos uno de los tratamientos, físicos, químicos y mecánicos, podrán eliminar la latencia en semillas de cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel).

REVISIÓN DE LITERATURA

Aspectos generales de las zonas áridas

Las zonas áridas tienen una gran importancia desde el punto de vista ecológico. Según Shantz (1956 citado por Beltrán, 1964), el 35% de la superficie terrestre es de zonas áridas, dividiéndolo en semiáridas (7,044,800 km²), áridas (33,411,700 km²) y extremadamente áridas (6,293,700 km²). En México existen 55,810,305 ha de vegetación de zonas áridas, cerca del 46% del territorio nacional (INEGI, 2002). Además del vasto territorio de este tipo de zonas, la biodiversidad y el número de endemismos también es importante: 60% de las especies de zonas áridas son endémicas, con más de 6,000 especies de plantas diferentes (Orozco et al., 2002).

Pero eso no es todo, el problema de la escasez de agua, las poblaciones que habitan estos ecosistemas, así como la actual problemática del deterioro de los recursos, han llevado a muchos investigadores e instituciones a enfocar su atención en las zonas áridas. En México, Robles (1948 en Beltrán, 1964) fue de los primeros en enfocar la atención sobre estos problemas en su trabajo “La Desertización de México” que, además de contener interesantes materiales geológicos e hidrológicos, fue también grito de alarma frente al mal manejo de los dos recursos básicos que son el suelo y el agua (Beltrán, 1964).

Las condiciones climáticas y edáficas imperantes en las zonas semidesérticas del estado de Coahuila hacen que los cultivos sean de subsistencia y de bajo rendimiento, por lo que el aprovechamiento de los recursos forestales no maderables constituyen una alternativa para aumentar los ingresos económicos de los habitantes que se dedican a la recolección de diversas especies vegetales, entre ellas el género *Nolina*.

Descripción del género *Nolina*

El género *Nolina* está formada por plantas monocotiledóneas de clima semidesértico de la familia *Liliaceae*, cuyas hojas poseen hasta 48 % de fibras duras, y por ende, un alto contenido de celulosa; el número de especies descritas y establecidas en México de este género es variable y numeroso, aunque, Duisberg y Hay en 1971, citados por Velázquez M., A. (1980) consideran que las más importantes por su abundancia, contenidos en aceite, proteína y sapogenina en sus semillas, y porcentajes de fibras en sus hojas son *Nolina microcarpa*, *Nolina texana* y *Nolina durangensis*, sobresaliendo las dos primeras en la obtención de fibras (Romahn, 1992).

El cortadillo es una planta arbustiva perenne, con tronco leñoso, frecuentemente muy dilatado en su base de dos a cuatro metros de altura su inflorescencia; sus hojas son numerosas, estrechamente lineares, rígidas, caídas, finamente aserradas y más finas en plantas jóvenes. La inflorescencia es una panícula racimosa compuesta que nace sobre un tallo herbáceo desnudo; las ramas principales de la panícula están subtendidas por brácteas deltoides atenuadas y los pedúnculos están unidos cerca de la base; el perianto es pequeño, persistente, con seis divisiones y segmento uninervado; las flores poseen seis estambres de filamentos cortos, delgados y un poco dilatados en la base; el ovario es sésil o corto estipitado, profundamente trilobulado con estilo muy corto o virtualmente ausente con dos óvulos en cada lóculo. El fruto es una cápsula de paredes delgadas frecuentemente irregular y dehiscente, con una semilla por lóculo, globosa u oblonga, ligeramente coloreada y arrugada; la planta se regenera por brotes de yema (Romahn, 1992).

Perigonios acampanados o rotados, pequeños, con 6 tépalos cortos o redondeados, estambres 6, con la base de los filamentos unidos al ovario; ovario trilocular, con dos óvalos en cada cavidad; fruto capsular, plantas leñosas, arbustivas de troncos escamosos, ramosos o no, con las hojas agudas aserradas en el margen, agrupadas en el extremo del tronco o las ramas, flores agrupadas en panículas amplias (Gloria, 1997). (Trelease 1911, citado por Velázquez 1980) considera 29 especies del género

Nolina para los Estados Unidos y México, y 17 de estas especies se distribuyen en México, las especies mencionadas por Trelease para el país son: *Nolina pumila*, *N. humilis*, *N. hartwegiana*, *N. watsoni*, *N. affinis*, *N. erumpens*, *N. compacta*, *N. cespitifera*, *N. palmeri*, *N. microcarpa*, *N. durangensis*, *N. elegans*, *N. rigida*, *N. bigelovii*, *N. beldingi*, *N. beldingi deserticota* y *N. altamiranoana*. Standley (1920), menciona 17 especies de *Nolina* para la República Mexicana, que se encuentran distribuidas en 13 estados, las especies y los estados en donde se reportaron se mencionan a continuación: *Nolina pumila* (Nayarit), *N. juncea* (Zacatecas), *N. humilis* (S.L.P.), *N. watsoni* (S.L.P.), *N. affinis* (Chihuahua y Sonora), *N. erumpes* (Chihuahua), *N. cespitifera* (Coahuila), *N. palmeri* (Baja California), *N. microcarpa* (Chihuahua y Sonora), *N. durangensis* (Durango y Chihuahua), *N. elegans* (Zacatecas), *N. rigida*, *N. bigelovii* (Sonora y Baja California), *N. nelsoni* (Tamaulipas), *N. beldingi* (Baja California), *N. parviflora* (Veracruz, Puebla, Estado de México), *N. longifolia* (Oaxaca y Puebla).

(Rose 1905, citado por Velázquez 1980), menciona una especie de *Nolina* para el Valle de México, que es *Nolina altamiranoana*.

Benson y Darrow (1954), reportan 3 especies para las zonas áridas del sureste de los Estados Unidos, las cuales son *Nolina bigelovii*, *N. bigelovii* var. *Parryi* y *N. microcarpa*.

Kearney y Peebles (1960), mencionan 4 especies de *Nolina* para el estado de Arizona, U.S.A., y 3 para el norte de México, que son:

Nolina texana, *N. microcarpa*, *N. bigelovii*, *N. parryi*, las tres primeras para el norte de México (Sonora y Chihuahua).

Shreve y Wiggins (1964), mencionan 7 especies para las zonas áridas del estado de Sonora, que son: *N. bigelovii*, *N. parryi*, *N. beldingii* var. *Deserticota*, *N. matapensis*, *N. microcarpa*, *N. palmeri* var. *Palmeri* y *N. texana* var. *Compacta*.

Rojas (1965), reporta para el estado de Nuevo León a *Nolina cespitifera*.

Importancia Ecológica del Genero *Nolina*

Rzedowski (1962), muestra la existencia de una correlación evidente entre la distribución de un elemento endémico y el clima árido de México, el citado autor indica que de los 967 géneros descritos para México por Standley, 93 son endémicos de las regiones áridas, y 113 de zonas semiáridas. El género *Nolina* se encuentra en estos grupos y esencialmente como xerophyta.

El género *Nolina* es una planta de distribución restringida, y su participación en la vegetación es en general, poco significativa (Rzedowski, 1978). Figura 1



Figura 1. *Nolina* en su interacción con la vegetación (Rzedowski, 1978).

(Trelease 1911, citado por Velázquez 1980) menciona que los cuatro géneros *Nolina*, *Dasyllirion*, *Beaucarnea* y *Calibanus* del grupo *Nolineae* forman un grupo natural que muchos botánicos han considerado un singular nombre genérico, y están consideradas entre las plantas características de las áreas templadas y secas como elementos principales. Su centro de distribución es evidentemente sobre planicies templadas de México, en las cuales están representados estos géneros, y dentro de las cuales confina la mayoría de estas especies.

(Botkin 1943, citado por Velázquez 1980) menciona que el género *Nolina* crece en grandes manchones sobre colinas gravosas y arenosas, en las llanuras altas y laderas de las montañas.

Los géneros *Nolina* y *Dasyilirion* se presentan frecuentemente en comunidades típicas de pastizales en lugares secos, pero son más abundantes donde los suelos están relativamente sombreados, asociados también con *Yucca elata* y *Yucca baccata* en zonas de transición entre matorral y pastizal (Kearney y Peebles, 1960).

Rojas (1965), en su estudio de la vegetación del estado de Nuevo León menciona al género *Nolina* en un tipo de vegetación denominado matorral esclerófilo subperennifolio con *Quercus-Cercocarpus-Cowania*, llamado Western Montane Chaparral por Muller (1939), encinar arbustivo por Rzedowski (1978) y chaparral por Miranda y Hernández X. (1963). Se distribuye en las partes altas, en altitudes que varían de 2000 a 2400 msnm.

Aguirre, (1974), reportan el género *Nolina* en tres tipos de pastizal, que son el mediano abierto, el mediano arbosufrutescente y el amacollado arbosufrutescente y también en el matorral micrófilo subinermes. Es decir, se le encuentra desde los pastizales de planicies y lomeríos suaves, hasta las laderas al pie de las sierras, pasando por las asociaciones de encino-enebro, hasta las de pino-encino.

Es un grupo xerofítico o semi-xerofítico presente en diversos tipos de vegetación asociada a diferentes especies, habiéndose reportado en pastizales de planicies y lomeríos, hasta las laderas al pie de la sierras, pasando por las asociaciones de encino-enebro, hasta las de pino-encino, considerándose como elementos endémicos de las zonas áridas y semiáridas. Así, se ha reportado en los pastizales mediano abierto, mediano arbosufrutescente; en el matorral micrófilo subinermes, en el matorral esclerófilo subperennifolio, en comunidades abiertas y muy abiertas de encino seco siempre verde. Los géneros a los que usualmente está asociada son: *Dasyilirion*, *Yucca*, *Agave*, *Acacia*, *Prosopis*, *Fouquieria*, *Cercocarpus* y *Quercus*; los suelos donde se desarrolla son de colinas gravosas y arenosas, llanuras altas y laderas de las montañas (Romahn, 1992).

Utilización de *Nolina* spp

Al examinar las posibilidades de las plantas de las zonas áridas y semiáridas, se observa que se han desarrollado y se han hecho mejoramientos para crear nuevas cosechas que servirán como fuente especial de aprovechamiento industrial (Velázquez, 1980). Así tenemos que la palmilla o hierba del oso (Beargrass), *Nolina microcarpa* se comenzó a utilizar desde la década de los 50's por los pobladores de las regiones áridas y semiáridas como sustituto de escobas de paja y para la elaboración de canastas. Cada planta de *Nolina* rinde de 14 a 34 Kg. de hoja verde. (Botkin 1943, citado por Velázquez 1980) menciona que el rendimiento de hoja verde de *Nolina* en Nuevo México, U.S.A., es de 10 toneladas por acre.

(Botkin 1945, citado por Velázquez 1980) menciona que las hojas de *Nolina* contienen cerca del 43% de fibra, consecuentemente este material no puede ser clasificado como un alimento importante.

Nolina texana es comestible para el ganado, pero no se clasifica como importante, ya que éste solamente come el pasto que crece en los alrededores de la planta y partes tiernas de esta, evadiendo las partes gruesas y rugosas de la planta (Cruse, 1949).

La palmilla ha servido como un recurso de emergencia para alimento de ganado durante las épocas de sequía; la forma de proporcionarla al ganado es recién cortada, desmenuzada y humedecida y suministrarla directamente o bien puede ser ensilada (Allred, 1950). A este respecto Kearney y Peebles (1960), hacen mención que en algunas ocasiones ha resultado ser tóxica para el ganado caprino y bovino; tal parece que esto se debe al consumo de las yemas florales, flores y fruto, que provocan la degeneración de las grasas y albúminas en el hígado, riñones y el hinchamiento de estos órganos.

Las hojas de la *Nolina texana* tienen alto contenido de celulosa y contienen cerca del 48% de fibra cruda (Botkin, 1945), y han sido usadas para la fabricación de escobas fuertes para barredoras urbanas; aparentemente también pueden utilizarse para la elaboración de tejidos y canastas; las plantas son cortadas desde la base y después secadas y atadas en bultos y en esta condición son puestas a la venta. El

aprovechamiento por los pobladores locales es más dedicado a la elaboración de escobas, pero debido al alto contenido de celulosa se espera que se encuentren otros usos para este material (Cruse, 1949).

Por otro lado, Jones y Earle (1966), en un estudio de análisis químico de semillas para determinar el contenido de aceites y proteínas, encontraron en las semilla de *Nolina durangensis* un 14.4 % de aceites y un 23.3 % de proteínas, lo que hace pensar en el aprovechamiento de esta parte de la planta. (Wall 1961, citado por Velázquez 1980) en un estudio de contenido de sapogeninas esteroidales en semillas de tres géneros, encuentran en la semilla de *Nolina texana* un contenido de 1.8 % de sapogeninas no identificadas, lo que permite pensar en el uso medicinal.

Duisberg y Hay (1971), hacen un resumen de botánica económica para las regiones áridas, citando una lista de especies de estas regiones con sus usos actuales y posibles en el futuro, apoyados en los estudios de otros autores. El resumen para el género *Nolina* queda como sigue:

Utilización de *Nolina* spp

Nolina durangensis Semilla, aceites, proteínas.

Nolina microcarpa Hojas, frutos, escobas y barredoras.

Nolina texana Celulosa, fibras-papel duro, escobas, material para cestos, medicina consapogeninas esteroidales, hojas.

Ochoa (1979), establece que en México y particularmente en el noreste del estado de Sonora, las especies más abundantes y comercialmente utilizables para la industria de la fibra son *Nolina microcarpa* y *Nolina texana*.

Distribución del género *Nolina*

El género *Nolina* posee una distribución sumamente amplia en nuestro país, ya que se ha reportado poblaciones de esta planta desde el paralelo 16°00' N hasta el 32°43' N en Baja California Norte y entre los meridianos 95°00' a 116°00' de longitud Oeste, en los Estados de Sonora, Chihuahua, Baja California Norte, Coahuila, Tamaulipas,

Nayarit, San Luis Potosí, Zacatecas, Veracruz, Puebla, Oaxaca, Nuevo León y México (Romahn, 1992).

Descripción de *Nolina cespitifera*. Trel

Nombre común: cortadillo, zacate cortador, zacate armazón, zacate de aparejo.

Longevidad: perenne.

Origen: nativa.

Distribución: se encuentra en Coahuila, Zacatecas y Nuevo León (Arredondo, 1981 y Rojas 1965).

El cortadillo es el nombre con el que comúnmente se conoce a la especie de *Nolina cespitifera*. Trel, pertenece a la familia *Agavaceae* y se describe como una especie arbustiva perenne con hojas lineares flexibles, aglomeradas hacia el extremo de las ramas o troncos. Flores pequeñas blancas, dispuestas en panículas amplias con seis sépalos ovales redondeados, hojas de 6 a 10 milímetros de ancho y una altura de planta de aproximadamente 1.20 metros; su época de floración es de mayo a junio (García, 1999).

Taxonomía de *Nolina Cespitifera*

De acuerdo con Villarreal (1999) el cortadillo se clasifica como sigue:

Reino: Metaphyta.

División: Magnoliophyta.

Clase: Liliopsida.

Orden: Agavales.

Familia: Agavaceae.

Género: *Nolina*.

Especie: *cespitifera*.

Aspectos ecológicos de *Nolina cespitifera*

El cortadillo se desarrolla principalmente sobre los suelos superficiales con abundante pedregosidad, de textura migajón arcillosa y arcillo arenosa, principalmente en unidades de suelos Litosol y Rendzina y en menores proporciones Castañozem, Feozem, Xerosoles y Luvisoles.

Las poblaciones naturales de cortadillo están ubicadas dentro de los climas secos: Bw muy secos o desértico y Bs seco o estepario cuyas fórmulas climáticas son BwKw " (e), BsoKw " (e), BS1 Kw " (e). La temperatura media anual donde se distribuye varía de 12° a 22° centígrados y la precipitación promedio anual varía de 200 a 500 milímetros. Se localiza en diferentes tipos de vegetación con mayor o menor dominancia en cada uno de ellos, siendo los característicos el matorral desértico rosetófilo, izotal, en el área de transición entre el izotal y el pastizal natural y bosque de pino (García, 1999). Figura 2.



Figura 2. *Nolina* interacción con matorral desértico

Distribución en el Estado de Coahuila

En el estado de Coahuila se ha detectado al norte en pequeña escala, en el municipio de Zaragoza, en el Bolsón de Cuatro Ciénegas así como en la Sierra de la Paila, en el municipio de Ramos Arizpe; en la zona sureste se localiza en los municipios de Arteaga, Saltillo, General Cepeda y Parras de la Fuente; esta última es la región más importante por la magnitud de su producción, dado que la mayoría de las poblaciones naturales de cortadillo se encuentran ampliamente distribuidas en esta región con una superficie potencial de 10 mil hectáreas y con una posibilidad anual de producción de 1,550 toneladas de fibra (García, 1999).

Método de aprovechamiento

García (1999) menciona que el tiempo necesario para el aprovechamiento de una plantación de cortadillo, es de ocho años iniciada la reproducción de planta, debido a que la planta requiere dos años de vivero y seis de campo para obtener las condiciones de aprovechamiento.

La organización para la obtención de la palmilla en el campo se realiza a través del establecimiento de campamentos en las áreas de corta, en periodos de dos a tres meses; el corte se realiza con una hoz a una altura de 8 a 10 cm de la base de la planta y con ella se van formando bultos (tercios) de aproximadamente 30 Kg. La selección del área de corta se realiza en base en la abundancia de la planta o en el antecedente de un área de corta anterior con esas características en un periodo de recuperación de 18 a 24 meses. Una vez realizada la corta y conformación de los tercios se inicia el arrime de estos, hasta la orilla de alguna de las brechas que existan en la zona, en donde se conforman un verdadero patio de carga longitudinal denominado "bancal"; de estos sitios de carga se transporta en camiones a las plantas procesadoras que reciben el nombre genérico de palmilleras. En las áreas palmilleras es posible encontrar existencias reales totales / ha de hoja que van desde los 6 hasta 23 toneladas /ha y no existe un periodo definido para la corta, pudiendo realizar esta durante todo el año (Romahn, 1992). Figura 3



Figura 3. *Nolina cespitifera* bultos de 30 kilos aproximadamente (Romahn, 1992).

Obtención de la fibra

Los tercios son depositados en patios de almacenamiento, en donde se procede al desatado de los tercios y a la clasificación de la palmilla en clases: de primera o de segunda, según la consistencia de ésta, guiándose por el color, de tal manera que la verde intenso se clasifica en la primera clase y la pardusca en la clase segunda; se separan y se hacen tercios más pequeños, de 8 a 10 kg para facilitar el corte. Una vez clasificada y enterciada, la palmilla se sujeta a un despunte y a un dimensionado, siendo las medidas convencionales de 40, 45 y 50 cm; las puntas se consideran desperdicio y constituyen un 40 % de la hoja recibida. El siguiente paso es el desfibrado, que se realiza en desfibradoras eléctricas de construcción rustica; constan de un cilindro de madera o metal con clavos descabezados y un plano superior entre

los cuales se introduce la palmilla para su operación. Las fibras obtenidas en la desfibradora son trasladadas a un patio, en el cual existen tendederas de alambre a alturas aproximadas de 50 cm, sobre las cuales es extendida horizontal y uniformemente la fibra, apoyada sobre 3 o 4 hilos para su secado al aire libre; se voltea y cambia de posición periódicamente para obtener una aireación y resultados uniformes; esta fase, en días soleados y vientos moderados dura de 14 a 48 horas. (García, 1999).

Una vez seca la fibra, pasa a la fase de embalaje; aquí mediante prensas manuales o automáticas, se forman pacas de 75 a 80 kg, las cuales se atan sin cobertura alguna con dos hilos de fleje para pacas, se etiquetan con el peso y la clase y quedan listas para su comercialización. En casos especiales, como el de pedidos de palmilla para escobillones de barredoras mecánicas, ésta no se dimensiona ni se desfibra, sino que únicamente se despunta, se seca y se embala (Romahn, 1992).

Producción y comercialización

El 90 % de la producción de fibra de palmilla, básicamente se exporta a los Estados Unidos; 2 % a la república de Panamá y solo el 8% se demanda en el mercado interno, principalmente en el Estado de Baja California Norte, Sonora y Sinaloa. Los precios de venta a los consumidores son sumamente variables, con diferencias hasta del 100 %, debido a la inestabilidad del mercado exterior y a que la comercialización se realiza básicamente con Estados Unidos, aunque se preveen nuevas perspectivas de mercados en Japón, Francia y otros países de Europa, que sin duda significará incrementos en la producción y precios más justos en la venta de la fibra (Romahn, 1992).

La producción de la fibra de la palmilla debido a la inestabilidad el mercado, disponibilidad de mano de obra para el trabajo en el campo y al hecho de la no incorporación de áreas de corta al aprovechamiento, no ha seguido una tendencia homogénea, de tal suerte que en los años 1978, 79 y 80's fue de 2200,3000 y 2282 toneladas, respectivamente (Romahn, 1992).

Aspectos socioeconómicos

La palmilla, al igual que otras especies de las que se obtienen productos forestales no maderables tiene posibilidades, en su aprovechamiento e industrialización, de generar empleos y beneficios económicos al amplio estrato de la población marginada de nuestro país, y constituir una actividad económica complementaria, que permita la obtención de mejores condiciones de vida (Romahn,1992).

Sim embargo la semilla de palmilla o el cortadillo *Nolina cespitifera* tiene problemas para germinar debido a la calidad de la semilla recolecta y a la latencia que presenta, que dificulta la germinación. Además García y Martínez (1994) mencionan que las cubiertas seminales en algunas semillas, imponen una dormición, limitando el intercambio gaseoso y la germinación. Es por ello que se han realizado investigaciones con el fin de tener un mayor aprovechamiento del cortadillo ya que es un recurso Fitogenético que reditua ganancias económicas importantes.

Calidad de semillas

Delouche (1971), menciona que la calidad de la semilla es el producto de la historia de un cultivo con sus respectivos factores que determinan su calidad tales como la calidad genética, la contaminación en el campo con el polen de variedades afines, las condiciones bióticas durante la precosecha, la forma de cosecha, el secado de las semillas, la forma de efectuar el acondicionamiento, las condiciones del almacenamiento, la edad de la semilla, la uniformidad del lote de las semillas y la selección del suelo para la siembra.

La calidad es el conjunto de atributos que caracterizan a un lote de semillas; término compuesto que se refiere a múltiples características físicas y fisiológicas que determinan su valor. Por esta razón los tecnólogos en semillas han establecido procedimientos o técnicas normalizadas de análisis para la evaluación de los diferentes componentes de calidad (Sánchez y Ferguson, 1986).

El concepto de calidad de semillas es complejo pero alude fundamentalmente a tres factores: viabilidad, potencial de germinación y vigor 9 del lote de semillas (Gianfelici,

2003). Sin embargo Poulsen (1993) al definir semilla de calidad, refirió que el porcentaje de germinación no es suficiente para expresar la calidad de la semilla debido a que también implica calidad genética y aspectos de calidad fisiológica además de la germinación.

Concepto de Germinación

Para que la germinación se realice, autores como Hartmann y Kester (1971) indicaron que es necesario que la semilla sea viable, que disponga de temperatura, aireación y humedad adecuada, logrando destruir los bloqueos fisiológicos presentes que impiden el proceso de la germinación.

Por su parte Duffus y Slaughter (1985) definieron a la germinación como el proceso de cambio de una pequeña estructura inactiva que vive con abastecimiento mínimo, a una planta que crece activamente, destinada a llegar a la autosuficiencia antes que los materiales de reserva de la semilla se terminen.

También se le ha conocido como el inicio de activación del crecimiento de una espora, semilla, yema u otra estructura (Raven *et al.*, 1991 b).

Moreno (1996) estipuló que la germinación se conoce como la emergencia y desarrollo de aquellas estructuras esenciales que provienen del embrión, y que manifiestan la capacidad de la semilla para producir una planta normal bajo condiciones favorables.

Según Wallace *et al.* (2003) la germinación es el comienzo del crecimiento de una semilla, una reanudación de la actividad metabólica, el desadormecer del embrión, alguna vez activo y ahora latente.

Es el término en porcentaje, de las semillas puras obtenidas en el análisis de pureza física que producirán plantas normales, tanto en ambientes que se encuentren en laboratorio como en condiciones ideales para la germinación de dicha especie, pero no todas las semillas que germinan en el laboratorio (condiciones controladas), se convertirán en plantas cuando estén sembradas en el campo, donde las condiciones son, seguramente más adversas que aquellas sobre las cuales fueron sometidas las semillas en el laboratorio (PROSEMILLAS, 2002).

Otra definición sobre germinación se dice que es la sucesión secuenciada de eventos morfológicos, tales como imbibición del agua, actividad enzimática, iniciación del crecimiento del embrión, ruptura de la cubierta de la semilla y emergencia de plántula y el establecimiento de plántulas; que resultan en la modificación de un embrión en una plántula. Dicho proceso abarca la división y expansión celular y la formación de órganos de la planta, como hojas, tallos y raíces (Flores, 2004).

En relación a la importancia de la germinación, se concluye que las semillas de leucaena presentan algunas desventajas como germinación lenta, obligada a una latencia causada por inhibidores de crecimiento, o por la presencia de la cutícula impermeable al agua y al oxígeno, lo que causa variación en la germinación (Sánchez y Ramírez, 2006).

Factores que Impiden la Germinación

Devlin (1982) y UPV (2003) han hecho referencia acerca de los principales mecanismos o factores internos y externos que logran impedir la germinación en las semillas, mencionándose a continuación los siguientes:

Factores Ambientales o Externos

Luz: Las exigencias específicas, hacen que la germinación tienda a variar, ya que algunas requieren de mayor o menor cantidad para germinar, de lo contrario actuaría como inhibidora; además existe una relación con la respuesta del fotoperiodo en las alternancias de períodos de luz y oscuridad en los días largos y cortos; en este último se induce el letargo en especies leñosas; en ambos el fotoperiodo se percibe en las hojas, pero en las yemas y el ápice se inicia la respuesta de una germinación positiva o negativa. De esta manera *el efecto de la imbibición*, *el efecto de inversión* y *el factor tiempo* son muy considerados en las respuestas de las semillas en la luz roja.

Temperatura: En cuanto a este requerimiento específico se ha descrito que tiene mucha importancia en la prolongación o interrupción del reposo; donde algunas requieren de un tiempo de preenfriamiento en ambiente húmedo antes de ser llevada a un lugar especial para que germinen. Las exigencias de frío varían con la edad de las

semillas; esto sustituye a la necesidad de la luz roja especialmente en semillas de lechuga.

Humedad: Es uno de los primeros pasos y el más importante para que dé inicio la semilla absorba el agua, rehidrate sus tejidos y se active para recuperar su metabolismo, dando comienzo a la germinación. El agua al entrar al interior de la semilla, genera una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea, y cuando la radícula emerge, es porque el agua llegó al embrión a través de las paredes celulares de la cubierta seminal; pero un exceso de la misma actuaría desfavorablemente para la germinación, ya que dificulta la llegada de oxígeno al embrión.

Factores Internos

Cubierta seminal dura: Es una característica que mantiene el reposo por tres caminos: impide el paso del agua a la semilla, limita tanto el intercambio gaseoso, así como el crecimiento del embrión inmaduro.

En la negación del paso de agua en la semilla, se presenta especialmente en familias de leguminosas, ya que poseen en su mayoría cubiertas duras e impermeables de tipo céreo, carácter que puede ser heredable o determinado por las condiciones ambientales.

La limitación de la entrada de gases a la semilla, es un fenómeno bastante extraño, debido a que algunas semillas son permeables al agua, pero son impermeables a los gases, tal vez puede ser probable a que la limitante del oxígeno retarde la actividad metabólica hasta bloquear la germinación o que también una concentración elevada pueda estimular la germinación.

Respecto a la limitación mecánica del crecimiento del embrión, la cubierta seminal puede ser permeable al agua y al oxígeno, pero la semilla puede continuar en letargo; pero a la vez se puede eliminar por medio de una estratificación.

Embrión inmaduro: Muchas veces la semilla no llega a germinar por el desarrollo parcial del embrión; pero al formarse completamente comienza su germinación, esto es

muy común en familias como Orquidáceas, Ovobancáceas, Fraxinus y Ranunculus; por lo que la semilla al encontrar un medio favorable tenderá a su desarrollo.

Posmaduración: En muchas plantas, las semillas no logran germinar de inmediato, pero sí después de encontrar condiciones normales, durante este tiempo solo existe una mínima actividad fisiológica.

Presencia de inhibidores: Estos pueden encontrarse en las pulpas o frutos de las semillas, cubierta seminal, endospermo, embrión, en estructuras que cubren las semillas; así como en las glumas de los granos de avena; dentro de los más conocidos están la cumarina y el ácido parasorbico, entre otros. Este fenómeno de igual forma puede deberse a la baja concentración del etileno.

García y Martínez (1994) mencionan que las cubiertas seminales en algunas semillas, imponen una dormición, en la que interfiere con la captación del agua, y las capas de tejidos que rodean al embrión limitan el intercambio gaseoso de este con el exterior; así como la presencia de alguna capa mucilaginosa, lo que dificulta la entrada del oxígeno; la presencia de inhibidores internos o externos en la cubierta como el ácido abscísico y la restricción mecánica a la expansión de la radícula; que en conjunto impiden la germinación, pero que con la escarificación en la testa, permitirá la emergencia de esta forma se rompe la mencionada dormición o latencia de las semillas.

Latencia

De acuerdo a una amplia investigación sobre la definición de latencia, sinónimo de reposo, vida latente, letargo y dormición; Camacho (1994) mencionó que es el estado en que se encuentra una semilla viable sin que germine, aun disponiendo de humedad adecuada para la imbibición, oxígeno, así como una temperatura de 10° C y 30° C.

La dormancia es un fenómeno que forma parte de un mecanismo natural en muchas especies vegetales que trae como resultado una incapacidad temporal de la germinación de semillas viables (PROSEMILLAS, 2002).

En otro apartado se dice que la latencia se detecta cuando la semilla no germina en condiciones de humedad y temperatura probadas como favorables para la especie

considerada, y que puede aparecer de distintas maneras, en los tegumentos o en el embrión de las semillas (Loomis y Connor, 2002).

Una semilla latente es aquella que no tiene la capacidad de germinar en un específico momento bajo algunas combinaciones de factores ambientales (temperatura, luz/obscuridad, etc.) que en otros casos son favorables para su germinación (Baskin y Baskin, 2004).

Un fenómeno común en el reino vegetal, es la latencia de ciertas semillas que están vivas, pero que no germinan bajo ciertas condiciones favorables para otras semillas no latentes de la misma especie. Se manifiesta como una completa inhabilidad para germinar (latencia interna), donde algunas pueden necesitar cierta temperatura especial, condiciones de humedad y tratamientos especiales, lo que se llama latencia externa (Sierra, 2005).

El término “latencia” se refiere a una condición de una semilla viable que impide que ésta germine en presencia de los factores que normalmente se consideran suficientes para la germinación: temperatura adecuada, humedad y medio ambiente gaseoso. Una semilla viable es la que puede germinar en condiciones favorables, siempre que en su caso se elimine la latencia que pueda estar presente (Galiussi, 2006).

Los árboles y arbustos producen semillas y en algunos sus germinaciones pueden ser muy erráticas por causa del letargo que previene la germinación hasta que no se den las condiciones idóneas, debido a las cubiertas duras y leñosas que son protecciones que impiden la penetración de la humedad; otras son tan resistentes que al pasar por los ácidos de los estómagos de ciertos animales, aún no se permite la germinación, ya que poseen elementos químicos internos que provocan la latencia (Payeras, 2008).

Tipos de Latencia

La clasificación de los modelos de latencia, se basó en aquellas que tuvieran los mismos mecanismos inhibidores y exigencias para poder germinar, conociendo las causas y teorías, así como el efecto de condiciones ambientales y tratamientos en las semillas durmientes Willan (1991). Este mismo autor señala que las causas de la

dormición son: la impermeabilidad al agua, baja permeabilidad a los gases, resistencia mecánica al crecimiento del embrión, permeabilidad selectiva a los reguladores del crecimiento, bloqueos metabólicos, presencia de inhibidores, embriones rudimentarios, adquisición de mecanismos inhibidores.

Algunos autores como Hartmann y Kester (1988), Willan (1991) y han señalado que en las semillas existen los siguientes tipos de latencia.

Latencia Exógena o por la Cubierta de las Semillas

Física: Existen varias leguminosas y un gran número de plantas de las familias anacardiaceae, cannaceae, chenopodiaceae, geranaceae, liliaceae, malvaceae, rhamnaceae y solanaceae, que son muy característico de una cubierta o testa impermeable al agua; donde el embrión permanece quiescente, encontrándose encerrado dentro de la cubierta impermeable que preserva a las semillas con bajo contenido de humedad por largo tiempo, aún con temperaturas altas.

Mecánica: Se presenta en las semillas que tienen testa o endospermo duro o cubiertas con endocarpio grueso y no permiten que el embrión se expanda durante la germinación. Puede que este factor no sea el único causante de la dormición, ya que en la mayoría de los casos se combina con una dormición fisiológica para retardar la germinación.

Química: En esta se produce y existe acumulación de sustancias químicas que inhiben la germinación en el fruto o en las cubiertas de las semillas. Algunos de los inhibidores de dormición física son los compuestos fenólicos, cumarina, cafeína, lactonas no saturadas, ácidos abscísicos, cinámico, cinhídrico, oxobenzoico, salicílico y algunos terpenos; estas sustancias permiten solubilidad en el agua.

Latencia Morfológica o Endógena

Se presentan en familias de plantas como Azaleaceae, Araliaceae, Pinus, Magnoliaceae, Peoniaceae, Ranunculaceae, así como en géneros Fraxinus, Ilex, Plantago y Viburnum, donde el crecimiento del embrión dentro de la semilla se detiene por no tener el desarrollo completo en la época de maduración, por lo que entonces

presentan embriones rudimentarios. Sin embargo se favorece el crecimiento del embrión por las temperaturas cálidas, pero la respuesta se puede complicar por la presencia de otros mecanismos de letargo. Encontrándose así los siguientes:

Rudimentarios: Se encuentran en aquellas semillas cuyo embrión no es algo más que un proembrión embebido en un endospermo, al momento de la maduración del fruto; y la germinación se detiene porque existen inhibidores químicos en el endospermo que detienen la germinación.

No desarrollados: Son los embriones poco desarrollados cuando el fruto madura, y adquieren forma de torpedos, que llegan alcanzar un tamaño de hasta la mitad de la cavidad de la semilla.

Latencia Interna

Se manifiesta al interior de los tejidos, creándose un control interno en la etapa de germinación que implica a dos fenómenos separados. El primero es el control ejercido por la semipermeabilidad de las cubiertas de las semillas, y el segundo es un letargo presente en el embrión que se supera con exposición a enfriamiento en húmedo. Este tipo de latencia se divide en:

Fisiológica: Resulta de bloqueos metabólicos en el embrión, sostenidos por la baja permeabilidad de la cubierta a los gases, que manifiestan la incapacidad del embrión para crecer y atravesar las cubiertas, también se debe a que existen una baja en actividad enzimática, coenzimas y ácidos nucleicos; la germinación es impedida por un mecanismo fisiológico inhibitor conocido como el ácido abscísico, que puede estar presente en las cubiertas, los tejidos nutritivos y el embrión. Algunas especies donde se presentan estas características son en *Acer saccharum*, *A. pseudoplatanus*, *Fraxinus americana*, el duraznero y *Eleagnus angustifolia*.

Intermedia: Se presentan en aquellas plantas que habitan en lugares con inviernos fríos tales como Aceraceae, Pinaceae, Oleaceae, Rosaceae, entre otras, donde las exigencias de enfriamiento en húmedo impiden que la germinación se realice en períodos cálidos que se presentan en invierno. La maduración y dispersión se realiza a

finales del otoño o verano, y pasan el invierno húmedas en el suelo, y la germinación se presenta en la primavera del año siguiente, ya que los efectos inhibidores se deben principalmente a las cubiertas de las semillas y los tejidos de almacenamiento circundante.

Del embrión: Se requiere de un período de enfriamiento en húmedo para llegar a la germinación y por la incapacidad del embrión separado de germinar con normalidad.

Latencia Combinada Morfofisiológica

Se aplica a la combinación del subdesarrollo del embrión con mecanismos fisiológicos inhibidores fuerte.

Latencia Combinada Exógena – Endógena

Son las diversas combinaciones de latencia de la cubierta o el pericarpio con latencia fisiológica endógena.

Tratamientos para Eliminar la Latencia

Para lograr eliminar la latencia es necesario conocer primero el tipo de semilla, y luego escoger la técnica más adecuada; por tal motivo algunos investigadores como Patiño *et al.* (1983); Hartmann y Kester (1988) y Camacho (1994) especialistas en el fenómeno señalado, han mencionado los siguientes tratamientos.

Estratificación

Este método consiste en colocar las semillas embebidas de agua, en capas o estratos húmedos, usando como sustrato arena; donde los períodos de estratificación van a variar según sea la especie, superando las latencias provenientes del embrión, porque las cubiertas duras se debilitan. Es importante mencionar que existen dos tipos de estratificación, la fría si se realiza en invierno y la cálida en verano, y se requiere de un cierto tiempo.

Cálida: Las semillas se revuelven con algún sustrato, que puede ser turba, musgo o una mezcla de arena y estiércol, estos se ubican dentro de un recipiente y son llevadas a temperaturas mayores de 10° C, preferentemente se recomienda una temperatura

constante de 15 a 25° C o una que oscile entre 18 y 30° C. Se requiere que el sustrato no esté esterilizado, ya que es necesaria la actividad microbiana para que exista una respuesta positiva.

Fría: Consiste en poner a las semillas en un estado húmedo, permitiéndoles buena aireación con bajas temperaturas; esta última varía según la especie para eliminar la dormición. Son indispensables temperaturas que vayan desde los 0 a 10° C, estas se pueden obtener en lugares con clima frío o con equipo de refrigeración. Se recomienda darles un previo remojo en agua corriente a las semillas por un tiempo de 12 a 24 horas. En esta técnica se pueden aplicar cualquiera de los dos procesos:

Enfriamiento sin Sustrato. Las semillas previamente humedecidas y escurridas son colocadas dentro de bolsas de plásticos con grosor máximo de 0.9 mm, para permitir la aireación, sin exceder de los 12 kg de semillas, y se recomienda cambiar las bolsas cada semana.

Enfriamiento con Sustrato. Se colocan las semillas rodeadas por algún sustrato como arena, musgo, perlita, vermiculita o turba, esta mezcla se pone en cajas o bandejas con perforaciones en el fondo y en la tapa, que permita buena aireación y drenaje y se colocan sobre una base.

Escarificación

Es el proceso de romper, rallar, alterar mecánicamente o ablandar las cubiertas seminales de las semillas que poseen dormición, para hacerlas permeables al agua y oxígeno; a continuación se hace mención de las distintas formas de aplicarla.

Mecánica: Se requiere raspar la cubierta de las semillas con lijas o limas y perforarlas o quebrarlas con un martillo. Cuando se refiere a gran escala es indispensable utilizar maquinas especiales como tambores giratorios cubiertos en su interior con papel lija, o combinados con arena gruesa o grava. No obstante se considera que la escarificación manual es la que refleja mejores resultados. En la escarificación con aparatos se describen tres tipos para trabajar con lotes grandes y es importante mencionar que las semillas son más susceptibles al ataque de plagas.

Abrasión con material suelto. Se revuelven con piedras o arena y se permite una serie de giros dentro de un tambor, para esto se puede utilizar una mezcladora de concreto; al término de esto se procede a cribar la semilla.

Abrasión contra superficies. Se utilizan tambores forrados con papel lija, que permitan una rotación donde se utilizan motores con velocidad de giro entre 500 y 900 rpm.

Percusión. A través de un recipiente las semillas se sacuden fuertemente, golpeándose entre ellas y con las paredes del material.

Física: La latencia se logra perder cuando el agua penetra a la semilla, donde desaparece la impermeabilidad en alguna parte de la testa y las células largas y estrechas del estrofiólo se separan por el impacto y calentamiento al romperse las estructuras y el tapón de la brecha chalazal.

Respecto a este tipo de escarificación se mencionan los siguientes tratamientos.

Agua caliente: Permite esterilizar las superficies de las semillas, donde el factor temperatura y tiempo determinan el efecto en la impermeabilidad y viabilidad. Este proceso se realiza en tres formas distintas, que son las siguientes.

Vertimiento directo a la siembra: Después de sembrar las semillas en almácigos, son puestas en costales de yute o algún material similar, vertiéndoles sobre ello el agua hirviendo; por lo que no existe un cierto control de temperatura y tiempo.

Inmersión larga: El agua se calienta en un recipiente hasta el punto de ebullición, luego es retirada del fuego y las semillas se sumergen, permaneciendo allí hasta enfriarse; se considera que la proporción del agua debe ser entre 4 a 10 veces mayor que el volumen de las semillas a tratar.

Inmersión corta: Se sumergen en agua dentro de una canastilla o un saco de malla a una temperatura controlada y cierto tiempo.

Calentamiento en seco: La temperatura se aumenta en las semillas por un tiempo determinado al colocarlas sobre una plancha térmica o dentro de un horno por un

período de 24 a 48 horas; y para acelerar este proceso es recomendable utilizar aire caliente y ventilación forzada.

Química: El objetivo principal es eliminar o inactivar los inhibidores presentes en las cubiertas de dicho material; por tal causa para lograr una buena germinación en especies que presenten este tipo de problema, se requiere usar ciertos tratamientos y agua en forma de remojos medidos en tiempo, siendo muy dependiente de los factores ambientales y de la propia semilla. De acuerdo a lo anterior se utilizan:

Productos cáusticos: Por lo general el más utilizado es el ácido sulfúrico concentrado, además de lejía y otros ácidos, que deberán estar acompañados de abundante provisión de agua corriente. Es importante considerar el aumento de la temperatura, la cual no deberá ser mayor de 30° C, ya que mataría a las semillas; la duración del tratamiento va a depender de la especie, manejando tiempos de 1 minuto hasta seis horas, para esto se utilizan el método de la pila y el de inmersión.

Remojo: También se le conoce como lixiviación de los inhibidores, por períodos continuos o alternantes con secados; las semillas se remojan en agua corriente cambiándose con frecuencia. Por otra parte el uso de agua fría aumenta la solubilidad del oxígeno en el agua, y la duración dependerá de la especie.

Hormonas y estimulantes químicos: Comercialmente se utilizan compuestos que sirven para estimular la germinación, entre los más usados están el nitrato de potasio, tiourea, etileno, ácido giberélico (GA3), citoquininas, entre otros; se emplean a diferentes concentraciones y distintos tiempos de remojo para cada especie.

Otros Tratamientos

Salisbury y Cleon (1994) mencionaron que la escarificación es de importancia ecológica, ya que algunas semillas logran germinar cuando pasan por el tracto digestivo de algunas aves u otros animales, permitiendo con esto la dispersión; y que además el fuego, es otro medio natural que favorece la germinación ya que elimina el dosel vegetal que absorbe la luz roja, que inhibe o provoca un letargo.

Desde otro punto de vista sobre la *latencia endógena* se han llevado a cabo experimentos con los *rayos X*, *gamma*, *rayos lumínicos* de la zona roja del espectro y las *ondas sonoras* de alta frecuencia para estimular la germinación. Donde Bhumibhamon (1973) al hacer uso de estos tratamientos logró una buena germinación en algunas especies, como tectona; pero él mismo especifica que estos pueden inducir daños cromosómicos y otras anomalías. Sin embargo Lynn (1967) concluyó que respecto a la irradiación en semillas, hubo más efectos negativos que positivos, y por causa de esto no se puede recomendar la aplicación práctica de ninguno de estos métodos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Descripción del área de estudio

El presente trabajo se realizó bajo condiciones de invernadero ubicado dentro de las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”. Dicha institución está ubicada en la Colonia Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Con posición de 25° 21' 5.44" de latitud norte y 101° 01' 41.14" de longitud oeste, a una altura aproximada de 1720 m.s.n.m.

Material genético

Se utilizó semilla de cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) recién colectada en la localidad de Buenavista, Saltillo, Coahuila. Las semillas que se recolectaron se cribaron para quitarles las impurezas tales como ramas, cascara, hojas y algunos otros residuos y se obtuvo 300 gramos de semillas para la muestra de trabajo, posteriormente se aplicaron los tratamientos adecuados para cada uno finalmente se pusieron a germinar en el vivero de forestal en charolas de unicel de 77 cavidades a una temperatura de 25° ± 1° C, por 30 días.

Tratamientos

Los tratamientos seleccionados fueron seis, **T1**: Testigo (sin tratamiento); **T2**: Escarificación (manualmente con la lija No. 36), consistió en reducir el grosor de la testa de la semilla; **T3**: Agua corriente 48 horas, **T4** Remojo en agua caliente a 60° C por 5 minutos, **T5**: Remojo en nitrato de potasio al 2% por 10 minutos; **T6**: Remojo en ácido sulfúrico a 100 ppm por 10 minutos.

Variables Evaluadas en Invernadero

Capacidad de Germinación (C.G. %) Esta variable fue obtenida a los 31 días, solo se contaron las plántulas normales emergidas sobre el sustrato.

Índice de Velocidad de Emergencia (I.V.E.) Se logró obtener a través de los conteos diarios de plántulas emergidas con 4 milímetros de longitud sobre la superficie del sustrato, hasta los 31 días.

Se utilizó la fórmula de (Maguire, 1962):

$$IVE = \frac{No\ P/d + \dots + No\ P/d}{d}$$

Dónde:

IVE = Índice de velocidad de emergencia

No P = Número de plántulas emergidas

d = días después de la siembra.

Longitud de Plántula (L.P. cm) Fueron tomadas al azar 10 plantas normales por repeticiones y tratamientos; se obtuvo a los 31 días después de la siembra.

Longitud de Radícula (L.R. cm) Esta se midió en las mismas 10 plantas antes mencionadas y se evaluó a los 31 días después de la siembra.

Metodología

Se utilizó el sustrato comercial Peat-moos BM2 (70 %), previo a un humedecimiento la siembra se realizó en charolas de unicel de 77 cavidades, se depositó una semilla por cavidad; las condiciones de temperatura al interior del invernadero , oscilaron entre 25° C a 30° C, con humedad relativa de 80 %, el riego se aplicó cada dos días.

Diseño experimental

Para analizar la información obtenida de las variables estudiadas, se utilizó un diseño completamente al azar, y la comparación de medias se realizó mediante la diferencia

mínima significativa (DMS), con un nivel de significancia de $P \leq 0.01\%$, Steel and Torrie, utilizándose el programa estadístico de la UANL.

Modelo Lineal:

$$Y_{ij} = \mu + \alpha_i + E_{ij}$$

Dónde:

Y_{ij} = Variable observada

μ = Media general

α_i = Efecto de tratamientos

E_{ij} = Error experimental

i = 1,2.....5 y 6 tratamientos

j = 1.....3 repeticiones

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo a los análisis realizados con las variables y tratamientos evaluados, a continuación se presentan en el cuadro 1, los resultados obtenidos para cada una de las variables de calidad fisiológica, así como el vigor de la especie estudiada, con su significancia estadística.

Cuadro 1. Concentración de medias de los parámetros evaluados en los tratamientos del experimento bajo condiciones de invernadero.

Tratamientos	CAPACIDAD DE GERMINACIÓN (%)				PRUEBAS DE VIGOR			
	GS	PN	PA	SSG	PC	IVE	LMP (cm)	LMR (cm)
T1	50.66	40*	10.66	49.33*	18.66	0.17*	6.47	5.26
T2	36	28ns	8	64**	21.33	0.05	6.46	5.75
T3	73.32**	62.66**	10.66	26.66ns	18.66	0.35**	6.88	7.47
T4	63.33*	53.33**	10	36ns	32	0.17*	5.87	5.72
T5	65.33*	49.33*	16	34.66ns	18.66	0.24**	6.16	4.93
T6	46.66	42.66*	4	53.33*	17.33	0.2	6.65	5.06
N.S.	0.01	0.01	0.01	0.01		0.01	0.01	0.01
G.L.	5	5	5	5	5	5	5	5
C.V.	17.85%	20.19%	44.97%	17.54%	39.19%	36.33%	17.62%	32.17%

N.S.= Nivel de Significancia; G.L.= Grados de Libertad; C.V.= Coeficiente de Variación; P.C.= Primer Conteo; P.A.= Plántulas Anormales; S.S.G.= Semillas Sin Germinar; I.V.E.= Índice de Velocidad de Emergencia; LMP= Longitud Media de Plúmula; LMR= Longitud Media de Radícula; **= Altamente Significativo; *= Significativo; ns = No significativo; DMS = 0.01; GS = Germinación Estándar.

Germinación Estándar (GE).

En el cuadro 1, se observa que el tratamiento 3 remojo en agua por 48 horas, es altamente significativo y es el mejor tratamiento. Y se deduce que el remojo en agua ablando la testa de la semilla, permitiendo la oxigenación de la misma y la entrada de agua así el interior, teniendo como resultado una germinación más rápida y eficiente. Esto concuerda con los resultados obtenidos por Jordán y Nobel (1979) obtuvieron 92% de germinación en su investigación al humedecer las semillas por 48 horas a una temperatura de 21°C en semillas de *Agave deserti Engelm*, y en cinco subespecies de *Yucca whipplei*.

Con respecto al tratamiento 5 remojo en KNO_3 al 0.2% por 10 minutos con un porcentaje de germinación del 65.33 % es el segundo mejor tratamiento de acuerdo a la gráfica de comparación de medias. Esto se debió a que el KNO_3 actuó de forma directa sobre la testa de la semilla, aunque tal vez pudo afectar el embrión de la semilla y por eso existe una diferencia de porcentaje con respecto al tratamiento 3. Estos resultados son parecidos a los de Gill *et al.* (1986) y Scifres (1974) en germinación semillas del género *Acacia* encontraron resultados significativos en la eliminación de latencia.

Así mismo el tratamiento 4 remojo en H_2O a 60°C por 5 minutos tuvo una diferencia significativa en comparación con el testigo ya que tuvo el 63.33 % Los incrementos de la germinación con la aplicación de agua caliente se debieron a una brusca disminución de la dureza, lo cual ha sido informado por otros autores. Esto lo respalda González *et al.* (1998) ya que obtuvieron hasta 95% de germinación en semillas de plantas arbóreas. Con respecto al tratamiento 2 escarificación con lija no tubo diferencia significativa. Probablemente fue por un lijado excesivo el cual dañó el embrión. De igual forma el tratamiento 6 remojo en H_2SO_4 a 100 ppm por 10 minutos no tuvo diferencia estadística significativo, se debió posiblemente al tiempo de remojo de la semilla o por una concentración excesiva de H_2SO_4 .

Los resultados obtenidos con la escarificación con lija no concuerdan con los de Rossini *et al.* (2006) Donde al trabajar en invernadero, encontraron que la escarificación mecánica con lija en la testa de semillas de Fabaceae como *Sophora secundiflora*, *Caesalpinia spinosa*, *Haematoxylon campechianum* y *Leucaena glauca*, reflejaron desde un 70 hasta un 100 % de germinación, donde la mejor respuesta fue para esta última especie, la información discutida anteriormente, se presenta con toda claridad en la figura 4.

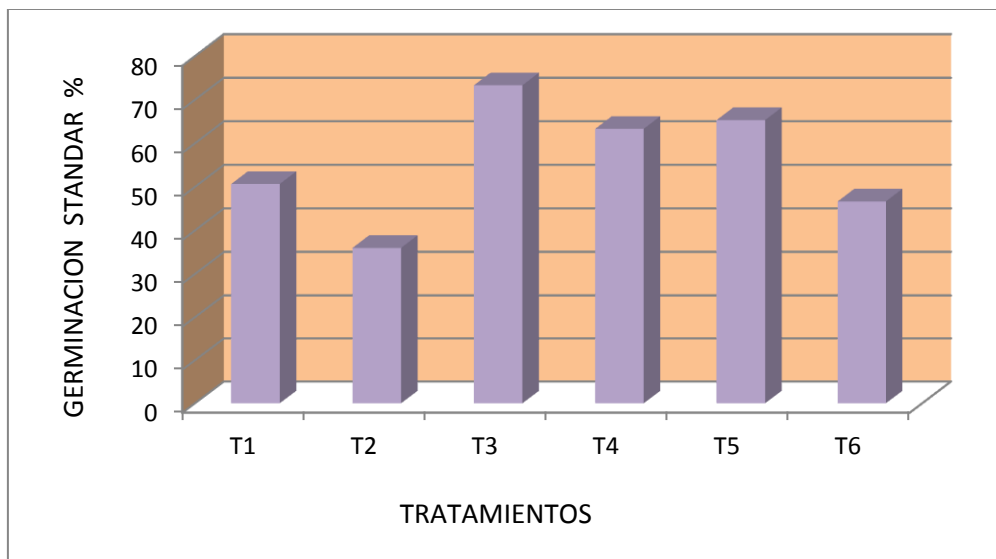


Figura 4. Comparación de medias de Germinación Estándar en semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Plantas normales (PN %).

Los parámetros estudiados en la Figura 2, se refieren a que las plántulas una vez germinadas, están sanas, y poseen todos sus componentes necesarios para desarrollarse en campo, y que por ello se consideran plántulas normales.

En esta variable se observó que el mejor tratamiento fue el T3, semillas en remojo de H₂O por 48 horas, esto es coincidente con lo obtenido en el parámetro anterior G.T con un 62.66 % de Plántulas siendo altamente significativa con respecto al testigo, probablemente se deba a que afecto al embrión. Por su parte Camacho (1994) menciona que al remojar la semilla con agua se elimina la impermeabilidad de la misma esto concuerdan con este trabajo.

Con respecto al tratamiento T4 también tiene un nivel significancia alto en comparación con el testigo posiblemente se deba a que al igual que el T3 el agua no tuvo efecto sobre el embrión.

Los tratamientos T5, T6, T1, tuvieron resultados significativos esto nos indican que las semillas eran viables. Esta variable es la más importante de todos los demás ya que son estas las que generaran una planta de calidad y tendrán la capacidad de competir con las demás plantas para sobrevivir.

El T2 no tuvo significancia estadísticamente, esto pudo deberse porque al lijar las semillas no se tuvo el cuidado necesario y se dañó el embrión por lo que se recomienda una lija más delgada ya que Faria y Gonzales (1995) mencionan que los resultados pueden ser favorables con el cuidado necesario.

A continuación se presenta en la gráfica 2 lo que se analizó anteriormente.

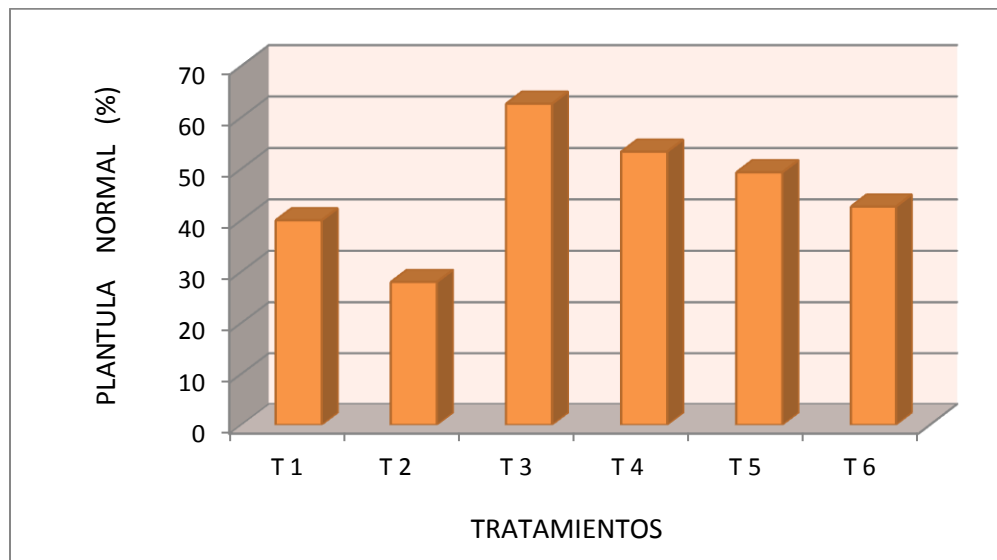


Figura 5. Comparación de medias de Plantas Normales en semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Plántulas anormales (PA)

En la figura 5. Se observó que en el T5, KNO₃ al 0.2% por 10 minutos obtuvo un porcentaje de 16% de planta anormal, seguido del T1 y T3 con un 10.66%, T4 10 %, T2 8 % finalmente T6 4%. El indicador planta anormal nos indica que las semillas es

viable pero dentro de ella se encuentra algún problema fisiológico el cual interviene en el proceso de la germinación dando como resultado plantas deformes o mal formados, estas plantas no entran dentro del porcentaje de germinación.

Lo que se dedujo en la comparación de medias es lo siguiente; T6 y T2 superaron a los demás tratamientos teniendo el más bajo resultado de plantas anormales pero en comparación a las demás variables fueron superados como en (G.S), (P.N) y (S.S.G). Estos resultados son similares a Fariñas *et al.* (1997) quienes encontraron que el ácido sulfúrico disminuye el porcentaje de plantas anormales.

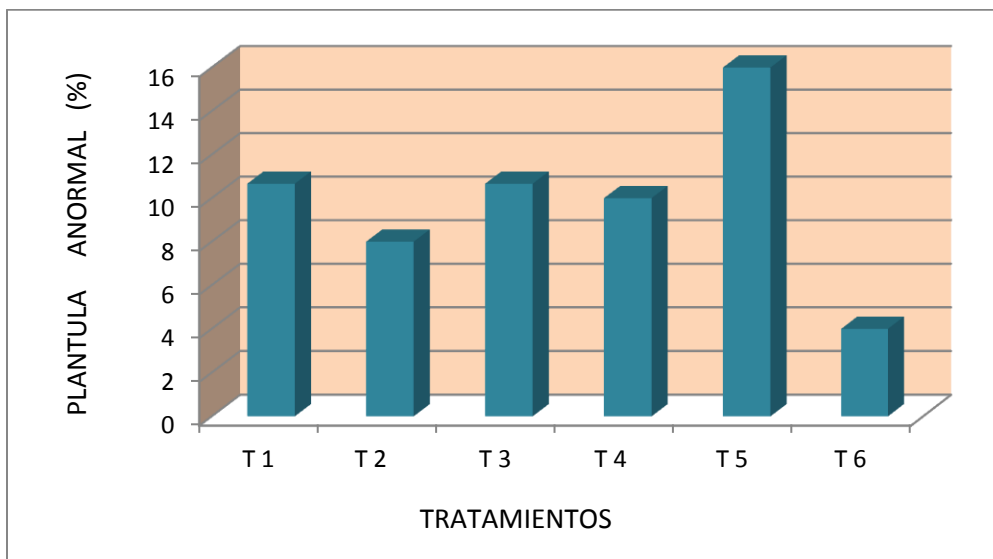


Figura 6. Comparación de medias de Plantas Anormales en semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Semillas Sin Germinar (SSG %)

En el figura 6 se muestran los resultados de medias para la variable S.S.G. se observó que el T2, escarificación con lija presento un 64% de semillas sin germinar mientras que T6 y T1 presentaron un porcentaje de 53.33 y 49.33% de semillas sin germinar, en

comparación con los demás tratamientos fueron los que presentaron el mayor porcentaje de semillas sin germinar.

Con respecto a los tratamientos, T3 con 26.66%, T5 con 34.66 y T4 con 36% fueron los mejores ya que son los que menor porcentaje de semillas sin germinar tuvieron, cabe mencionar que este parámetro es muy importante porque nos indica que el tratamiento que se está aplicando puede dañar el embrión o puede beneficiarlo, esto nos dice que aplicar tratamientos a las semillas ayudan al proceso de la germinación y por ende aumenta su calidad fisiológica, estos resultados concuerdan con los analizados por Poulcen (1993) .

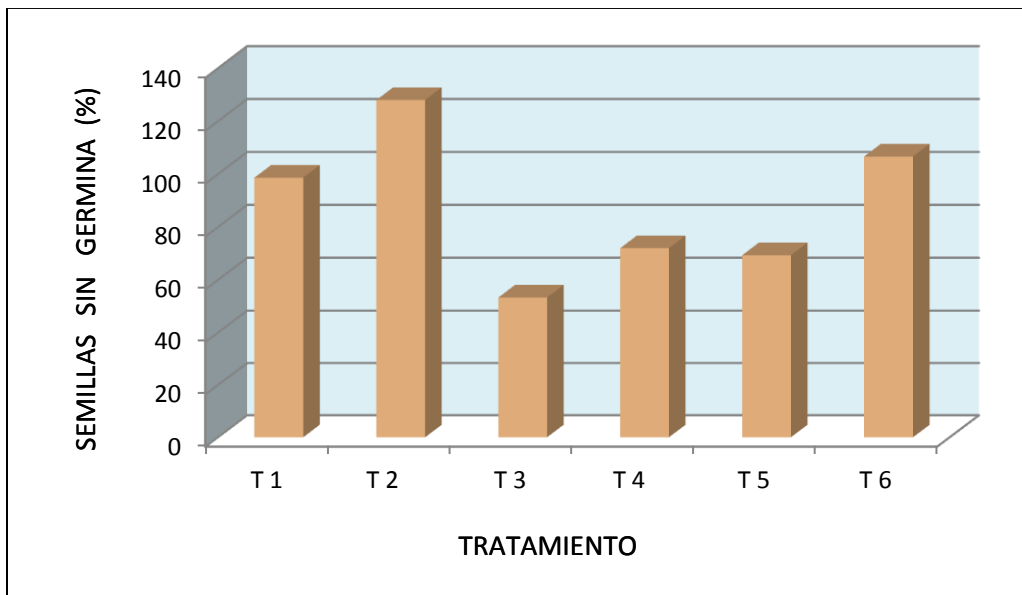


Figura 7. Comparación de medias en **Semillas sin Germinar** de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Vigor

Es importante mencionar que dentro del variable vigor se evaluaron primer conteo (P.C), Índice de Velocidad de Emergencia (IVE), Longitud Media de Plúmula (LMP cm) y Longitud Media de Radícula (LMR), y la información se presenta a continuación:

Primer Conteo (P.C)

En la gráfica 5 se muestran los resultados de la variable P.C. que se evaluó a los 21 días después de sembrarla, en este parámetro las semillas muestra la capacidad que tienen para emerger más pronto que los otras.

En la comparación de medias que se muestra en la figura 5 se observó que el T4 superó a todos los tratamientos con un 32 % de germinación en seguida del T2 con 21.33% quedando en segundo lugar de la tabla de medias, esto nos indica que el agua caliente y el lijado acelera el proceso de germinación acortando el tiempo de emergencia es congruente con los resultados encontrados por Camacho (1994).

Con respecto a los tratamientos, T3 y T5 y el testigo tuvieron el mismo porcentaje de emergencia probablemente se deba a que el T3 y T5 necesitaron mayor tiempo de remojo las semillas para que la cubierta se ablandara más.

En cuanto al T6 el resultado no fue significativo, no solo en este parámetro evaluado también en los anteriores no fue significativo lo que nos lleva a deducir que la semilla fue sometida a una concentración muy fuerte de ácido sulfúrico.

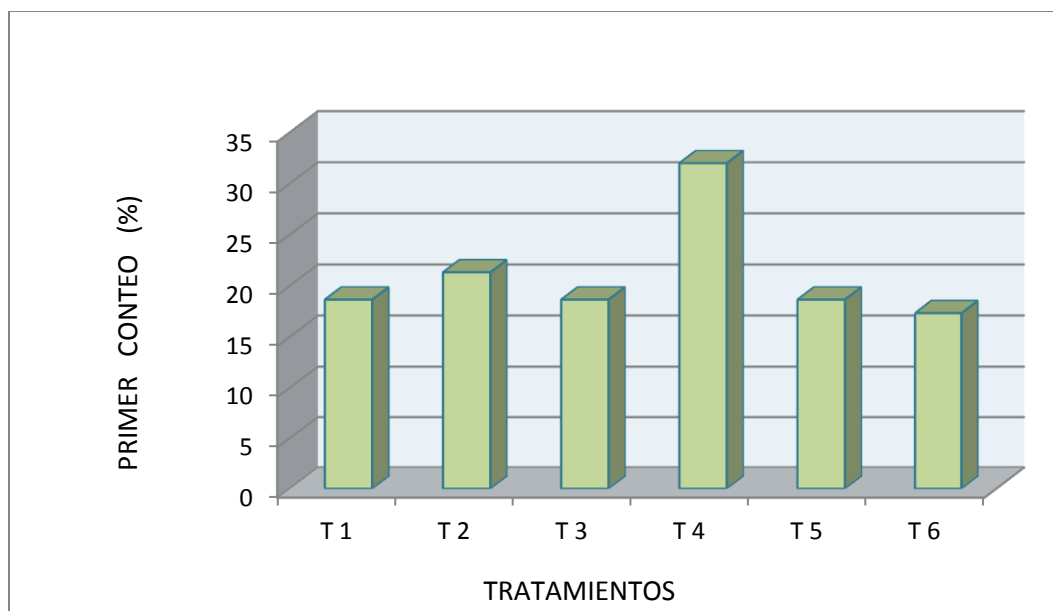


Figura 8. Comparación de medias en el **Primer conteo a los 21 días** en semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Índice de Velocidad de Emergencia (IVE)

Al evaluar esta variable se determinó que el mejor tratamiento fue T3 con un porcentaje de 0.35%, el ablandamiento de la testa de la semilla que es donde actúa el remojo en agua permitió el intercambio gaseoso, seguido de T5 0.24% este tratamiento es altamente significativo al igual que el T3 y se presume que es por haber contribuido al rompimiento de la impermeabilidad de la semilla, Camacho (1994) en sus resultados obtenidos deduce que se trata de una dormición mecánica en la semilla, ya que al debilitar la testa por las roturas y ralladuras, o ablandamientos con los métodos físicos, químicos y mecánicos, se estimula la germinación. Los tratamientos T6 0.2% T4 0.17%, T1 0.17%. García y Martínez (1994) mencionan que las cubiertas seminales en algunas semillas, imponen una dormición, en la que interfiere con la captación del agua, y las capas de tejidos que rodean al embrión limitan el intercambio gaseoso de este con el exterior la escarificación en la testa, permitirá la emergencia. El T2 con

0.05% de emergencia no tubo valor significativo quedando por debajo de todos los tratamientos incluso del testigo.

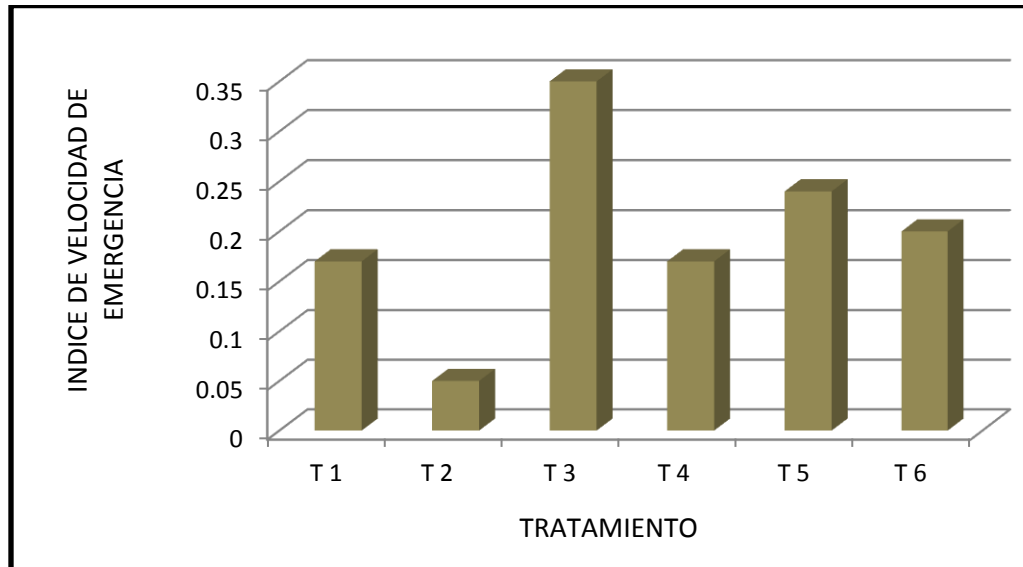


Figura 9. Comparación de medias en Índice de Velocidad de emergencia en semillas de Cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Longitud Media de la Plúmula (LMP CM)

En esta variable se analizó que el T3 remojo en H₂O por 48 horas se obtuvo el 6.88 cm de longitud media de plúmula, seguido de T6, remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos con un 9.65 cm de longitud media de plúmula dado que estadísticamente hablando no hubo diferencia significativa entre tratamientos solo numérica.

Sin embargo García y Martínez (1994) observaron que los factores externos más importantes como la humedad, la temperatura y la aireación, son muy indispensables para que el embrión pueda obtener la energía necesaria en sus actividades metabólicas; y el efecto global de las temperaturas alternas en el día y la noche, se verá reflejado una en la germinación y la otra en la fase de crecimiento de la plántula

esto es posible al rompimiento de la testa de la semilla por tratamientos físicos y químicos.

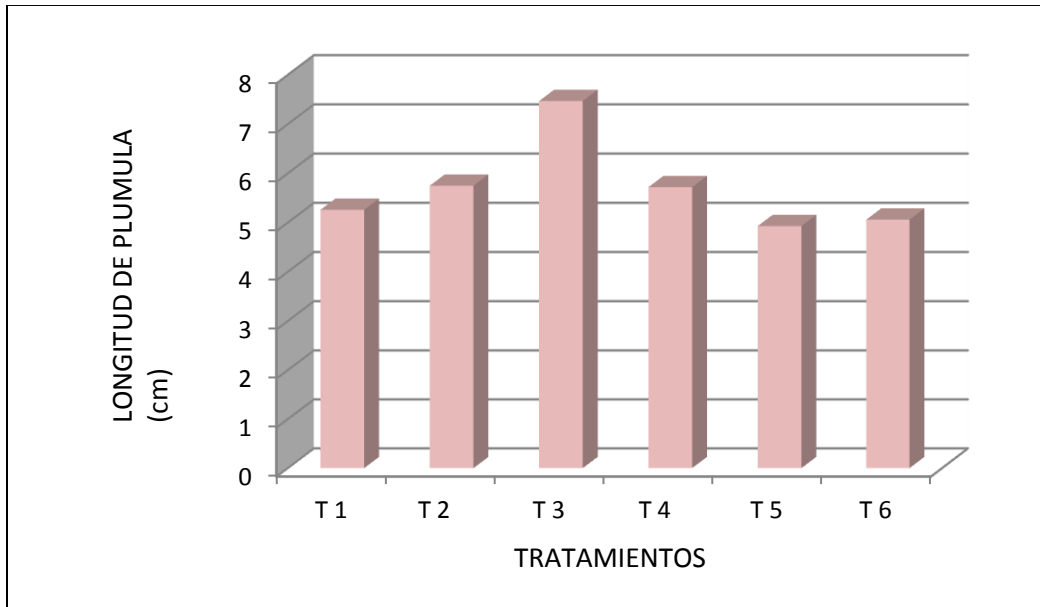


Figura 10. Comparación de medias en Longitud de Media de la Plúmula (LMP cm) en semillas de cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

Longitud Media de Radícula (LMR)

En la figura 8 se observó que el T3 remojo en H₂O por 48 horas presento el 7.47 cm de LMR siendo este el mejor tratamiento en comparación a todos en seguida de T2 5.75 cm, T4 5.72 cm, T1 5.26 cm, T6 5.06 cm, T5 4.93 cm, siendo T5 el que presento el menor resultado en comparación a los demás tratamientos, aun que estadísticamente no se mostraron diferencias significativas entre tratamiento.

Se concluye que las diferencias encontradas solo son numéricas, ya que no existen diferencias significativas estadísticamente. Esto concuerda con Valdez *et al.* (2003) que

al evaluar esta misma variable en plantas de *atriplex canescens* con tratamientos similares no encontró diferencia significativa.

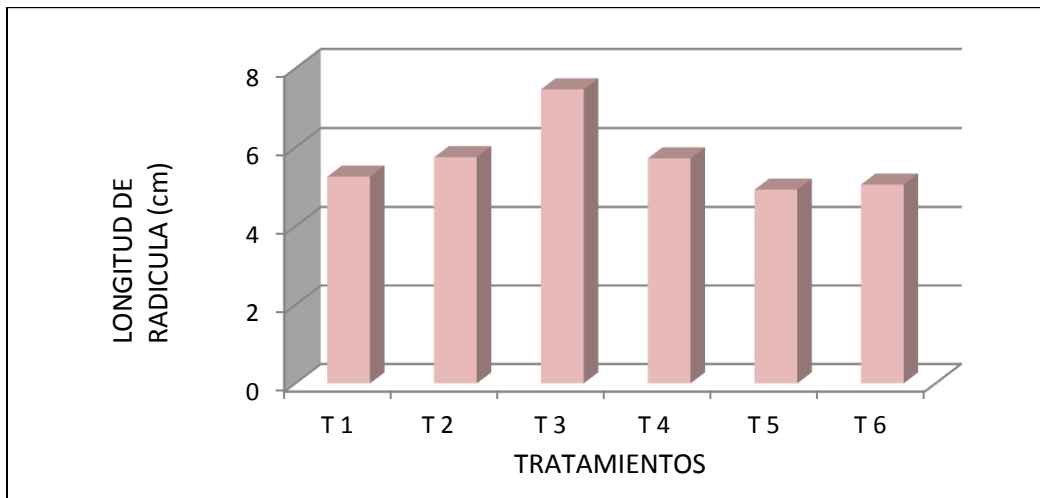


Figura 8. Comparación de medias en Longitud de Media de la Radicula (LMR cm) en semillas de cortadillo (*Nolina cespitifera* Trel.) bajo condiciones de invernadero.

T1= testigo, T2= escarificación con lija T3= remojo en H₂O por 48 horas T4= remojo en H₂O a 60°C en 5 minutos T5= remojo en KNO₃ al 0.2 % por 10 minutos T6= remojo en H₂SO₄ a 100 ppm por 10 minutos.

CONCLUSIONES

De acuerdo a los resultados obtenidos, en esta investigación se concluye lo siguiente:

Las semillas de *Nolina cespitifera* si presenta latencia, la cual se presenta en forma externa (Testa) por lo que necesitan de un tratamiento previo para eliminar la dureza y la impermeabilidad de esta, y así obtener una germinación más rápida y así mismo plantas más vigorosas.

El remojo en agua por 48 horas, y el remojo en KNO₃ al 0.2 % ayudaron a romper la latencia y así tener mayores porcentajes de germinación y vigor en plántulas de la especie estudiada.

La escarificación con lija, no tuvo efecto, ya que presento el más bajo porcentaje de germinación y para las demás variables de igual manera, se recomienda tener más cuidado al lijar las semillas para no dañar el embrión.

Una vez observado que el T3 fue un buen tratamiento para acelerar el tiempo de la germinación de las semillas de *Nolina cespitifera* Trel. Se recomienda utilizar este tratamiento para la producción de plántulas en vivero y en un futuro realizar plantaciones comerciales.

LITERATURA CITADA

Aguirre, A. C. 1974. Coeficientes de agostadero de la República Mexicana. Estado de Sonora. S.A.G. COTECOCA. México.

Allred, B. W., 1950. Southwestern range plants. Sheep Goat Raiser Mag. 26 (6).

Arredondo, V. D. 1981. Componentes de la vegetación del rancho demostrativo "Los Angeles". Tesis profesional. UAAAN. Saltillo, Coahuila. 63 p.

Baskin, J. and C. Baskin. 2004. A classification system for seed dormancy. Seed Science Research 14:1-6.

Benson, L. and R. A. Darrow. 1954. The trees and shrubs of Southwestern desert. The University of Arizona, Press. Tucson, Arizona.

Bhumibhamon, S. 1973. Seed problems in Thailand. En "Seed Processing" Proc. Symposium IUFRO Working Group on Seed Problems, Bergen, Vol. II, Paper 2.

Bidwell, R. G. S. 2002. Fisiología Vegetal. Tercera reimpresión. Ed. Editor, S. A. México, D. F. pp. 569-581.

Bradbeer, J. W. 1988. Seed Dormancy and Germination. Published in the USA by Chapman and Hall New York.

Camacho, M. F. 1994. Dormición de Semillas. Causas y Tratamientos. Primera edición. Editorial Trillas, S. A. de C. V. México, D. F. 117p.

Ciotti, E. M.; S. Altuve y F. Reyes. 2006. Calidad de semillas en *Stylosanthes guianensis* cv Graham. Universidad Nacional de Nordeste. Comunicaciones Científicas y Tecnológicas. Resumen: A-017. Catedra Forrajicultura-Facultad de Ciencias Agrarias. Sargento Cabral 2131 3400 Corrientes.

Cruse, R., 1949. A chemurgic survey of the desert flora in the American Southwestern. Economic Botany 3 (2).

Delouche, J. 1971. Determinants of seed quality. Seed technology laboratory. Missisipi. State University. USA. pp. 53-68.

Devlin, R. M. 1982. Fisiología Vegetal. Cuarta edición. Ed. Omega, S. A. Barcelona. pp. 471-481.

Duffus, E. y C. Slaughter. 1985. Las Semillas Y Sus Usos. Primera Edición. Ed. AGT. S. A. México, D. F. pp. 88.

Duisberg, P. C. and J. L. Hay., 1971. Economic botany of arid regions (In: Mc. Ginnies, et al. Food, fiber and the arid lands). The University of Arizona Press. Tucson, Arizona.

Flores, H. A. 2004. Introducción a la Tecnología de las Semillas. Ed. UACH. Primera edición. México, D. F. pp. 65-67.

Freman, C.E. (1975. Germination responses of a New Mexico populations of Parry Agave (*Agave parryi* Engelm, var *parryi*) to constant temperature, water stress, and pH. *The Southwestern Naturalist* 20;69-79.

Galiussi, E. 2006. La siembra Boletín de Divulgación Técnica N 4. Área Dendrología. Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata (UNLP). 5 p.

García V., M. y Celestino M., E. 1999 Guía para el establecimiento de plantaciones de cortadillo. INIFAP - CIRNE. Campo Experimental Saltillo. Técnico Núm 7. Coahuila. Mexico. 16 p.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1971. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Marino. A. A. CECSA, México. 809 p.

Gianfelici, R. 2003. Calidad de Semillas: Advertencias sobre el maíz campaña 2003/04. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. Estación Experimental Agropecuaria (INTAEEA) de Oliveros.

Gloria, H. G., et al. 1997. Plantas de pastizales y bosques. UAAAN. Serie Recursos Naturales. Saltillo, Coahuila.

Hampton, J. 1995. Methods of viability and vigour testing: a critical appraisal. In seed quality: Basic Mechanisms and Agricultural Implications (ed. A.S. Basra) pp. 112-152. Food Produci's Press. New York.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1971. Propagación de plantas, principios y prácticas. Trad. Marino. A. A. CECSA, México. 809 p.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1988. Propagación de Plantas. Ed. Continental, S. A. de C. V. México, D. F. 760 p.

Jones, Q. and F. R. Earle. 1966. Chemical analysis of seeds II: oil and protein content of 759 species. *Economic Botany* 20 (2).

Jordan, P.W. y Nobel P.S. (1976). Infrequent establishment of seedlings of *Agave deserti* (Agavaceae) in the Northwestern Sonoran desert. *American Journal of Botany*. 66:1079-1084

Kearney, T. H. and R. H. Peebles. 1960. The Arizona flora. University of California Press. Berkeley, Los Angeles.

Loomis, R. S. y D. J. Connor. 2002. Ecología de cultivos. Productividad y manejo en sistemas agrarios. Ed. Mundi-Prensa Libros. ISBN 8484760804, 9788484760801. 591 p.

Lynn, M. 1967. Ionizing radiations in forest and forestry (excluding the use of radioactive tracers). Forestry Abstracts 28 (1), Comm. For. Bureau, Oxford.

Moreno, M. E. 1996. Análisis Físico y Biológico de Semillas Agrícolas. Universidad Nacional Autónoma de México. Tercera Edición. México, D. F. pp. 113.

Niembro, R. A. 1998. Semillas de Árboles y Arbustos. Ontogenia y Estructura. Ed. Limusa, S. A. de C. V. Primera edición. México, D. F. pp. 271.

Ochoa, D. G., 1979. Impulso a los aprovechamientos forestales no maderables en el Estado de Sonora. IV Simposio sobre el medio ambiente del Golfo de California. Memoria. Pub. Esp. No. 17, Ins. Nal. Inv. For. México.

Orozco A., M. S., Ponce de L., L., Grether R., García M., E. 2002. Germination of four species of the genus *Mimosa*(Leguminosae) in a semi-arid zone of Central Mexico. Journal of Arid Environments 55: 75 –92.

Payeras, A. 2008. Estratificación y escarificación de semillas de árboles. En Línea: <http://www.bonsaimenorca.com/index.php/2008022751/Estratificacion-de-Semilas.html> Consulta: marzo 2013.

Patiño, F., P. De la Garza, Y. Villagomez, I. Talavera y F. Camacho. 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 p.

Peralvo, D. 2008. Factores que Afectan la Calidad de la Semilla. Agrytec.com - Agronegocios y Tecnología en la Red. En Línea: http://www.agrytec.com/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=314 Consulta: Febrero de 2009.

Poulsen, M. K. 1993. Calidad de la Semilla. Concepto, medición y métodos para incrementar la calidad. En Línea: <http://orton.catie.ac.cr/reprodoc/A0025S/A0025S03.pdf> Consulta: Febrero de 2009.

Productora de Semillas (PROSEMILLAS). 2002. Memorias. “7º. Curso-Taller de Semilla de Pastos”. Germipasto, S. A. La Ceiba, Honduras 10 al 13 de Abril.

Raven, P. H., F. E. Ray y E. E. Susan. 1991 a. Biología de las plantas. Tomo I. Ed. Reverté, S. A. Primera edición. México, D. F. pp. 361-369.

Raven, P. H., F. E. Ray y E. E. Susan. 1991 b. Biología de las plantas. Tomo II. Ed. Reverté, S. A. Primera edición. México, D. F. pp. 734-743.

Rincón, S. F., Ruíz, T. N. A y Serrato, C. V. M. 1999. Semillas Transgénicas. X Curso de Actualización en Tecnología de Semillas. CCDTS-UAAAN.

Rojas, M. P., 1965. Generalidades sobre la vegetación del estado de Nuevo León y datos acerca de su flora. Tesis Doctoral. Universidad de Nuevo León.

Romahn de la Vega, C. F., 1992. Principales productos forestales no maderables de México. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, México. 250 p.

Rzedowski, J., 1978. La vegetación de México. Editorial Limusa. México.

Salisbury, B. F. y W. R. Cleon. 1994. Fisiología Vegetal. Cuarta edición. Ed. Iberoamérica. México, D. F. pp. 549-550.

Sánchez, C. J. y G. Zerecero L., 1980. La palmilla y su aprovechamiento en el estado de Sonora. Primera Reunión Nacional sobre Ecología, Manejo y Domesticación de las plantas útiles del desierto. INEDITO.

Sánchez, M. y J. E. Ferguson. 1986. Medición de Calidad en Semillas de *Andropogon gayanus*. Revista Brasileira de Sementes, vol. 8, no 1. pp. 9-28.

Sánchez, P. Y. y V. M. Ramírez. 2006. Tratamientos pregerminativos en semillas de *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit. y *Prosopis juliflora* (Sw.) DC. Universidad del Zulia. Facultad de Agronomía. Estado Zulia. Maracaibo, Venezuela. Apartado 15205. ZU4005. Rev. Fac. Agron. (LUZ). 23: 257-272.

Sierra, P. J. O. 2005. Fundamentos Para el establecimiento de Pasturas y Cultivos Forrajeros. Segunda edición. Editorial Universidad de Antioquía. Pp: 132-133. En Línea: http://books.google.com.mx/books?id=rbezH_133&lpg=PA133&dq=Autor++Sierra+2005+latencia&source=bl&ots=_5ec7MkR3h&sig=1Tk9bDnHjyp1t2oZM5bqrOYfjk&hl=es&ei=khKoSevDElr2sAOinL3mDw&sa=X&oi=book_result&resnum=10&ct=result#PPA136,M1 Consulta: marzo de 2013.

Universidad Politécnica de Valencia (UPV). 2003. Parte:III. Tema 17: Germinación de Semillas. En Línea: http://www.etsmre.upv.es/varios/biologia/Temas/tema_17.htm Consulta: abril de 2013.

Velázquez, M. A. 1980. Aprovechamiento de la palmilla *Nolina* sp. en el noreste del estado de Sonora. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco. México. 54 p.

Wallace, R. A., J. L. King y G. P. Sanders. 2003. Plantas y Animales. La ciencia de la vida. Primera reimpression. Ed. Trillas, S. A. de C. V. pp. 65-73.

Willan, R. L. 1991. Guía para la manipulación de semillas forestales. Estudio FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación) Montes 20/2. Para el Centro de Semillas Forestales de DANIDA. Roma, © FAO 1991M-31 ISBN 92-5-302291-4. 510 p.