

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA**

DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Germinación y Desarrollo de Plántulas de NOA (*Agave victoriae-reginae*) de una Población del Mezquital, Durango., en condiciones de laboratorio.

POR:

ISIQUIA GOMEZ RUIZ

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TÍTULO DE:**

INGENIERO EN AGROECOLOGIA

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

MAYO DEL 2012.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

Germinación y Desarrollo de Plántulas de NOA (*Agave victoriae-reginae*) de una Población del Mezquital, Durango., en condiciones de laboratorio.

TESIS

PRESENTADA POR:

ISQUIA GOMEZ RUIZ

BAJO LA SUPERVISIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA Y APROBADA
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OPTAR AL GRADO DE:

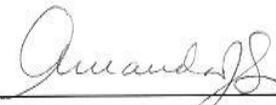
INGENIERO EN AGROECOLOGIA

COMITÉ ASESOR

ASESOR PRINCIPAL


M. C. HÉCTOR MONTAÑO RODRÍGUEZ

ASESOR:


M. C. AMANDA JARAMILLO SANTOS

ASESOR:


M. C. CÉSAR GUERRERO GUERRERO

ASESOR:


M. C. MA. DE JESÚS RIVERA GONZALEZ


DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS  de la División de Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

MAYO DEL 2012.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA

Germinación y Desarrollo de Plántulas de NOA (*Agave victoriae-reginae*) de una Población del Mezquital, Durango., en condiciones de laboratorio.

TESIS

PRESENTADA POR:

ISQUIA GOMEZ RUIZ

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL JURADO, EXAMINADOR,
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

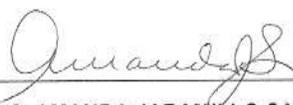
INGENIERO EN AGROECOLOGIA

COMITÉ EVALUADOR

PRESIDENTE:


M. C. HÉCTOR MONTAÑO RODRÍGUEZ

VOCAL:


M. C. AMANDA JARAMILLO SANTOS

VOCAL:


M. C. CÉSAR GUERRERO GUERRERO

VOCAL


M. C. MA. DE JESÚS RIVERA GONZÁLEZ


DR. FRANCISCO JAVIER SÁNCHEZ RAMOS

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE CARRERAS AGRONÓMICAS



Coordinación de la División de Carreras Agronómicas

TORREÓN, COAHUILA, MÉXICO.

MAYO DEL 2012.

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	vi
DEDICATORIAS	vii
I.INTRODUCCIÓN	1
1.1. Planteamiento del problema	3
1.2. Justificación	4
1.3. Objetivo.	5
1.4. Metas.	5
1.5. Hipótesis.	5
II.MARCO TEÓRICO	6
2.1. Origen de la palabra agave.....	6
2.2. Distribución de la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore)	6
2.3. Descripción Botánicas y Taxonómicas de la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).	8
2.4. Los principales Estados Productores de Agave	9
2.5. Diversidad del género Agave.....	9
2.6. Importancia del agave en México	10
2.7. La semilla.....	11
2.7.1. Vigor de la semilla	12
2.8. Hábitos reproductivos de <i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore.....	12
2.8.1. Reproducción y población de la NOA (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	12
2.8.2. Reproducción a base de cultivo <i>in vitro</i>	13
2.9. Estudio poblacional de la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).	15
2.10. Conservación	15
2.10.1. Conservación de la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).	15
2.11. Generalidades de la germinación	17

2.11.1. Germinación de semillas de diversas especies en condiciones de asepsia ...	18
2.11.2. Factores que afectan a la germinación.....	18
2.11.3. Factores no biológicos que afectaran al desarrollo del cultivo <i>in vitro</i> en la germinación.....	18
2.12. Usos de la NOA (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).	20
III.MATERIALES Y MÉTODOS	21
3.1. Ubicación geográfica del experimento	21
3.2. Estructuración física	21
3.3. Metodología	22
3.3.1. Material vegetal empleado.....	22
3.4. Diseño experimental.....	22
3.5. Etapa de germinación de semillas de <i>Agave victoriae-reginae</i> . T. Moore.	22
3.6. Procedimiento de siembra.....	22
Se utilizaron semillas de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i>) procedentes de una población del mezquital, Durango.....	22
3.7. Variables evaluadas para cada uno de los tratamientos.....	24
3.8. Tratamientos.....	25
IV.RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	26
4.1. Porcentaje de germinación.....	26
4.2. Días a la germinación de semillas.	28
4.3. Días a la emergencia de la hoja cotiledonar	31
4.4. Días de aparición de la 1° hoja verdadera.	33
4.5. Días de aparición de la 2° hoja verdadera.	35
V.CONCLUSIONES	37
VI.BIBLIOGRAFIA CITADA	39
ANEXO A. PREPARACIÓN DE SOLUCIONES DEL MEDIO M.S MODIFICADO POR ROBERT.	42
ANEXO B. LIMPIEZA DE LA CAMPANA DE FLUJO LAMINAR.	45

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Análisis de varianza de acuerdo al porcentaje de germinación de semillas de la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	27
Cuadro 2. Comparación de medias para el porcentaje de germinación de semillas en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore) con la prueba de Tukey (no son significativos). .	27
Cuadro 3. Análisis de varianza para los días a la germinación de semillas en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	29
Cuadro 4. Comparación de medias referente a los días en que germinaron las semillas de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore) con la prueba de Tukey (son significativos).	30
Cuadro 5. Análisis de varianza de acuerdo a los días de la aparición cotiledonar de semillas en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).	31
Cuadro 6. Comparación de medias de acuerdo a los días de la aparición cotiledonar de semillas en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore) con prueba de Tukey (Son significativos).....	32
Cuadro 7. Análisis de varianza de acuerdo a los días de emergencia de la 1° hoja verdadera en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	33
Cuadro 8. Comparación de medias de acuerdo a los días en que emerge la 1° hoja verdadera en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore) con prueba de Tukey (no son significativos).....	34
Cuadro 9. Análisis de varianza para la aparición de la segunda hoja verdadera en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	35
Cuadro 10. Compara de medias referente a la aparición de la segunda hoja verdadera en la Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore) con prueba de Tukey (son significativos).....	36

ÍNCIDE DE GRÁFICAS

Grafica 1. Porcentaje de germinación de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	35
Grafica 2. Días a la germinación de semillas de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	37
Grafica 3. Días de emergencia de la hoja cotiledonar de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	39
Grafica 4. Días de emergencia de la 1° hoja verdadera de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	41
Grafica 5. Días de aparición de la 2° hoja verdadera de Noa (<i>Agave victoriae-reginae</i> T. Moore).....	43

AGRADECIMIENTOS

A mi **Alma Tierra Mater**. Por darme la oportunidad de abrirme las puertas de su casa, para cumplir mis sueños y metas. Gracias por brindarme los apoyos necesarios para salir adelante y por permitirme terminar mi estudio profesional, donde recibí conocimientos y experiencias que me han enseñado en la vida a superarme y a luchar día a día. Por eso no te digo adiós sino hasta pronto.

Al MC. Héctor Montaña Rodríguez. Por haberme dado la oportunidad de formar parte de su trabajo de investigación. Gracias por brindarme su valioso apoyo, y su comprensión durante la realización de este trabajo.

A la MC. Amanda Jaramillo Santos. Le agradezco por brindarme su valioso tiempo, su atención, comprensión y apoyo durante la realización de este trabajo. Dios la bendiga hoy y siempre.

Al MC. Cesar Guerrero Guerrero. Quiero agradecerle por su valioso apoyo, dedicación que demostró en la realización de este trabajo.

A la MC. Ma. De Jesús Rivera González. Le agradezco por haberme ayudado a elaborar este trabajo, por su atención y apoyo.

Al DR. Jesús Vásquez Arroyo. Por haberme apoyado durante toda la Carrera profesional, por sus consejos, por orientarme, por confiar en mí, y por ser un ejemplo a seguir, ya que es un ser maravilloso. Siempre estaré agradecida y gracias a Dios que existen personas buenas, no me queda más que agradecerle de antemano todo el apoyo que me ha brindado para superarme cada día. Le deseo lo mejor en esta vida a lado de su hermosa familia que Dios lo bendiga hoy y siempre.

A todos mis profesores y al departamento de Agroecología. Por brindarme e inculcarme el conocimiento y apoyo para poder salir adelante en los momentos críticos y necesarios.

DEDICATORIAS

A dios y la virgencita. Por acompañarme en todos los momentos de mi vida, por darme valor, fuerza, fé, amor y paz. Gracias por guiarme para encontrar el camino de la felicidad y por darme la oportunidad de cumplir mis sueños.

A mis padres. María Ruiz Sánchez y Juan Gómez Sánchez Por ser los mejores padres que Dios me ha regalado. Gracias por traerme al mundo, por educarme, cuidarme, enseñarme, aconsejarme y guiarme en el camino del bien. Los quiero y los amo en lo más profundo de mi corazón.

A mis hermanos. Abelina Gómez Ruiz, Juan Carlos Gómez Ruiz, Bety Gómez Ruiz, María Gómez Ruiz, Daniel Gómez Ruiz, Alicia Gómez Ruiz, Lisandro Gómez Ruiz, Andrés Gómez Ruiz, por ser los mejores hermanos que me impulsaron a salir adelante, por apoyarme en cada momento los quiero a todos.

A Fernando Mario Gloria Zapata. Por ser una persona importante en mi vida, por apoyarme, ayudarme, enseñarme durante el tiempo que estuvimos juntos, por ser mi fortaleza y felicidad. Gracias por compartir los maravillosos momentos en esta vida; a **tu familia**, por darme la oportunidad de conocerlos y compartir momentos inolvidables, que Dios los bendiga siempre.

I.INTRODUCCIÓN

El género *Agave* se distribuye desde el Sur de Estados Unidos, a México, Centroamérica, Venezuela, Colombia, Perú, Bolivia, Paraguay, hasta las islas caribeñas. Se considera que en México existen 150 de las 200 especies de agaves reportadas, representando aproximadamente el 75% del total mundial por lo que se considera a este país su centro de origen, mayor riqueza, diversidad y endemismo (González, 2011).

En la actualidad, la disminución de estas plantas es a causa de una explotación extensiva e irracional como actividad económica, debido al saqueo comercial como: reproducción de plantas, licores, homeopatía, etc. para el mercado nacional e internacional y por la destrucción del hábitat (Díaz et al, 2004).

En las plantas contempladas en la NOM-059-SEMARNAT-2011 (lista de especies amenazadas, en peligro de extinción y sujetas a protección especial) con distribución en Coahuila, se encuentran principalmente las agaváceas que están en peligro de extinción, a quien pertenece el género más importante que es el agave., la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) (Cruz-Rodas, 2008).

El factor principal que ha alterado las poblaciones silvestres de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore), es la colecta de plantas con fines ornamentales que alcanzan altos valores en el mercado internacional. Por su endemismo y su crítica situación ha sido catalogada en peligro de extinción por las autoridades del país (Chávez, 1996).

La especie (*Agave victoriae-reginae* T. Moore), se distribuye desde Durango, Coahuila y parte de Nuevo León, algunas poblaciones ubicadas en el área de incendios, en el pasado han sufrido saqueo excesivo de plantas y semillas para ser llevadas a países desarrollados, por lo que actualmente la norma mexicana la considera en peligro de extinción. Con metodologías desarrolladas en el Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IIAF) se ha logrado la conservación de la semilla y su factibilidad de germinación hasta obtener plántulas en invernadero (Covián, 2011).

La madurez sexual de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) depende de las condiciones ambientales y su ciclo de vida fluctúa entre 20 y 30 años, el índice de germinación varía de 90 a 95 %. En cuanto a la producción de semillas, y presenta un promedio de producción de 43, 000 mil semillas por planta (Cruz-Rodas, 2008).

La ecología de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) es de zonas áridas donde la radiación e intensidad solar está presente, con periodos amplios de exposición. Existe una relación de este factor ambiental con la germinación de la semilla y el desarrollo de la planta en condiciones naturales (Cruz-Rodas, 2008).

Las técnicas de cultivo *in vitro* de tejidos ofrecen la posibilidad de multiplicar a aquellos genotipos valiosos, que pueden ser utilizados tanto para el establecimiento de plantaciones clonales como para la recuperación de zonas devastadas, cuyo uso fue sustituido por la inconsciente modernización de las áreas naturales, en sitios de urbanismo poblacional e industrial (Ángeles, 2006).

1.1. Planteamiento del problema

La Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) es una especie que se encuentra con mayor grado de amenaza en su supervivencia, mismo, que es de relevancia para la flora nacional y en particular de la Comarca Lagunera, por su nivel de endemismo y por el papel que desempeña en la estructuración de los ecosistemas áridos de nuestro país. Es por eso, que encontramos dos de las causas de la devastación de esta planta: la destrucción del hábitat y el saqueo de ejemplares con fines comerciales (Cruz-Rodas, 2008).

Existen elementos naturales (flora), delicados o susceptibles que justifican plenamente la protección estricta, ya que es imposible mantener su viabilidad de otra manera, pero que pueden coexistir de manera estrecha con la producción, hay formas de aprovechamiento de los recursos biológicos de manera diversificada y sostenible (Ángeles, 2006).

La falta de aprovechamiento de los recursos naturales en el desierto del centro norte de México es parte, solamente los procesos agrícolas y ganaderos son aplicados y requieren de gran inversión económica (Ángeles, 2006).

La explotación y aprovechamiento de recursos forestales no maderables es escasa, es por eso, que se plantea el aprovechamiento racional de diversos recursos como las agaváceas, como planta de ornato por medio de producción por semillas y por cultivo *in vitro* de tejidos, ya que hoy en día son una de las mejores alternativas que podemos utilizar para la propagación de las plantas en un corto periodo de tiempo (Ángeles, 2006).

1.2. Justificación

La Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) son plantas de crucial importancia para nuestro país, principalmente para México. A pesar de lo anterior, se han hecho relativamente pocos esfuerzos por estudiarlas, mejorarlas y conservarlas. Por eso han sido descuidadas al grado de que muchas de ellas se encuentran en peligro de extinción. Según la NOM-059-ECOL-2001, reconoce la existencia de 18 especies dentro del género cuya supervivencia se ve severamente amenazada en estos momentos. Esta situación se debe, principalmente por la explotación de poblaciones silvestres, y está amenazada por colectas que son utilizadas para un comercio ilegal y ser usadas como plantas ornamentales destruyendo con ello su hábitat (Domínguez et al., 2008).

Para lograr que esta especie no siga siendo objeto de extinción o de un manejo inadecuado, es importante realizar estudios que justifique su aprovechamiento, así como también hacer invitaciones para que las personas aprendan y sigan aprovechando la Noa siguiendo y respetando las normas para llevar a cabo un manejo adecuado y sustentable de este recurso.

La realización de este trabajo mediante la germinación de semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) por medio del cultivo *in vitro*, es una de las mejores alternativas para duplicar especies en peligro de extinción. Es por eso, que al realizar una práctica sobre procesos de germinación se observaran los días de germinación, aparición de hojas cotiledonares y los días de aparición de las hojas verdaderas del mismo. Por tal motivo, tiene una gran importancia económica, social, fisiológica y biológica, ya que son especies únicas en México motivo por el cual debemos de cuidar, proteger y valorar estas especies endémicas.

1.3. Objetivo.

Determinar los primeros estadios de la fenología de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) de una población del Mezquital, Durango., en condiciones de laboratorio

Determinar el índice de germinación y la aparición de las hojas verdaderas y cotiledonar, primera y segunda hoja verdadera de *Agave victoriae-reginae* T. Moore, en una población del Mezquital Durango.

1.4. Metas.

Conocer el porcentaje de germinación y determinar el tiempo de aparición de la hoja cotiledonar, la primera y segunda hoja verdadera.

1.5. Hipótesis.

Si el índice de germinación es alto y la aparición de las hojas verdaderas y cotiledonar es rápida entonces el índice de adaptabilidad de la especie es adecuado.

II.MARCO TEÓRICO

2.1. Origen de la palabra agave

La palabra agave se origina del griego AGAVUS, que quiere decir “noble”, “ilustre”, por lo que aplicándose a la planta del maguey, podría decirse “planta gentil, majestuosa y distinguida (Ramos, 2003).

La Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore), nombrada así por Thomas Moore en el año de 1875, cuyo nombre fue asignado en honor a la Reina victoria de Inglaterra y tiene su centro de origen en México, debido a que aquí se encuentra distribuida la mayoría de especies de este género, su distribución geográfica natural se extiende al Norte hasta al Suroeste de los Estados Unidos de Norte América y al Sur hasta Nicaragua (Gentry, 1982).

La mayoría de los agaves son monocárpicas, las cuales después de su única fase reproductiva mueren y tardan de 8 a 20 años en llegar a su edad reproductiva, momento en el cual comienza a crecer el escapo. Las flores son de varios tamaños y colores en las distintas especies, pueden ser desde unos tres centímetros hasta 14-20 cm. de largo, principalmente son protándricas, hermafroditas, autocompatibles con poca autofertilización, tienen seis tépalos erectos curvados, a veces desiguales (Cruz- Rodas, 2008).

2.2. Distribución de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

La Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) es una especie endémica de México, en peligro de extinción, con una distribución limitada a zonas de los estados de

Coahuila, Durango y Nuevo León, entre los 100° y 104° longitud oeste, 25° y 27° latitud norte, sólo se encuentra en localidades muy específicas debido a que crece en afloramientos de carbonato de calcio, sobre paredes verticales lo cual le confiere una distribución discontinuas o en islas (Ángeles, 2006).

Esta incluida en el apéndice II del CITES y ubicada como en peligro en extinción por la NOM-059. Durante el siglo pasado ha sido objeto de colecta para uso ornamental para un mercado internacional, generándose un saqueo masivo de miles de plantas y cientos de kilos de semillas por año por diversos agentes (coleccionistas, colectas científicas), siendo críticos durante década de los ochenta. La destrucción del hábitat y el saqueo de ejemplares con fines comerciales son dos de las causas de la devastación de las poblaciones nativas de esta planta (Cruz-Rodas, 2008).

El género *Agave*, se ubica en la familia *Agavaceae*, incluye varias especies de plantas adaptadas a condiciones áridas. Tienen una forma característica de roseta y posee raíces muy ramificadas, cutícula gruesa, hojas suculentas con estomas hundidas y metabolismo fotosintético. Se reportan 197 especies incluidas dentro de los dos subgéneros reconocidos (*Littaea* y *Agaveae*). De este total de especies, 136 las podemos encontrar en México. Numerosas especies del género *Agave* han sido utilizadas como alimento por los pobladores de Mesoamérica desde hace por lo menos 9,000 años. Son muchos los hallazgos arqueológicos que confirman el papel fundamental que estas plantas jugaron en el desarrollo de los pueblos autóctonos de la parte central de México (Domínguez et al., 2008).

Los sistemas productivos propios de la región han provocado el deterioro de las áreas con vegetación nativa, restringiendo las posibilidades de sobrevivencia a especies potencialmente útiles, en la actualidad este es el caso de la NOA (*Agave victoriae-reginae*) que en épocas pasadas debió poblar ampliamente grandes extensiones (Cruz-Rodas, 2008).

2.3. Descripción Botánicas y Taxonómicas de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

La descripción botánica de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore), es la siguiente (González et al., 2009):

Rosetas: Son pequeñas, compactas, solitarias o con vástagos, con tallo cortó no visible (o visible en plantas cultivadas).

Hojas: Son cortas, verdes con marcas blancas muy conspicuas, densa o laxamente imbricadas, 15-20 (-25) x 4-6 cm, linear ovadas, agudas o redondeadas en la punta, rígidas, gruesas, planas a cóncavas de arriba, fuertemente aquilladas a redondeadas abajo; margen córneo blanco, usualmente sin dientes, 2-5 mm de ancho, continuo hasta la base; espina terminal 0.5-3 cm de largo, de sección triangular a cónica, subbulada, muy ancha en la base, acanalada y abierta arriba, redondeadamente aquillada abajo, decurrente, con frecuencia con dos espinas laterales mas pequeñas.

Inflorescencia: Son espigadas, 3-5 m de ancho, erecta, densamente cubierta de flores en la mitad superior, brácteas, deltoides, largamente atenuadas.

Flores: Se encuentran en pares o tríos sobre pedicelos bifurcados, cortos y firmes, 40-46 mm, colores variados, los tépalos y estambres frecuentemente teñidos de rojo o púrpura; tépalos casi iguales, 18-20 x 5-6 mm, lineales, apiculados, extendidos, erectos, abrazando a los filamentos en la anthesis; filamentos 45-50 mm, insertos sobre el canto del tubo; anteras 18-21 mm, amarillas a color bronce.

Cápsulas: Son ovoides a oblongas, 17-20 x 10-13 mm, redondeadas en la base, apiculadas; semillas 3-5 x 2.5-3.5 mm, hemisféricas a lacrimiformes, a la marginal baja.

La clasificación de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore), es la siguiente (González, 2011):

Reino: Plantae

División: Magnoliophyta

Clase: Liliopsida

Superorden: Liliiflorae

Orden: Asparagales

Familia: Agavaceae

Género: Agave

Especie: *A. victoriae-reginae* T. Moore.

2.4. Los principales Estados Productores de Agave

México, también se encuentran en los bosques templados de la Sierra Madre Oriental, Sierra Madre Occidental, Sistema Volcánico Transversal y Sierras de Oaxaca y Chiapas. Los Estados con mayor diversidad de especies de Agaves son: Oaxaca, Chihuahua, Sonora, Coahuila, Durango y Jalisco (González, 2011).

2.5. Diversidad del género Agave

México, es el centro de origen y diversificación de los agaves, ha facilitado la adaptación a la sequía de la zona ecológica mas extensa del país: la árida y la semiárida con 84 millones de hectáreas o sea el 45.3% del territorio nacional estas plantas son aprovechables antes de la floración por lo tanto se inhibe la

reproducción sexual cortando el eje floral, para obtener el almacén rico de polisacáridos de sus tallos y base de las hojas. Suelen reproducirse por vía asexual como el Agave azul aun cuando existen especies propagadas solamente por semilla como *Agave victoriae-reginae* T. Moore. Debido a sus largos ciclos biológicos, son plantas multianuales que forman parte del paisaje natural y rural de México (Valenzuela, 2007).

2.6. Importancia del agave en México

Las especies del genero Agave han sido importantes para los pobladores de México desde tiempos remotos, y se mantienen como una opción productiva interesante en diversas zonas áridas y semiáridas del país. Esto se debe a la amplia diversidad de usos que tienen estas plantas, ya que son productoras de alimento, de fibras naturales, de materia prima para elaborar bebidas alcohólicas y de materiales para la construcción, recientemente su importancia como planta ornamental se ha incrementado (Domínguez Rosales et al, 2008).

En México, los agaves han tenido y tienen una gran importancia económica y cultural para numerosos pueblos indígenas y mestizos, que los han aprovechado durante siglos como fuente de alimento, bebida, medicina, combustible, cobijo, ornato, fibras duras extraídas de las hojas, abono, construcción de viviendas y elaboración de implementos agrícolas, entre otros usos (García, 2007).

Los agaves poseen estrategias para sobrevivir en ambientes secos o periódicamente secos, especialmente en el suelo, con fuertes fluctuaciones de temperatura entre el día y la noche, las cuales tienden a limitar la pérdida de agua por transpiración y acumularla en tejidos especializados. Mientras que el desarrollo de succulencia en las hojas, es una de sus adaptaciones más

conspicuas, ya que el agua almacenada durante la época de lluvias permite que la planta sobreviva durante algún tiempo en ausencia de suministro de agua del exterior. Por otro lado el sistema de la raíz de los agaves es superficial, lo cual facilita la absorción de agua de lluvia, generalmente escasa, y que sólo humedece la superficie del suelo; de tal manera que la probabilidad de supervivencia de una roseta en sequías prolongadas depende del volumen de agua y de los carbohidratos almacenados durante épocas favorables (García, 2007).

2.7. La semilla

Las semillas proceden de los primordios o rudimentos seminales de la flor, una vez fecundadas y maduras. Su función es la de dar lugar a un nuevo individuo, perpetuando y multiplicando la especie a la que pertenecen. La semilla consta esencialmente de un embrión formado por un eje embrionario y uno, dos o varios cotiledones, una provisión de reservas nutritivas, que pueden almacenarse en un tejido especializado o en el propio embrión, y una cubierta seminal que recubre y protege a ambos (Pérez et al., 2003).

Las semillas: Son la unidad de reproducción sexual de las plantas. Además, es uno de los elementos más eficaces para que la especie se disperse, tanto en el tiempo como en el espacio. Para que la semilla cumpla con su objetivo es necesario que el embrión se transforme en una plántula, que sea capaz de valerse por si misma y, finalmente convertirse en una planta adulta. Todo ello comprende una serie de procesos metabólicos y morfogenéticos cuyo resultado final es la germinación de las semillas (Pérez et al., 2003).

2.7.1. Vigor de la semilla

Es una característica de importancia a considerar para aumentar la probabilidad de éxito de germinación y establecimiento de las poblaciones vegetales (Almaraz et al., 2005).

2.8. Hábitos reproductivos de *Agave victoriae-reginae* T. Moore.

Debido a que el ciclo de vida o de reproducción es muy amplio, que va de 15 a 20 años para llegar a su madurez sexual y su reproducción es única, esta se lleva a cabo raramente mediante propágulos o estolones, y también por medio de semillas siendo este último el más importante (Vázquez, 1990).

2.8.1. Reproducción y población de la NOA (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

La planta de Noa (*Agave victoriae-reginae*) puede reproducirse en forma vegetativa. Este tipo de reproducción se lleva a cabo por medio de rizomas que se extiende a partir del tallo de la planta surgiendo la nueva planta que se separa de la planta madre. El rizoma es grueso de color blanco, con nudos a corta distancia con entrenudos de 1cm. entre ellos. Pero durante la observación de su crecimiento dentro del vivero se presentan dos tipos de hijuelos; unos se forman a través de rizomas y emergen a cierta distancia de la planta madre y la otra manera de su crecimiento es que los hijuelos se forman directamente del tallo de la planta madre (Cruz-Rodas, 2008).

2.8.2. Reproducción a base de cultivo *in vitro*.

La producción de agave tradicionalmente se basa en plantas creciendo naturalmente, por lo que la suplencia de materia prima es limitada. Algunos sistemas de propagación asexual, tal como la siembra de bulbillos, han sido implementados; sin embargo, la tasa de crecimiento es lenta y la producción de plantas no es suficiente para satisfacer la demanda, ocasionando la utilización indiscriminada de las poblaciones naturales, con el consecuente riesgo de pérdida de la diversidad biológica. Por otra parte la multiplicación *in vitro* a través de yemas, es una estrategia que permite la multiplicación masiva de plantas, las cuales además de ser genéticamente uniformes e idénticas a la planta madre, tienen la ventaja de ser plantas libres de patógenos (Salazar, 2009).

Por otro lado, el crecimiento muy lento de estas plantas, así como sus bajas tasas de reproducción asexual y reproducción sexual limitada por problemas de polinización y viabilidad de las semillas, son factores que hacen a los agaves difíciles de multiplicar masivamente por métodos convencionales. Estos mismos factores limitan las posibilidades de mejoramiento de las especies cultivadas. Una alternativa prometedora para la resolución de estos problemas es la aplicación en estas especies de las técnicas de propagación y mejoramiento derivadas de la biotecnología vegetal. En estos momentos, la técnica más usada en este campo es la llamada micropropagación o *in vitro*, misma que consiste en la propagación asexual de plantas utilizando las técnicas de cultivo de tejidos vegetales (Domínguez-Rosales et al., 2008).

Las ventajas que ofrece la micropropagación con respecto a los métodos convencionales: (Domínguez et al., 2008).

- a) Se trata de un sistema de propagación clonal, es decir, que mantiene todas las características genotípicas del material inicial seleccionado.
- b) Debido a que se realiza todo el proceso en un laboratorio bajo ambientes controlados se trata de un sistema totalmente independiente de las condiciones externas, por lo que no se ve afectado por las estaciones del año, sequías, heladas, altas temperaturas u otros factores ambientales.
- c) El número de plantas que se puede obtener mediante micropropagación es por su naturaleza prácticamente ilimitado.
- d) El espacio que se requiere es mínimo, y el tiempo en que puede realizarse el proceso es relativamente corto.
- e) Las plantas que se obtienen están libres de bacterias, hongos y nematodos fitopatógenos, y con técnicas más específicas se pueden liberar incluso de virus y viroides.

En general, todos los antecedentes confirman que la Biotecnología puede ser el método más eficiente para la propagación de plantas de agave con fines de producción masiva o establecimiento de plantaciones (Domínguez et al., 2008).

La micropropagación por cultivo de tejidos puede ofrecer mayores ventajas sobre las técnicas convencionales. En la última década las técnicas *in vitro* se han utilizado para el rescate de especies en peligro de extinción por la posibilidad de lograr una rápida multiplicación de individuos libres de patógenos. Un gran número de degenerantes puede producirse a partir de pequeñas cantidades de material inicial, en algunos casos, tan pequeña como una yema o una semilla y llegar a clonar individuos y/o inducir variaciones genéticas bajo condiciones controladas (Chávez, 1996).

Para la propagación *in vitro* de agaváceas se han aplicado diferentes técnicas de cultivo, foliares, bulbillos, semillas, callos, meristemos, yemas. La mayoría de estas técnicas se enfocan a la multiplicación masiva a través de brotes adventicios y la producción de embriones somáticos. La aplicación del cultivo *in vitro* del género agave se inició en la década de los años 70 (Martínez y Pacheco, 2006).

2.9. Estudio poblacional de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

(Eguiarte et al.,2001) menciona que la Noa tiene un bajo nivel de clonación, la especie se reproduce únicamente por semillas, es por eso, que es una especie endémica del desierto Chihuahuense, existen únicamente 10 poblaciones distribuidas en los Estados de Coahuila, Durango y Nuevo León.

También concluye que entre mayores niveles de variación genética presente una población, por lo que la diversidad filogenética es un recurso valioso en la toma de decisiones sobre la conservación de la Noa (Eguiarte et al., 2001).

2.10. Conservación

La Ley General de Vida Silvestre (Congreso de los Estados Unidos Mexicanos 2000), define la conservación como “la protección, cuidado, manejo y mantenimiento de los ecosistemas, los hábitats, las especies y las poblaciones de vida silvestre (Danemann, 2007).

2.10.1. Conservación de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

La conservación efectiva de germoplasma requiere de la interacción del conocimiento acumulado de varias tecnologías combinadas en estrategias integradas. Todas las estrategias pueden ser validas y deben ser exploradas, siempre que estas acciones no pongan en peligro a la propia naturaleza o a la especie (Ángeles, 2006).

En las últimas décadas se han utilizado métodos de análisis genéticos y demográficos, los cuales han permitido conocer el estado en que se encuentran las poblaciones vegetales en peligro de extinción. Por lo tanto, los análisis electroforéticos pueden ayudar a determinar los niveles y variación que se presentan dentro de una especie, y los estudios demográficos hacen posible conocer la dinámica de la población. Por eso, esta información es una de las posibilidades y estrategias de ayudar a dirigir programas para la conservación *in situ* y *ex situ* y el futuro aprovechamiento de especies amenazadas (Eguiarte et al., 2001).

2.10.2. NOM-059-SEMARNAT-2001.

Esta norma oficial mexicana establece la protección ambiental de especies nativas de flora y fauna de México. La Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) especie que se encuentra establecida como una de las especies endémicas de México y además se encuentra en peligro de extinción, en la lista de la NOM-059-SEMARNAT-2001 que muestra a todas las especies en riesgo. De acuerdo a la presente norma, el aprovechamiento y manejo de las especies y poblaciones en riesgo se debe llevar a cabo de acuerdo a lo establecido en los artículos 87 de la Ley General de Equilibrio Ecológico y Protección al Ambiental, en los artículos 85 y 87 y además aplicables de la Ley General de Vida Silvestre (Cruz-Rodas, 2008).

2.11. Generalidades de la germinación

La semilla esta formada por un embrión, con provisión almacenada de alimento en los cotiledones, rodeadas por cubiertas protectoras. La época en que se separa de la planta madre, su metabolismo se encuentra en el nivel muy bajo y no hay en ella señales de actividad de crecimiento. En el tiempo de germinación de las semillas, el metabolismo celular se incrementa, el embrión reanuda su crecimiento activo, las cubiertas de las semillas se rompen y emergen la plántula (Ángeles, 2006).

La germinación: es una de las fases mas importantes del desarrollo de las planta, ya que de esta depende la distribución y abundancia de las especies. El proceso de germinación comienza cuando la semilla se empieza a hidratar y termina cuando la radícula rompe la cubierta de la semilla. Sin embargo para que este proceso se pueda llevar a cabo con éxito, se necesita de condiciones favorable (Pérez et al., 2003).

(Díaz et al., 2004), germino semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae*) con 8 horas de remojo, las cuales depositaron en charolas de unicel de dimensiones 64x32x6 cm, con capacidad para 200 semillas, posteriormente, utilizando un sustrato germinativo de nombre comercial "peat moss" ®, con una composición orgánica de humus de Canadá 70 por ciento, perlita 10-15 por ciento y vermiculita 10-15 por ciento. Finalmente se cubrió la charola con plástico negro para acelerar la germinación y se colocaron bajo condiciones de protección ambiental externa en túneles de plástico. En su trabajo no reporta días a la germinación.

2.11.1. Germinación de semillas de diversas especies en condiciones de asepsia

Durante el desarrollo de una planta los procesos de formación de semillas y de germinación son procesos absolutamente indispensables para la dispersión y perpetuación de la especie. Por este motivo, averiguar los mecanismos que gobiernan la germinación de semillas ha sido esencial para comprender tanto el papel reproductivo de éstas, como el papel que juegan en un contexto ecológico que tiene implicaciones de competitividad y dispersión (Badillo et al., 2009).

2.11.2. Factores que afectan a la germinación

Los factores que afectan a la germinación los podemos dividir en dos tipos: (Pérez et al., 2003).

Factores internos: Propios de la semilla; madurez y viabilidad de las semillas.

Factores externos: Dependen del ambiente; agua, temperatura y gases.

2.11.3. Factores no biológicos que afectaran al desarrollo del cultivo *in vitro* en la germinación.

Factores ambientales físicos:

(Ángeles, 2006), menciona que es necesario tomar en cuenta los factores ambientales, señala lo siguiente:

1. Temperatura: Consiste en mantener una condición de temperatura adecuada, ya que es importante para la germinación de la semilla. El tratamiento con bajas temperaturas es esencial para la germinación la mayoría de las semillas y la alta temperatura puede ser inhibidora en el momento de la germinación.

2. Luz: Es un factor que impide la germinación de las semillas pequeñas enterradas muy profundamente, tanto que agotaría sus reservas antes de alcanzar emerger y poder ser autótrofas. Muchas semillas no germinan bajo el dosel de los bosques, porque la luz que llega al suelo es insuficiente para la germinación y crecimiento de las plantas.

3. Oxígeno: Es un elemento necesario para la germinación de las semillas, ya que el metabolismo durante los estadios iniciales de la germinación puede ser anaerobio, cambiando a aerobio tan pronto como la testa se rompe y el oxígeno se difunda en su interior.

4. pH: Es importante en trabajos *in vitro* porque determina la solubilidad y disponibilidad de iones minerales y modifica las propiedades de solidificación del agar.

El pH recomendable para cultivo *in vitro* es de 5.7 a 5.8. Por lo tanto, para ajustar el pH del medio de cultivo, se puede utilizar las soluciones de Hidróxido de sodio (NaOH) o el ácido clorhídrico (HCl), los primeros para alcalinizar (subir el pH) y el segundo para (bajar el pH).

5. Disponibilidad de humedad: Es importante en la germinación de las semillas ya que debido a su naturaleza coloidal, las semillas secas tienen un gran poder de absorción de agua dependiendo de la naturaleza de las semillas la disponibilidad de agua en el medio circundante y de la temperatura. Aunque a veces puede afectar tanto el porcentaje como la velocidad de germinación.

2.12. Usos de la NOA (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

La Noa es usada por los pastores que salen a alimentar a sus rebaños al monte, consumiendo su quiote, masticando y extrayéndole los azucare. También se tienen datos de que en épocas pasadas en la religión de Saltillo, Coahuila fue usada por los “caballerangos”, a la cual le extraían fibra para producir cuerdas o reatas, indicando de que era de mejor calidad que la generada de *Agave lechuguilla*. En los alrededores de la Comarca Lagunera, procesan la planta de Noa a nivel doméstico para obtener dulce horneado. El aprovechamiento de esta especie en su área de distribución natural, se restringe a la colecta manual de semillas y plantas para su comercialización, ya que es usada como planta ornamental, además es cultivado en semillas que se extraen de la planta silvestre debido a su belleza en diferentes partes de México. Mismo que esta planta de Noa es definida como una de las especies de la flora mexicana que por sus atributos se coloca como única en la flora mundial. (Cruz-Rodas, 2008).

III.MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación geográfica del experimento

La presente investigación se realizó en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna, localizada en Periférico y Carretera a Santa Fe, km 1.5 en la Ciudad de Torreón, Coahuila, México. Situada entre los paralelos (101° 40' y 104°45' longitud Oeste, y 25°05' y 26°54' latitud Norte): con clima desértico y lluvias en verano. La precipitación media anual es de 235 mm, con una altitud de 1.139 m.s.n.m. y su temperatura media anual es de 18,6°C.

El trabajo experimental se efectuó en condiciones de laboratorio. La fase de laboratorio comprendió el periodo de agosto-noviembre de 2011.

3.2. Estructuración física

Para la germinación de las semillas de noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) se uso el cuarto de crecimiento o germinación, que es una de las áreas de cultivo de tejidos del departamento de biología ubicada en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna.

3.3. Metodología

3.3.1. Material vegetal empleado

Se utilizó semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) proporcionada por la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna. Las semillas fueron colectadas en el estado de Durango.

3.4. Diseño experimental

Se utilizó un diseño bloques al azar, con dos tratamientos (semilla sin remojo y semilla con remojo) y tres repeticiones por tratamiento.

3.5. Etapa de germinación de semillas de *Agave victoriae-reginae*. T. Moore.

Para éste experimento se preparó el medio de crecimiento de Murashige y Skoog modificado por Robert, el cual se colocó a razón de 20 ml, por frasco de gerber de vidrio (25ml) complementado con las vitaminas, la sacarosa a razón de 30 g. y 8 g de agar-agar después se ajustó el pH de 5.7-5.8. Y se esterilizó en autoclave durante 20 minutos. A 15 libras de presión. Después de esto el material se guardó en refrigeración hasta el momento de la siembra.

3.6. Procedimiento de siembra

Se utilizaron semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae*) procedentes de una población del mezquital, Durango.

Un día antes de la siembra se remojaron en agua destilada la mitad de la semilla considerando que en cada frasco de gerber se colocaran 4 semillas.

Antes de sembrar se asperjaron las manos con alcohol y se colocó un cubrebocas.

El día en que se realizó la siembra se llevaron todos los recipientes, y materiales dentro de la campana de flujo laminar.

Se colocaron los vasos precipitados esterilizados, añadiendo 150 ml. de agua destilada y el extran al 10 %, y se enjuago las semillas durante un minuto.

Se pasaron las semillas utilizando las pinzas estériles a un vaso estéril.

En un vaso esterilizado se añadió 150 ml. de agua destilada y se enjuago con hipoclorito al 10 % durante 20 minutos. Se lavaron con agua destilada estéril.

Se agregaron 150 ml de agua destilada con el microdine al 20% en donde permanecen durante 15 minutos.

Se drenó el microdine con 3 enjuagues con agua destilada durante 1 minuto.

Se tomaron 4 semillas y se colocaron en media caja petri con las pinzas previamente flameadas.

Se flamearon la boca y tapa del frasco, y se colocaron las 4 semillas ampliamente distribuidas.

Se sellaron con plastipak, se rotularon los frascos (fecha, especie, quien siembra), y se llevaron al cuarto de germinación.

3.7. Variables evaluadas para cada uno de los tratamientos.

Siembra sin remojo se realizó el día 6 de octubre del 2011.

1- Porcentaje de germinación: Se cuantificaron las semillas germinadas y no germinadas cada 24 horas.

2. Días a la germinación de semillas: Se cuantificaron las semillas germinadas después de la siembra durante 4 días.

4. Días de emergencia de la hoja cotiledonar: Se cuantificaron mediante observaciones diarias cada 24 horas. Se notaron que después de la germinación a los 8 días aparecieron los primeros cotiledones.

5. Días de emergencia de la primera 1° hoja verdadera: Mediante observaciones de 24 horas, se tomaron lectura a los 22 días.

6. Días de emergencia de la 2° hoja verdadera: Se cuantificaron mediante observaciones de 24 horas y se tomaron lectura a los 31 días.

Siembra con remojo se realizó el día 20 de octubre del 2011.

1- Porcentaje de germinación: Se cuantificaron las semillas germinadas y no germinadas cada 24 horas.

2. Días a la germinación de semillas: Se cuantificaron las semillas germinadas después de la siembra durante 3 días.

4. Días de emergencia de la hoja cotiledonar: Se cuantificaron mediante observaciones diarias cada 24 horas. Se tomaron lectura a los 7 días después de la siembra.

5. Días de emergencia de la 1° hoja verdadera: Mediante observaciones de 24 horas, se tomaron lectura a los 21 días.

6. Días de emergencia de la 2° hoja verdadera: Se cuantificaron mediante observaciones de 24 horas y se tomaron lectura a los 43 días.

3.8. Tratamientos.

Tratamiento 1: Semilla sin remojo.

Tratamiento 2. Semilla con remojo en agua destilada 24 horas antes de la siembra.

IV.RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De acuerdo a los objetivos establecidos se presentan los siguientes resultados obtenidos.

4.1. Porcentaje de germinación

En el caso de la germinación se obtuvieron porcentajes de germinación de las semillas sembradas, obteniendo una diferencia entre los tratamientos de las semillas. Para el tratamiento 1 (semillas sin remojo) se obtuvo un porcentaje de germinación del 94.043 %. (Grafica 1).

Para el tratamiento 2 (semillas con remojo) el porcentaje de germinación fue de 95.230 %. (Grafica 1).

En este parámetro, los resultados obtenidos del análisis de varianza no son significativos (cuadro 1); ya que los rangos de germinación son casi iguales. Pero al realizar la prueba de comparación de medias (Cuadro 2) encontramos que el tratamiento (T2) presenta mejor porcentaje de germinación (95.230) que el tratamiento (T1) con un porcentaje de germinación (94.043), aunque estadísticamente no tuvieron significancia como se demuestra (Grafica 1).

Estos resultados obtenidos son semejantes a las investigaciones de poblaciones de la Comarca Lagunera de *Agave victoriae-reginae* que fueron del 95% para semillas remojadas y del 92.5% para semillas sin remojo (Ángeles, V.J., Montaña, R.H. y Jaramillo, S. A. 2006).

Cuadro 1. Análisis de varianza de acuerdo al porcentaje de germinación de semillas de la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

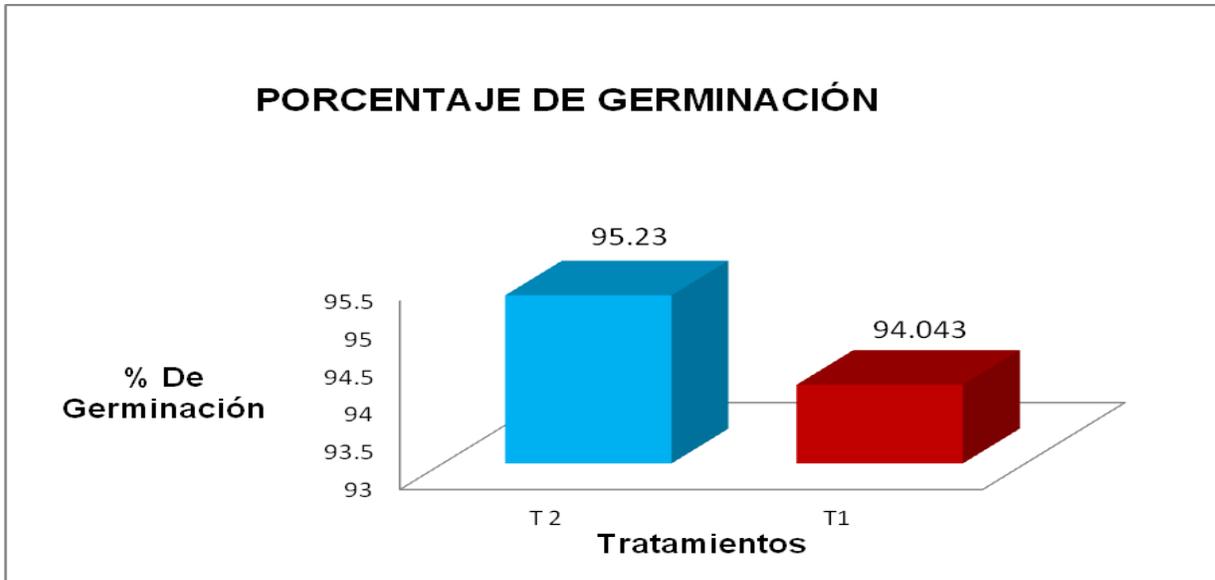
F.V.	G.L.	S.C.	C .M.	F.C	PROB.
REP	2	89.28573333	44.64286667	3.00	0.2502 ns
TRAT	1	2.11226667	2.11226667	0.14	0.7427 ns
Error	2	29.78573333	14.89286667		
Total	5	121.18373333			

F.V. Fuente de variación, G.L. Grado de Libertad, S.C. Suma de cuadrados, C.M. Cuadros Medios, F.C. Frecuencia Calculada, PROB. Probabilidad, TRAT. Tratamiento, REP. Repetición.

Cuadro 2. Comparación de medias para el porcentaje de germinación de semillas en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) con la prueba de Tukey (no son significativos).

Tratamiento	Media
T 2	95.230 A
T1	94.043 A

Medias con la misma letra no son significativas.



Grafica 1. Porcentaje de germinación de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

4.2. Días a la germinación de semillas.

Se analizó el inicio y termino de la germinación de las semillas sembradas, obteniendo una diferencia entre los tratamientos de las semillas. Para el tratamiento 1 (semillas sin remojo) germinaron a los 4 días después de la siembra (Cuadro 3).

Para el tratamiento 2 (semillas con remojo) las semillas germinaron a los 3 días después de la siembra (Cuadro 3).

Estos resultados son idénticos a los obtenidos con poblaciones de *Agave victoriae-reginae* de la Comarca Lagunera semillas con remojo tres días y semillas sin remojo cuatro días para la germinación realizados por Ángeles, Montaña y Jaramillo en 2006. Los resultados obtenidos en el análisis de varianza encontramos que existe una alta diferencia significativa entre los tratamientos T1 y

T2. Por lo tanto en la comparación de medias el tratamiento T2 fue mejor con un valor de 2.61667 que el tratamiento T1 con valor 3.90333, como se demuestra (Gráfica 2).

Cuadro 3. Análisis de varianza para los días a la germinación de semillas en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

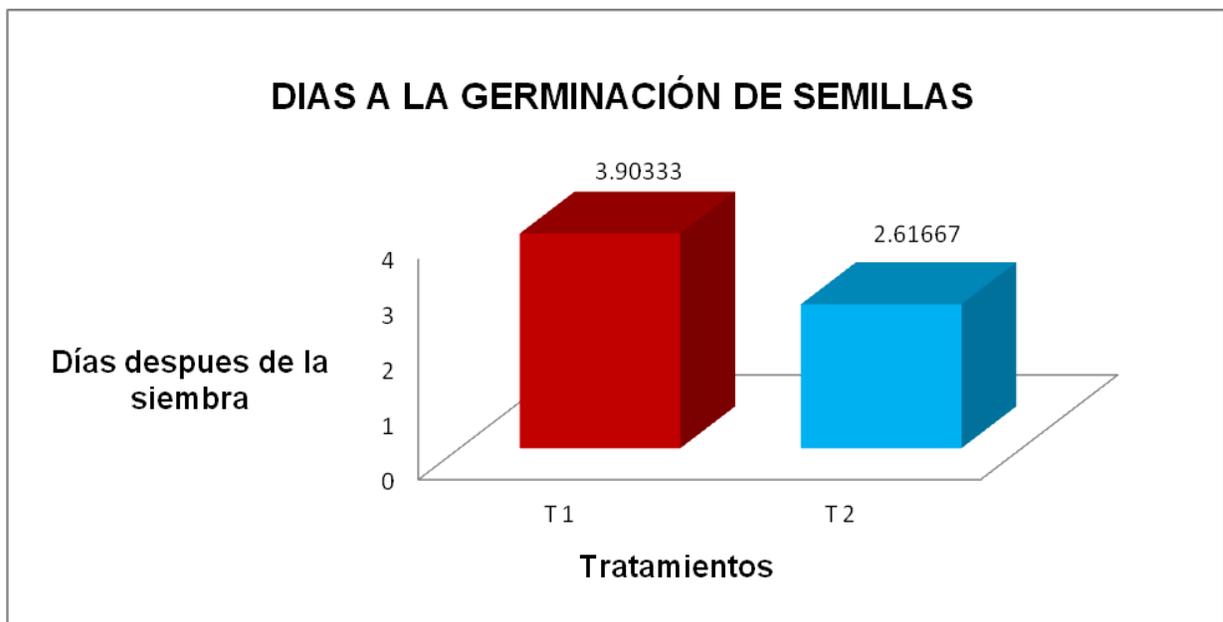
F.V.	G.L.	S.C.	C .M.	F.C	PROB.
REP	2	0.04810000	0.02405000	2.29	0.3042 ns
TRAT	1	2.48326667	2.48326667	236.13	0.0042 **
Error	2	0.02103333	0.01051667		
Total	5	2.55240000			

F.V. Fuente de variación, G.L. Grado de Libertad, S.C. Suma de cuadrados, C.M. Cuadros Medios, F.C. Frecuencia Calculada, PROB. Probabilidad, TRAT. Tratamiento, REP. Repetición.

Cuadro 4. Comparación de medias referente a los días en que germinaron las semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) con la prueba de Tukey (son significativos).

Tratamiento	Media
T 1	3.90333 A
T 2	2.61667 B

Comparación de medias con letras diferentes son significativos.



Grafica 2. Días a la germinación de semillas de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

4.3. Días a la emergencia de la hoja cotiledonar

Referente a los días de emergencia de la hoja cotiledonar T2 presentó una diferencia poco más de un día respecto a T1, determinando que los promedios en días para T2 son de 6.7133, y para T1 de 8.0000 días (Grafica 3).

En el análisis de varianza determino que si existe diferencia significativa entre los tratamiento T1 y T2 (Cuadro 5); es decir los tratamientos no son semejantes, pero de acuerdo a la comparación de medias el tratamiento 2 fue mejor que el tratamiento 1, por lo tanto los días a la emergencia de la hoja cotiledonar estadísticamente son diferentes como se demuestra (Grafica 3).

Estos resultados comparados con los obtenidos con poblaciones de *Agave victoriae-reginae* de la Comarca lagunera que son: semillas con remojo que son de 11.2 días y semillas sin remojo de 12.4 días (Ángeles, V.J., Montaña, R. H. y Jaramillo, S.A. 2006), son bastante más significativos los del presente trabajo.

Cuadro 5. Análisis de varianza de acuerdo a los días de la aparición cotiledonar de semillas en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

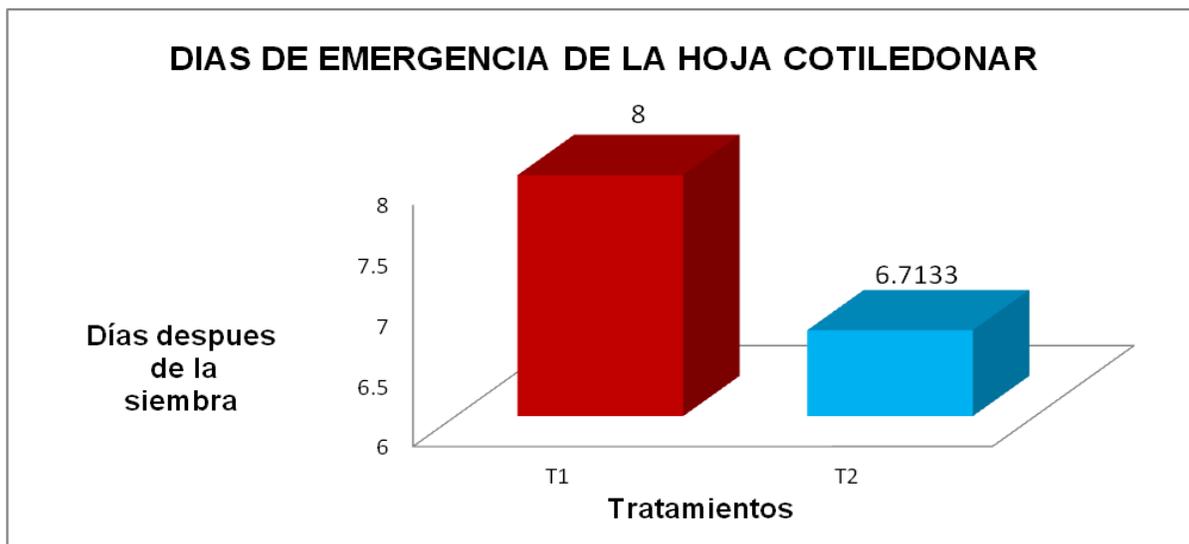
F.V.	G.L	S.C.	C.M.	F.C.	PROB.
REP	2	0.24653333	0.12326667	1.00	0.5000 ns
TRAT	1	2.48326667	2.48326667	20.15	0.0462 *
Error	2	0.24653333	0.12326667		
Total	5	2.97633333			

F.V. Fuente de variación, G.L. Grado de Libertad, S.C. Suma de cuadrados, C.M. Cuadros Medios, F.C. Frecuencia Calculada, PROB. Probabilidad, TRAT. Tratamiento, REP. Repetición.

Cuadro 6. Comparación de medias de acuerdo a los días de la aparición cotiledonar de semillas en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) con prueba de Tukey (Son significativos).

Tratamiento	Media
T1	8.0000 A
T2	6.7133 B

Comparación de medias con letras diferentes son significativos.



Grafica 3. Días de emergencia de la hoja cotiledonar de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

4.4. Días de aparición de la 1° hoja verdadera.

Los días de aparición de la 1° hoja verdadera resulto con niveles no significativos entre los tratamientos T1 y T2 (Cuadro 7) con valores 21.5200 y 20.6133 días respectivamente.

En el análisis de varianza determinó que todos los tratamientos son iguales (Cuadro 7), por lo tanto el tratamiento 1 (semilla sin remojo) y tratamiento 2 (semilla con remojo) son semejantes. Pero de acuerdo a la comparación de medias el tratamiento 2 fue mejor que el tratamiento 1; es decir que T2 resultó ser más óptimo para reducir el tiempo de formación de la 1° hoja verdadera (Cuadro 8); aunque estadísticamente tuvieron la misma significancia, como se demuestra en la Grafica 4.

Los resultados se asemejan a los obtenidos por Agüero en (1994) el cual observó que la aparición de la 1° hoja verdadera de semillas de Noa, aparece a los 21 días, cuando la semilla seguido un tratamiento de remojo en agua destilada por un lapso de 30 días.

Cuadro 7. Análisis de varianza de acuerdo a los días de emergencia de la 1° hoja verdadera en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

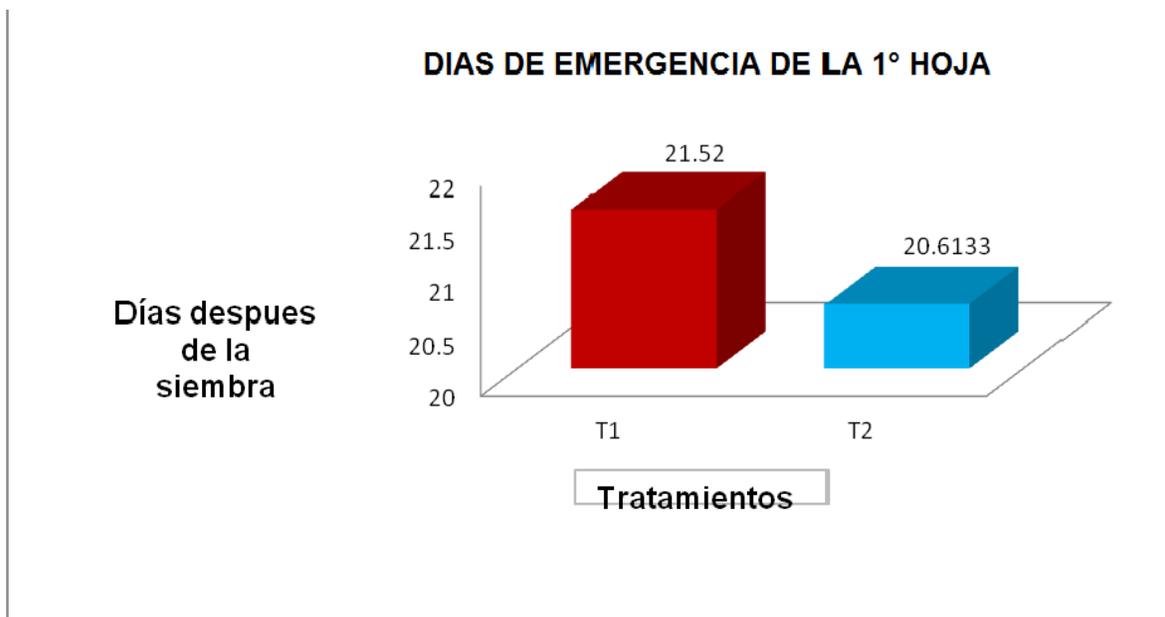
F.V.	G.L	S.C.	C.M.	F.C.	PROB.
REP	2	0.08123333	0.04061667	0.42	0.7021 ns
TRAT	1	1.23306667	1.23306667	12.88	0.0696 ns
Error	2	0.19143333	0.09571667		
Total	5	1.50573333			

F.V. Fuente de variación, G.L. Grado de Libertad, S.C. Suma de cuadrados, C.M. Cuadros Medios, F.C. Frecuencia Calculada, PROB. Probabilidad, TRAT. Tratamiento, REP. Repetición.

Cuadro 8. Comparación de medias de acuerdo a los días en que emerge la 1° hoja verdadera en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) con prueba de tukey (no son significativos).

Tratamiento	Media
T1	21.5200 A
T2	20.6133 A

Comparación de medias con letras iguales no son significativos.



Grafica 4. Días de emergencia de la 1° hoja verdadera de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

4.5. Días de aparición de la 2° hoja verdadera.

En esta variable se obtuvo que los resultados obtenidos fue altamente significativos entre los tratamientos de acuerdo al análisis de varianza (Cuadro 9); siendo que el tratamiento T1 que aparece a los 30.5200 días, mientras que el T2 aparece su 2° hoja verdadera a los 42.8533 días (Cuadro 9). Esto quiere decir que el tratamiento 1 fue mejor que el tratamiento 2 (Grafica 5).

Cuadro 9. Análisis de varianza para la aparición de la segunda hoja verdadera en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

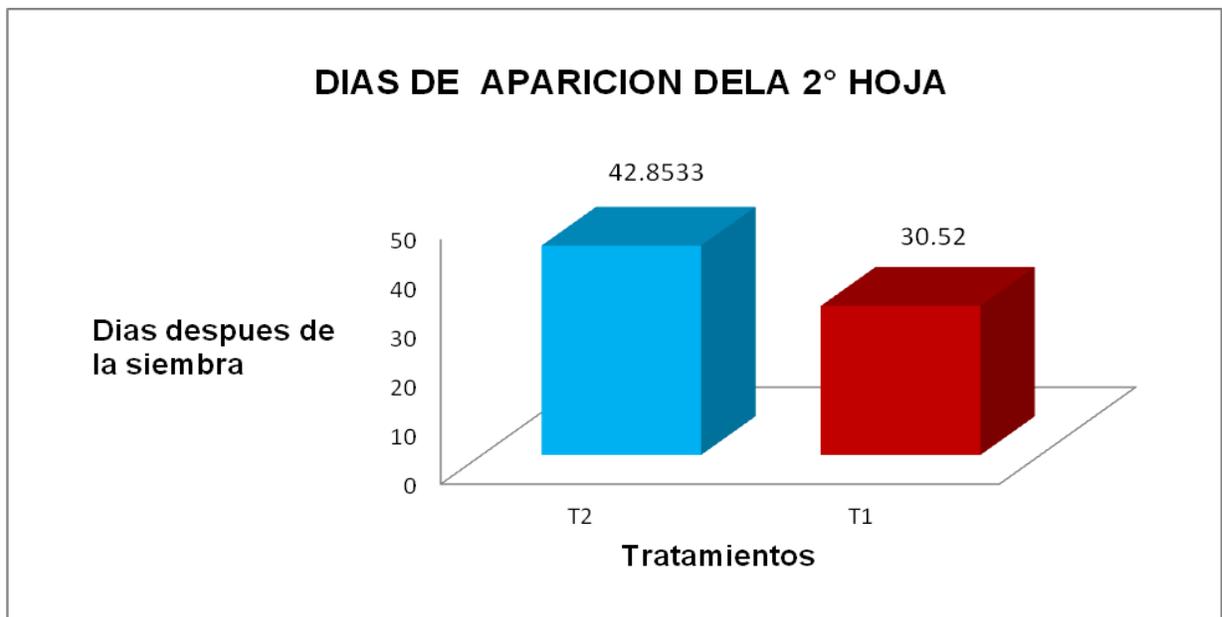
F.V.	G.L.	S.C.	C.M.	F.C.	PROB.
REP	2	0.19143333	0.09571667	0.37	0.7302 ns
TRAT	1	228.16666667	228.16666667	880.56	0.0011 **
Error	2	0.51823333	0.25911667		
Total	5	228.87633333			

F.V. Fuente de variación, G.L. Grado de Libertad, S.C. Suma de cuadrados, C.M. Cuadros Medios, F.C. Frecuencia Calculada, PROB. Probabilidad, TRAT. Tratamiento, REP. Repetición.

Cuadro 10. Compara de medias referente a la aparición de la segunda hoja verdadera en la Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) con prueba de tukey (son significativos).

Tratamiento	Medias
T2	42.8533 A
T1	30.5200 B

Comparación de medias con letras diferentes son significativos.



Grafica 5. Días de aparición de la 2° hoja verdadera de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore).

V.CONCLUSIONES

El porcentaje de germinación de las semillas es bastante elevado dentro de las dos variables a medir sin remojo (94.043 %) y con remojo (95.230 %), esto nos indica la gran adaptabilidad que ha tenido la especie dentro de su hábitat tan extremo y que la supervivencia de la especie a pesar de su endemismo ha sido exitosa.

El alto porcentaje de germinación es coincidente con las poblaciones localizadas en la Comarca Lagunera en la Sierra de las Noas, de acuerdo a los estudios se obtuvieron resultados del 95% con remojo y del 92.5% sin remojo (Ángeles, V.J., Montaña, R. H. y Jaramillo, S. A. 2006).

Esto nos indica que una de las adaptaciones de la especie es la producción de gran cantidad de semillas por planta que va desde 50-80 mil, y que debido a los factores ambientales tan adversos, son pocas las plántulas germinadas que llegan a su estado adulto (Montaña, R.H., Jaramillo, S.A., y Rivera, G.M. 2008).

El análisis de los días a la germinación es importante para saber la viabilidad de las semillas de acuerdo a las condiciones ambientales que presenta el hábitat de la especie, los resultados obtenidos son iguales a los obtenidos por Ángeles, Montaña y Jaramillo (2006) en poblaciones de la Comarca Lagunera de la Sierra de las Noas, que son de tres días para semillas con remojo y cuatro días para semillas sin remojo.

El tiempo que duran las condiciones adecuadas en la región para que la planta germine y tenga desarrollo es demasiado corto, el nicho ecológico de la especie es bastante estrecho, el suelo es conglomerado (Grava, arena, arcilla) mal compactado y que retiene poca humedad. La capacidad de la especie para poder sobrevivir en condiciones tan adversa, puede influir en esta característica.

El desarrollo de la plántula a través de la evaluación del tiempo de aparición del cotiledón y de la primera y segunda hoja verdadera es indicativo de la problemática de esta especie para adaptarse a las condiciones adversas del medio, para ser autosuficiente es necesario aproximadamente 30 días, además que dentro de ese periodo las condiciones ambientales sean adecuadas para el

desarrollo de la plántula (humedad, radiación solar, temperatura) que son los factores que más afectan a esta especie (Montaño, R. H. Jaramillo, S.A. y Rivera, G.M. 2008).

VI. BIBLIOGRAFIA CITADA

- Agüero, M. A. 1994. Potencial de reproducción sexual de la noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore). Escuela superior de biología. Gómez Palacios Durango. Pp. 28- 86.
- Almaraz, A. N., Naranjo, J. N., Herrera. C. M. J., Uribe, S. N., Delgado, A.A.E., y Barriada, B. G., 2005. Vigor de las semillas de agave duranguensis del Estado de Durango bajo condiciones de germinación óptimas y de estrés térmico. México. Pp. 1.
- Ángeles, V.J.C., 2006. Producción in vitro de Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore). Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna. Torreón Coahuila, México. Pp. 2-20.
- Badillo, C. J. A., Oliver, S. María del Carmen., Moreno, G. K. G., Pacheco, G. V., y Cortes, A.H., 2009. Manual del laboratorio de cultivo de tejidos. Instituto Politécnico Nacional. México. D. F. Pp. 3-10.
- Covián, M. F., 2011. Un pequeño y atractivo agave. Preservación de semillas en Nitrógeno líquido. Semillas que germina, soporta la temperatura. Pp. 3-4.
- Chávez, A. V. M., 1996. Evaluación genética y demografía de *Agave victoriae-reginae* T. Moore y aplicación del cultivo de tejidos para su conservación. Informe final. México. Pp. 1-3.
- Cruz, R. O., 2008. Efecto de la Radiación (Rayos Laser) en la germinación y desarrollo de *Agave victoriae-reginae* T. Moore, Noa. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna. Torreón Coahuila, México. Pp. 1.
- Díaz, R. B., González, C. G., Cueto, W.J.A., Flores, H. A., Y Sánchez, C.I., 2004. Morfología de plántulas de Noa (*agave victoriae-reginae* T. Moore). Analizadas por imagen como estudio de aproximación. (4):651.

- Danemann, G., 2007. Conservación ecológica. Aspectos sociedad económica. Defensa ambiental del Noroeste. Ensenada, Baja California. Pp. 696.
- Domínguez Rosales, M. S., Alpuche Solís, A. S., Vasco Méndez, N. L., y Pérez, M. B.E., 2008. Efectos de citocinas en la propagación in vitro de agaves mexicanos. Revista Fitotecnia Mexicana. Chapingo. México. (31):2.
- Domínguez R, M.S., González, J. M de la Luz., Rosales, G. C., Quiñones, V. C., y Pérez, M. B. E., 2008. El cultivo in vitro como herramienta para el aprovechamiento, mejoramiento y conservación de especies del género Agave. Investigación de la Universidad Autónoma de Aguascalientes. Pp.53-55.
- Eguiarte, L.E., Larson-Guerra, J., Núñez-Farfán, J., Martínez – Palacios, A., Santos del Prado, K., y Arita, H. T. 2001. Diversidad filogenética y conservación: ejemplos a diferentes escalas y una propuesta a nivel poblacional para (*Agave Victoriae-reginae*) en el Desierto de Chihuahua. México. Revista Chilena de Historia Natural. (27):475-492.
- García, M. A. J., 2007. Los agaves de México. Pp. 14.
- Gentry, 1982. Agaves of continental North America. The University of Arizona Press. Arizona, U. S.A. Pp. 5.
- González, E.M., Raquel, G. V., Irma L, L. E., Lorenzo, R. R., y M. Socorro, G.E., 2009. (*Agave victoriae-reginae* T. Moore). Agaves, magueyes, lechuguillas y noas del Estado de Durango y sus alrededores. Instituto Politécnico Nacional. Editorial Rod cueto, México. Pp. 132-133.
- González, S. 2011. Obtención de un surfactante a partir de biomasa residual de agave duranguensis y su aplicación en la remoción de arsénico por la técnica de aglomeración esférica. Tesis. Instituto Politécnico Nacional: Unidad profesional interdisciplinaria de biotecnología. México. D.F. Pp. 43.

- Martínez, M. A y Pacheco, J. C. Agronomía Colombiana. 2006. Protocolo para la micropropagación de *Furcraea macrophylla* Baker. Universidad pedagógica y Tecnológica de Colombia (UPTC), Tunja. (24): 475-492.
- Montaño, R. H. Jaramillo, S.A. y Rivera, G.M. 2008. Noa (*Agave victoriae-reginae* T. Moore) Planta endémica en Peligro de extinción, su conservación y uso como planta de Ornato. Investigación Agropecuaria. Vol. 5 No. 1. Universidad Autónoma de Morelos. (FCA). México. Pp. 34-44.
- Pérez, G. F., y Martínez, L. J. B., 2003. Introducción a la fisiología vegetal. Germinación de semillas. Universidad Politécnica de Valencia. Edición Mundí-Prensa. Pp.1.
- Pritchard, H. W., y Miller, A. P. 1995. The effects of constant temperatures light and seed quality on the germination characteristics of *Agave Americana*. Boletín de la Sociedad Botánica de México. Pp. 11-14.
- Ramos, A. M. D., 2003. Los agaves. Evaluación de las poblaciones naturales de *agave-reginiae* Var. *Nickelsii* en el sur de Coahuila. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Unidad Laguna. Torreón Coahuila, México. Pp. 10.
- Salazar, E., González, P., y Hernández, C., 2009. Multiplicación in vitro de *agave cocui* trelease a través de yemas axiliares. Venezuela. Pp. 130.
- Valenzuela, Z. A. G., 2007. Las denominaciones de origen Tequila y Mezcla y la biodiversidad en el género *Agave*. México. Pp.4.
- Vázquez, C. 1990. Ecología y conservación de semillas. Facultad de Ciencias de la UNAM, Revista. Ciencias. Pp. 30-33.

ANEXO A. PREPARACIÓN DE SOLUCIONES DEL MEDIO M.S MODIFICADO POR ROBERT.

Macronutrientes

Solución "A"

para rendir 5 lt

1. NH_4NO_3 (Nitrato de Amonio)*	7.2 g
2. KNO_3 (Nitrato de Potasio)*	2.525 g
3. $\text{CaCl}_2\text{H}_2\text{O}$ (Cloruro de Calcio) (ojo)**	2.4 g
4. KH_2PO_4 (Fosforo de Potasio)	0.85 g
5. $\text{MnSO}_4\text{H}_2\text{O}$ (Sulfato de manganeso)	0.045 g
6. $\text{ZnSO}_4\text{7H}_2\text{O}$ (Sulfato de Zinc)	0.043 g
7. H_3BO_3 (Acido bórico)	0.031 g
8. Inositol	0.5 g

Preparación de la solución patrón

- En un matraz erlenmeyer de 500 ml agregar 200ml de agua destilada.
- Poner en agitación.
- Pesar cada uno de los reactivos y añadir de uno en uno (disolviendo perfectamente cada uno de ellos antes de agregar el siguiente).
- Aforar a 500ml.
- Guardar en frasco ámbar y etiquetar con el nombre de la solución, persona que lo preparo y la fecha.

Solución "B"

Macronutrientes

para rendir 5 lt

1- MgSO_4 (Sulfato de magnesio) 3.7 g

Preparación de la solución patrón para 5 lt.

- Disolver el Sulfato de magnesio en 200 ml de agua destilada y aforar a 500 ml.
- Guargar en frasco ámbar y etiquetar con el nombre de la solución, persona que lo preparo y la fecha.

Solución "C" (Micros).

Solución C (Micros)

g/100 ml.

1- KI (Yoduro de Potasio)	0.0830 g
2- $\text{Na}_2\text{MoO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ (Molibdato de sodio)	0.0250 g
3- $\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ (Sulfato de cobre)	0.0025 g
4- $\text{CoCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (Cloruro de cobalto)	0.0025 g

Preparación de la solución patrón.

- En un matraz erlenmeyer poner 50 ml de agua destilada.
- Poner en agitación.
- Pesar cada uno de los reactivos y añadir de uno en uno (disolviendo perfectamente cada uno de ellos antes de agregar el siguiente).
- Aforar a 100 ml.
- Guardar en frasco ámbar y etiquetar con el nombre de la solución, persona que lo preparo y la fecha.

Solución D (Edta-Hierro) (Micros)

Solución “D”	g/100 ml.
1. Na ₂ EDTA	0.373 g
2. FeSO ₄ ·7H ₂ O	0.278 g

Preparación de la solución patrón.

- Disolver cada uno de los reactivos por separado en 25 ml de agua destilada caliente.
- Dejar enfriar.
- Mezclar las dos soluciones en un matraz de aforación y completar a 100 ml.
- Guardar en frasco ámbar y etiquetar con el nombre de la solución, persona que lo preparo y la fecha.

Soluciones E (Vitaminas).

Soluciones “E”

1. Glicina	0.0100 g
2. Ácido Nicotínico	0.0025 g
3. Piridoxina	0.0025 g
4. Tiamina	0.0200 g
5. Inositol	1.0 g

Preparación de la solución.

- Disolver cada uno de los reactivos por separado en 25 ml de agua destilada estéril.
- Aforar a 50 ml.
- Guardar en frasco ámbar y etiquetar con el nombre de la solución, persona que lo preparo y la fecha.

Preparación de 1 lt de medio.

1. En un matraz Erlenmeyer de 2 lt. Poner 400 ml. De H₂O destilada y proceder como sigue agitando constantemente:
2. Añadir 100 ml de la solución A
3. Añadir 50 ml de la solución B
4. Añadir 1 ml de la solución C
5. Añadir 5 ml de la solución D
6. Añadir 1 ml de la solución E
7. Pesar aparte 30 g. de sacarosa, disolver en la solución.
8. Completar el volumen a 900 ml. Con agua destilada
9. Ajustar PH a 5.7 – 5.8
10. Aforar a un litro.
11. Vaciar a un matraz de 2 litros de capacidad.
12. Agregar 8 g. de agar bacteriología
13. Tapar con una torunda de algodón.
14. Clarificar en un mechero de Bunsen.
15. Distribuir en recipientes y esterilizar en la autoclave.

ANEXO B. LIMPIEZA DE LA CAMPANA DE FLUJO LAMINAR.

Se preparo una solución de QRIT. Al 1 % y con algodón se limpia perfectamente la campana de flujo laminar. Se enciende ½ hora antes de realizar la siembra.

Una vez que se limpio la campana de flujo laminar se recomienda colocar en su interior todo el material que se va a utilizar, asperjándolo previamente con alcohol etílico.

Preparación del material a utilizar en la siembra.

- 1 vaso de precipitado de 1lt
- 2 vasos de precipitado se 250 ml
- 2 pinzas para disección
- 2 mangos para bisturí
- 8 cajas de petri

800 ml. de agua destilada (en un matraz de 1lt.)
100 ml. de extran al 10 %
100 ml. de cloro al 10 %
100 ml. de alcohol al 70 %
100 ml. de microdine al 10 %

Ventaja de la autoclave.

- Velocidad, simplicidad, destrucción adicional de los virus
- no absorción (evento que ocurre con la esterilización por filtrado).

Desventajas de la autoclave.

- Se producen cambios en el pH.
- Algunos componentes se pueden separar y se pueden producir reacciones químicas que pueden conducir a una pérdida de actividad de los componentes del medio.

Cuarto de crecimiento

Llamado también cuarto de incubación o mantenimiento. En este ambiente se colocan los cultivos *in vitro*, unos para germinación, y otros para crecimiento, con este objeto, debe existir dentro del cuarto de cultivo un pequeño ambiente de temperatura de 25 a 27 °C.

Iluminación.

La iluminación es importante para producir plántulas verdes. Con esta finalidad, los tubos fluorescentes blancos pueden ayudar en la germinación de las semillas.

Estantes metálicos.

Los estantes deberán ser de metal preferiblemente de color blanco, donde los fluorescentes están colocados en las paredes de cada escalón de los estantes, donde serán colocados los frascos de cultivo *in vitro*.