

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE INGENIERÍA

DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE



EFFECTO DE CUATRO NIVELES DE CLORURO DE CALCIO (CaCl_2) EN LA ETAPA DE GERMINACIÓN FISIOLÓGICA DE *Moringa oleífera*. Lam

Por

MARIO FERNANDO RAMÍREZ VÁZQUEZ

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

SALTILLO, COAHUILA, MÉXICO, MARZO 2022

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE INGENIERÍA
DEPARTAMENTO DE RIEGO Y DRENAJE

EFFECTO DE CUATRO NIVELES DE CLORURO DE CALCIO (CaCl_2) EN LA
ETAPA DE GERMINACIÓN FISIOLÓGICA DE *Moringa oleifera*. Lam.

Presentada por:

MARIO FERNANDO RAMÍREZ VÁZQUEZ

TESIS

Que somete a consideración del H. Jurado examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN IRRIGACIÓN

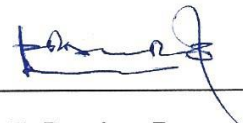
Aprobado por el comité de tesis



Dra. Manuela Bolívar Duarte

Asesor Principal



Ing. Carlos Rojas Peña
Vocal

M. C. Luis E. Ramírez Ramos
Vocal

M. C. Sergio Sánchez Martínez

Coordinador de la División de Ingeniería

Buenavista, Saltillo, Coahuila.

Marzo, 2022

Declaración de no plagio

El autor quien es el responsable directo, jura bajo protesta de decir verdad que no se incurrió en el plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar la fuente o autor original (corta y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestado los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar materia digital como imágenes, video, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar el autor original y/o fuente, así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por las autoridades correspondientes.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaro que este trabajo es original.

Pasante



Mario Fernando Ramírez Vázquez

Asesor



Dra. Manuela Bolívar Duarte

AGRADECIMIENTOS

Con amor a mi “ALMA MATER” por permitirme brindar oportunidades para mi crecimiento profesional y persona.

Gracias a la Dra. Manuela Bolívar Duarte por apoyarme en este proyecto, por su confianza.

Gracias al M. C. Luis E. Ramírez Ramos por su apoyo y colaboración.

Gracias al Ing. Carlos Rojas Peña por su apoyo y colaboración.

Gracias QFB. Ana Paola moreno Garza por su apoyo y colaboración.

Gracias a todos los profesores de Riego y Drenaje y a cada uno de ellos por brindarme sus conocimientos.

Gracias a mi familia por todo su apoyo durante mi carrera profesional.

Gracias a mi hermano Arturo, mis hermanas, mi sobrina Yuceli, por todo su apoyo por estar siempre a mi lado y creer en Mí.

Gracias a mis amigos Anna Roblero, Luis Martínez y mi mejor amiga Irlamar Yovana por estar siempre a mi lado por creer en mí, por ser parte de mi familia y estar en todo momento.

DEDICATORIA

A mis padres

Bartolomé Ramírez Mendoza

Carmen Vázquez Martínez

Por ser siempre los padres más bondadosos, demostrarme el cariño y amor que siempre perduraran con más grande humildad.

A mis hermanos

Arturo Ramírez

Por ser el mejor hermano por demostrarme su amor, por contar siempre con su apoyo durante mi carrera profesional.

Elvira, Yuceli y Alicia

Por ser unas grandes personas que me guiaron en mi camino a seguir adelante en mis estudios.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	iv
DEDICATORIA.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
ÍNDICE DE CUADROS	x
RESUMEN.....	1
1. INTRODUCCIÓN.....	2
Objetivo General.....	3
Objetivo Específico	3
Hipótesis	3
2. REVISIÓN DE LITERATURA	4
2.1. Aspectos Generales del Cultivo	4
2.1.1. Características.....	4
2.1.2. Origen.....	6
2.1.2.1. Clasificación Taxonómica	6
2.2. Descripción Botánica	6
2.2.1. Características Morfológicas	7
• Raíz.....	7
• Hojas.....	7
• Flores.....	7
• Tallo.....	7
• Fruto.....	7
• Semilla.....	8
2.3. Concepto de Semilla	8
2.3.1. Calidad de las Semillas	9
2.3.2. Clasificación de las Semillas	10
2.3.3. Germinación.....	11
2.3.4. Procesos Más Comunes en la Germinación.....	12
2.3.5. Deterioro de la Calidad de la Semilla.....	15
2.3.5.1. Manifestación del Deterioro de Semillas	15

2.4. Usos Generales del Cultivo	16
2.4.1. Alimentación Humana	16
2.4.2. Alimentación Animal.....	18
2.5. Requerimientos del Cultivo	19
2.5.1. Clima	19
2.5.2. Temperatura.....	19
2.5.3. Precipitación.....	19
2.5.4. Altitud.	20
2.5.5. Edáficos.	20
2.6. La Salinidad en México	20
2.6.1. Proceso de Salinización	21
2.6.1.1. Agua de Mala Calidad	21
2.6.2. Conductividad Eléctrica.....	22
2.6.3. Efecto de Salinización En Las Plantas	22
2.6.4 Efecto del Ion Calcio (Ca ²⁺).....	23
3. MATERIALES Y MÉTODOS	25
3.1. Lugar y Fecha de Establecimiento	25
3.2. Material Biológico	26
3.3. Establecimiento de Experimento.....	26
3.4. Unidad Experimental.....	27
3.5. Consideraciones Estadísticas	29
3.6. Variables Evaluadas	30
Germinación fisiológica.....	31
Plántulas Normales.....	31
Plántulas Anormales.....	32
Semillas Muertas.....	33
Peso Seco de la Plántula.....	33
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
4.1. Germinación Fisiológica	34
4.2. Plántulas Normales	36
4.3. Plántulas Anormales	38
4.4. Semillas Muertas	40

4.5. Peso Seco	42
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	44
6. LITERATURA CITADA	45
PÁGINAS DE INTERNET CONSULTADAS.....	50

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Identificación de <i>Moringa oleífera. Lam</i>	5
Figura 3.1. Banco de germoplasma de la Secretaría del Medio Ambiente	25
Figura 3.1.2. Cajas petri esterilizadas con sustratos de algodón.....	27
Figura 3.4. Tratamientos colocados por tratamiento y repetición.....	28
Figura 3.4.1. Tratamientos colocados en charolas para ser introducidos en la cámara de germinación.....	28
Figura 3.5. Proceso para llevar a cabo el peso seco en la balanza analítica....	30
Figura 3.6. Vista de germinación fisiológica.....	31
Figura 3.7. Ejemplo de plántulas normales.....	32
Figura 3.8. Vista de plántulas anormales.....	32
Figura 3.9. Semillas muertas.	33
Figura 3.10. Determinación de peso seco.	33
Figura 4.1. Germinación fisiológica.....	34
Figura 4.2. Porcentaje de plántulas normales germinadas.....	36
Figura 4.3. Porcentaje de plántulas anormales germinadas.....	38
Figura 4.4. Porcentaje de semillas muertas.....	40
Figura 4.5. Peso seco.....	42

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 3.3. Preparación de las diferentes concentraciones de CaCl_2	26
Cuadro 4.1. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable germinación.....	35
Cuadro 4.2. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable plantas normales. ...	37
Cuadro 4.3. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable plántulas . anormales	39
Cuadro 4.4. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable semillas muertas. ...	41
Cuadro 4.5. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable peso seco.	42
Cuadro 4.6. Porcentaje de germinación fisiológica	52
Cuadro 4.7. Porcentaje de plántulas normales	54
Cuadro 4.8. Porcentaje de plántulas anormales.	56
Cuadro 4.9. Porcentaje de semillas muertas	58
Cuadro 4.10. Peso seco	60

RESUMEN

La salinidad en el suelo afecta a gran parte del país, se refiere a la cantidad de sales en el suelo y puede ser estimada por la medición de la conductividad eléctrica (CE) de una solución extraída del suelo; afecta sobre todo a tierras agrícolas porque los fertilizantes contienen sales en pequeñas cantidades. Existen diferentes factores que afectan la salinidad de un suelo, pero sobre todo afecta el crecimiento de las plantas, emergencia y germinación fisiológica de las semillas.

La salinidad puede afectar el crecimiento y desarrollo de las plantas porque no permite que pueda absorber los nutrientes del suelo y agua. Las plantas no toleran ciertos minerales como Calcio (Ca^{2+}), Magnesio (Mg^{2+}), Sodio (Na^+) Potasio (K^+) entre otros. Estos minerales del suelo salino también afectan a la germinación fisiológica de la semilla debido al efecto osmótico (disminuyendo el potencial hídrico y restringiendo así la absorción de agua por las raíces).

Los objetivos del presente trabajo fue evaluar el efecto del ión Calcio (CaCl_2) y tiempo en la germinación fisiológica en la semilla de *Moringa oleífera*. Lam con cinco diferentes niveles de salinidad (Testigo agua destilada 7, 9, 11 y 13 ds.m^{-1}).

Las variables evaluadas fueron: germinación fisiológica, plántulas normales, plántulas anormales, semillas muertas y peso seco.

De acuerdo a los resultados obtenidos, el nivel que presentó mejor germinación fisiológica fue el testigo siguiendo el 9 dS.m^{-1} . tuvo 80.95 por ciento. Para plántulas normales el porcentaje mayor se obtuvo con el tratamiento 11 dS.m^{-1} con 61.90 por ciento y el valor menor de peso seco fue el del testigo, incluyendo que el Ca^{2+} influye en el rendimiento de la moringa.

Palabras Claves: *M. oleífera*. Lam, Germinación, Salinidad, Cloruro de Calcio.

1. INTRODUCCIÓN

La agricultura es la actividad que mayor demanda de agua tiene a nivel mundial, el riego de tierras agrícolas supone la utilización de un 70 por ciento en México (Comisión Nacional del Agua – CNA- 2017).

La salinidad en México se presenta en zonas áridas y en zonas costeras principalmente y es uno de los problemas ambientales más antiguos que afecta la distribución y producción de los cultivos. El uso de agua de mala calidad y mal drenaje, son factores que favorecen el proceso de salinización.

Estimaron las sales solubles del suelo midiendo su resistencia eléctrica. En 1954 el Laboratorio de Salinidad de los Estados Unidos (USDA), reportó el uso de la conductividad eléctrica (CE) para determinar la concentración total de sales solubles en el agua de riego.

El desarrollo y la supervivencia de la agricultura en las zonas áridas dependen del continuo abasto de agua para riego. A pesar de esto, la disponibilidad de agua de calidad adecuada es muy baja y la competencia por este recurso continuará aumentando (Leib y Horst, 2005).

Las semillas el efecto de las sales incide tanto en el crecimiento activo del embrión como en el crecimiento inicial de las plántulas, ya que influye tanto sobre los procesos fisiológicos, como en la imbibición, activación y/o síntesis de enzimas, transporte de sustancias hacia el eje embrionario y bioquímica que desencadenan en el proceso de germinación fisiológica (Berstein,1985, citado por Meza, et al; 2004).

Por lo anterior, se proponen los siguientes objetivos:

Objetivo General

Evaluar el efecto de cuatro niveles del ión Calcio en la germinación fisiológica de semilla de *Moringa oleífera. Lam.*

Objetivo Específico

Evaluar el tiempo de germinación fisiológica de *Moringa oleífera. Lam.* con cuatro niveles de calcio (Ca).

Hipótesis

- El cloruro de Calcio (CaCl_2) afecta el porcentaje germinación fisiológica en la semilla de *Moringa oleífera. Lam.*
- El Calcio (CaCl_2) afecta el tiempo de germinación fisiológica de la semilla de *Moringa oleífera. Lam.*

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Aspectos Generales del Cultivo

2.1.1. Características

La familia Moringaceae se distingue de las otras familias por una combinación única de rasgos (Olson, 2010). Sus especies se caracterizan por tener hojas pinnadas grandes, en donde cada hoja está dividida en varios folíolos dispuestos sobre un armazón llamado raquis. Los frutos forman una cápsula larga y leñosa que cuando alcanza la madurez se abre lentamente en tres valvas que se separan una de la otra por su longitud, quedando pegadas sólo en la base del fruto. En la mayoría de las especies, las semillas presentan tres alas longitudinales. La combinación de hojas pinnadas, frutos trivalvados y semillas con tres alas hace que sea muy fácil reconocer una moringa. Para asegurar la identificación, se pueden buscar las glándulas foliares características de esta familia, las cuales se encuentran en ambos lados flanqueando la base en el ápice del pecíolo y en la mayoría de las articulaciones del raquis. Otras características únicas en la familia, pero menos fáciles de observar, incluyen en estilo hueco y las anteras con dos esporangios o cámaras para el polen en vez de cuatro que suelen presentar las plantas con flor (Olson, 2013).

Foidl et al. (2001) reportan que sus tallos, flores, frutos y semillas son comestibles y de sabor agradable, con elevados porcentajes en proteínas, vitaminas y minerales. Se utiliza como alimento, tanto en personas como para animales (mamíferos, aves y peces).

Características aún menos aparentes incluyen dos ductos de goma en la médula de los tallos y elementos de vaso con placas de perforación sin bordes (Olson y Carlquis, 2001; Olson, 2002).

La moringa (*Moringa oleífera*. Lam) es fácil de identificar por su combinación inconfundible de caracteres. A) hojas grandes, pinnadas, que pueden alcanzar unos 60 cm de longitud; están divididas en folíolos dispuestos

sobre un raquis. En la articulación de cada raquis se encuentran pequeñas glándulas de 1 mm de longitud. B-D, frutos y semillas. B) fruto, una cápsula ligera, leñosa y seca, que en la madurez mide de 10 a 30 o hasta 50 cm; C) el fruto, se abre en tres partes o valvas; D) semillas de 1.5-3 cm de diámetro con un centro de color café oscuro y tres alas de color beige; las silueta muestra la configuración de tres alas. La moringa es la única planta en México con hojas pinnadas con glándulas en las articulaciones, frutos con tres valvas y semillas con tres alas, como se puede observar en la siguiente imagen (Olson y Fahey, 2011), Como puede observarse en la figura 1.

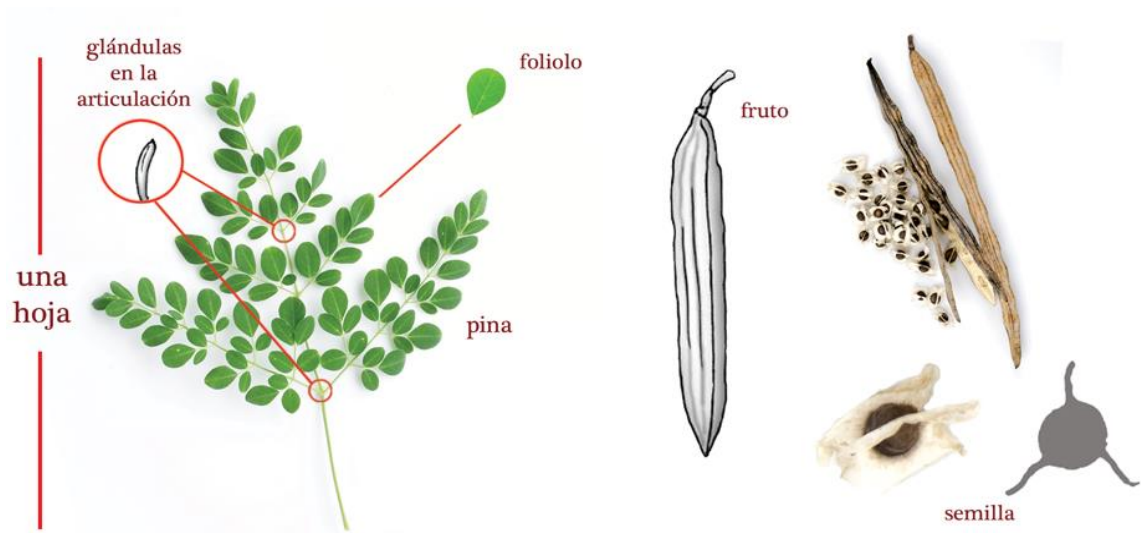


Figura 1. Identificación de *Moringa oleífera*. Lam. (Olson y Fahey, 2011)

2.1.2. Origen

Especie principalmente asiáticas, originarias de las faldas del sub Himalaya (valles sub Himalaya) en el Norte de la India, aunque pueden encontrarse hoy en día a lo largo de todo el planeta. En la actualidad la *M. oleífera* está distribuida por todo el mundo, en los trópicos y subtrópicos. Se asocia morfológicamente con la *Moringa concanensis* y con la *Moringa peregrina* y se denominan árboles esbeltos, por su figura estilizada y alta (Fuglie, 2001).

2.1.2.1. Clasificación Taxonómica

A la fecha según el Integrate Taxonomic Information System (ITIS, 2017) la clasificación taxonómica de *M. oleífera* reconocida es la siguiente:

Reino: *Plantae*

Subreino: *Viridiplantae*

Infrareino: *Streptophyta*

Superdivisión: *Spermatophytina*

Clase: *Magnoliopsida*

Superorden: *Rosanae*

Orden: *Brassicales*

Familia: *Moringaceae*

Género: *Moringa*

Especie: *Moringa oleífera. Lam.*

2.2. Descripción Botánica

La *Moringa oleífera. Lam* es un árbol siempre verde o perennifolio de tamaño pequeño y crecimiento acelerado que usualmente alcanza de 10 a 12 m de alto. Tiene una copa abierta y esparcida de ramas inclinadas y frágiles, un follaje plumoso de hojas pinnadas en tres, una corteza gruesa, blanquecina y de

aspecto corchoso. Se valora principalmente por sus frutos, hojas, flores y raíces todas comestibles y por el aceite que es obtenido de las semillas (también comestibles). Este cultivo puede ser propagado por medio de semillas o por producción asexual (estacas), aún en suelos débiles; soportando largos periodos de sequía y crece bien en condiciones áridas y semiárida. (Cáceres y Díaz, 2005).

2.2.1. Características Morfológicas

- Raíz. La raíz principal mide varios metros y es carnosa en forma de rábano. Es pivotante y globosa lo que brinda a la planta cierta resistencia a la sequía en periodos prolongados. Cuando se le hacen cortes produce una goma color rojizo parduzco.
- Hojas. Las hojas son compuestas, de unos 20 cm de largo, con hojuelas delgadas, oblongas u ovaladas de 1 a 2 cm de largo y de color verde claro; tienen cualidades nutritivas sobresalientes, que están entre las mejores de todos los vegetales perennes. El contenido de proteína es del 27 por ciento, además tienen cantidades significativas de Calcio, Hierro y Fosforo, así como vitamina A y C.
- Flores. Las flores son de color crema, numerosas, fragantes y bisexuales. Miden de 1 a 1.5 cm de largo. Éstas se encuentran agrupadas y están compuestas por sépalos lineales a lineal-oblongo, de 9 a 13 mm de largo. Los pétalos son un poco más grandes que los sépalos.
- Tallo. La corteza es blanquecina, el tronco generalmente espeso e irregular en tamaño y forma y la corona pequeña y densa; rara vez sobrepasa los 10 metros de altura.
- Fruto. Las frutas son unas cápsulas de color pardo, de tres lados, lineares y pendientes, con surcos longitudinales, usualmente de 20 a 45 cm de largo, aunque a veces hasta de 120 cm de largo y de 2 a 2.5 cm de ancho que dan apariencia de vaina. Si se corta transversalmente se observa una sección triangular con varias semillas dispuestas a lo largo. Las frutas alcanzan la madurez aproximadamente 3 meses después del florecimiento.

- Semilla. Las semillas son carnosas, cubiertas por una cáscara fina de color café. Poseen tres alas o semillas aladas de 2.5 a 3 mm de largo. Al quitar la cascara se obtiene el endospermo que es blanquecino y muy oleaginoso. (Parrotta, 1993).

2.3. Concepto de Semilla

La semilla es el Óvulo fertilizado y maduro que contiene un embrión, así como distintas cantidades de endospermo y/o perispermos y tegumentos que sirven de protección a dichas estructuras (Niembro, 1998).

Bradbeer (1998) mencionó que la semilla es el producto del óvulo fertilizado, donde en las Gimnospermas se logra ver a simple vista las escalas que constituyen el cono y en las Angiospermas las semillas están formadas dentro de un ovario. Estas eventualmente logran germinar o dar un individuo nuevo.

El término semilla, también se ha logrado definir como insumo estratégico, al que se le ha ofrecido una atención muy peculiar en la época moderna; por tal motivo se dice que es la relación entre la generación tecnológica y la creciente necesidad de producción de alimentos y otros productos del campo para la creciente población mundial (Rincón et al., 1991).

Flores (2004) refirió que hay diferentes descripciones de semilla; óvulo maduro fecundado, estructura vegetal que da origen a una planta unidad de diseminación de la especie. Sin embargo, en el área de la tecnología de semillas se considera como la unidad básica de vida, un embrión aparte de la planta que dará origen a una planta de características superiores (mejorada), que proveerá una ventaja adicional a las variedades existentes, lo cual estimulará su siembra, de esa manera la empresa destinada a la producción de semillas cuenta con expectativa importantes para la venta de este producto.

2.3.1. Calidad de las Semillas

Para Delouche (1971) menciona que la calidad de 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 pre cosecha, la forma de cosecha, el secado de semilla, la forma de efectuar el acondicionamiento, las condiciones de almacenamiento, la edad de la semilla, la uniformidad del lote de las semillas y la selección del suelo para la siembra y para Niembro (1998) la calidad es el complejo de atributos que caracterizan a un lote de semillas; termino 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.

El concepto de calidad de semillas es complejo, pero alude fundamentalmente a tres factores; viabilidad, potencial de germinación fisiológica y vigor del lote de semillas (Raven, et, al., 1991). Sin embargo (Chapman, 1973) al definir semilla de calidad, refirió que el porcentaje de germinación fisiológica 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.

Cuando se mantienen ciertas características básicas en las semillas, éstas le generan una calidad determinante, entre las cuales se encuentran la calidad genética, sanidad, pureza, contenidos de malas hiervas, poder germinativo, contenido de humedad, peso por (mg) y pesos volumétricos; así como la integridad física o ausencia de daño mecánico, ausencia de dormancia y composición química (Flores, 2004).

Un factor básico para el éxito de la agricultura moderna es la utilización de variedades con potencia para obtener altos rendimientos en granos o forrajes. Para contribuir a este propósito, se han desarrollado técnicas de análisis que

permiten evaluar la calidad de las semillas para la siembra (Hernández y Carballo, 1997) las cuales son de interés tanto para la industria semillera como para las instituciones responsables de la certificación, ya que determinan el valor de las semillas para beneficio del agricultor. (International Seed Testing Association-ISTA, 2005).

2.3.2. Clasificación de las Semillas

2.3.2.1. Semilla dura

Moreno (1996) menciona que las semillas duras son aquéllas que no han absorbido agua como consecuencias de la impermeabilidad de sus cubiertas y por lo tanto, permanecen duras después de la prueba de germinación. Un ejemplo podría ser en caso de las familias Leguminaceae y Malvaceae. Siempre una prueba de germinación fisiológica debe registrar un porcentaje de semillas duras.

2.3.2.2. Semillas latentes

Hartman y Kester (1999) dicen que las semillas viables que no germinan cuando las condiciones ambientales son favorables se consideran latentes.

Este estado de la semilla quizás se deba a causas físicas (por ejemplo: cubierta dura, impermeable al agua etc.) o causas fisiológicas como los inhibidores químicos en el fruto y la semilla y los embriones inmaduros.

Moreno (1996) afirma que las semillas viables son diferentes a las semillas duras, aún cuando las condiciones sean favorables para cierta especie. Éstas no germinan y se les denomina semillas latentes. Para determinar la viabilidad de las semillas, existe la prueba de tetrazolio o bien, para acelerar la germinación fisiológica pueden ser aplicando sustancias promotoras de dicha germinación. Cuando se hacen pruebas de germinación, se debe registrar el porcentaje de las semillas latentes. Para Flores (2004), la latencia es la capacidad que tienen las semillas para poder atrasar o retrasar su germinación fisiológica

hasta que el tiempo y lugar sean favorables y lo representa como un mecanismo de sobrevivencia de las plantas.

2.3.2.3. Semillas Muertas

Las semillas muertas son consideradas aquéllas que no germinen, diferentes de las semillas latentes o duras. Además, son las que presentan un aspecto descolorido y están blandas y frecuentemente están invadidas por mohos (Moreno, 1996)

2.3.3. Germinación

Perry (1988), hace mención que la germinación fisiológica es un criterio de calidad que se acepta a nivel general y que se determina por análisis de rutina en los laboratorios de evaluación de semillas. Sin embargo, la información de la capacidad germinativa no siempre garantiza en forma confiable una adecuada emergencia en el campo, por lo que es necesario conocer el vigor de la semilla, que es un aspecto de calidad de la semilla más allá de la germinación.

Por otro lado, Moreno (1996) define a la germinación fisiológica como la emergencia y desarrollo de aquellas estructuras esenciales que provienen del embrión que manifiestan la capacidad de la semilla para producir una planta bajo condiciones favorables.

Por su parte Duffus y Slaughter (1985) definieron a la germinación fisiológica 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 ha conocido como el inicio de activación del crecimiento de una espora, semilla, yema u otra estructura (Raven y E. Susan 1991).

Para que la germinación fisiológica se realice, 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 fisiológica (Hartman y Kester, 1999).

2.3.4. Procesos Más Comunes en la Germinación

Camacho (1994) menciona que los procesos más comunes de germinación fisiológica son:

- Imbibición de la semilla.
- Diseminación de los aminoácidos del eje embrionario.
- Reducción de los nucleótidos de la piridina mediante la pentosa fosfatada y el glicolisis.
- Oxidación de los nucleótidos de la piridina mediante el sistema nitrato reductasa con formación de ATP.
- Asimilación de los monómeros para la elongación celular (este paso es producido por las auxinas).
- Hidrólisis de los polímeros de los tejidos nutritivos (inducidos por las giberelinas).
- Translocación de los monómeros de los tejidos nutritivos a los tejidos del eje embrionario; en este punto, el metabolismo de la semilla pasa de una fase predominante anaeróbica a otra aeróbica.
- Aumento a la actividad del ciclo de Krebs.
- Incremento de la transcripción del ADN en el embrión.
- Replicación del ADN y división celular en el embrión que es inducida por las citoquininas.
- Incremento en la respiración y síntesis de nuevas proteínas en el embrión, para que por último se inicie un crecimiento visible con la emisión de la radícula.
 - Principales factores que Afectan la Germinación fisiológica de la Semilla y la Emergencia de las Plántulas.

Los factores que afectan a la germinación fisiológica de la semilla los podemos dividir en dos tipos: Internos y externos.

2.3.4.1. Factores Internos.

La latencia como una condición que impide la germinación, aun cuando la luz, la humedad, la aireación y la temperatura sean satisfactorias, además de que puede ser una característica hereditaria o inducida durante la extracción y almacenamiento de las semillas (USDA, 1984).

Según Gaytán (2001) existen tres tipos de latencia en las semillas:

- a) Latencia morfológica o latencia exógena es originada por tegumentos impermeables al agua y al paso de los gases, así como tegumentos resistentes a la acción mecánica.
- b) Latencia fisiológica o latencia endógena. Ocasionada por embriones fisiológicamente inmaduros, inhibidores químicos.
- c) Doble latencia. Esta se origina por la combinación de la latencia morfológica y latencia fisiológica.

Ecológicamente se piensa que los mecanismos de control de la germinación fisiológica se han originado como mecanismos para la supervivencia en la naturaleza (Hartmann y Kester, 1999).

Reporta que la viabilidad de las semillas es el periodo de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar. Este periodo es variable y depende del tipo de semillas y de las condiciones del almacenamiento. (Jiménez, 2010).

2.3.4.2. Factores Externos

Las condiciones extrínsecas son las condiciones del medio ambiente en la cual van a germinar las semillas, Ruiz et al., (2010) considera cuatro factores:

- a) Aire. El aire es el agente productor de Oxígeno, es indispensable durante toda la vida del embrión. La respiración del embrión se hace en el momento que inicia la germinación fisiológica y se requiere gran cantidad de oxígeno, el cual es necesario por las oxidaciones de las sustancias orgánicas, que son la fuente de energía durante la germinación fisiológica del embrión.
- b) Humedad. Hidrata el citoplasma de las células, permite la disolución de las sustancias de reserva y las transporta hacia el embrión. Además de reblandecer, hinchar y romper la cubierta de la semilla, lo que permite la salida de las estructuras del embrión durante la germinación.
- c) Temperatura. Según la especie de que se trate tiene una temperatura para su germinación, existiendo una máxima, una mínima y una óptima para cada una de éstas.
- d) Luz. La acción que tiene la luz sobre la germinación fisiológica es variable, algunas germinan en la luz y otras lo hacen mejor en la oscuridad.

El efecto de la luz sobre las semillas depende de condiciones internas de ésta y de algunos factores externos como la temperatura bajo la cual germinan.

- e) Imbibición. Copeland y M. Donald (1986) consideran que la imbibición es el primer evento que ocurre durante la germinación, la cual consiste en la absorción de agua por la semilla. La composición de la semilla, la permeabilidad de la cubierta y la disponibilidad de agua son factores que determinan e influyen en la extensión de la imbibición.

Por otro lado, para Bewley y Black (1986) este proceso de la imbibición finaliza con el inicio del crecimiento del eje embrionario, usualmente la radícula,

incluyendo eventos como la hidratación de proteínas, cambios estructurales, subcelulares, respiración, síntesis macromolecular y crecimiento celular.

Tesar (2001), reporta que después de una imbibición inicial que principia a los diez minutos, se incrementa la respiración, la síntesis de varias enzimas y la actividad celular. Las enzimas formadas son las requeridas en la hidratación y en la acción de una hormona u otra enzima, las cuales son activadas en minutos o varias horas. La síntesis de proteínas ocurre 30 minutos después de la imbibición. La liberación de reguladores de crecimiento es estimulada posteriormente por la hidratación, los cuales inician la actividad enzimática, síntesis de nuevos RNA y nueva síntesis de DNA asociado con la división celular y crecimiento.

2.3.5. Deterioro de la Calidad de la Semilla

Mendoza (1985) asevera que el proceso de deterioro es inexorable, irreversible, mínimo en madurez fisiológica y el nivel es variable entre especies, variedades, híbridos, lotes de semilla de una misma especie e inclusive, varía dentro de semillas individuales de un mismo lote.

De esa misma forma Miranda (1984) cita que el deterioro de la semilla es caracterizado como un proceso natural que envuelve cambios fisiológicos, bioquímicos y físicos en la semilla a medida que ella muere. Sin embargo, en un sentido amplio, el deterioro de la semilla incluye todo decrecimiento en la calidad de la semilla, desde el proceso de fecundación continuando hasta la germinación fisiológica de la propia semilla.

2.3.5.1. Manifestación del Deterioro de Semillas

Duffus y Slaughter (1985), mencionan que algunas de las manifestaciones que las semillas presentan por el deterioro son: cambios en el color, disminución de la tolerancia a condiciones favorables de almacenamiento, reducido crecimiento de plántulas, disminución de la capacidad germinativa y un incremento de plántulas anormales.

Ruiz et, al., (2010) en un estudio realizado para evaluar la calidad fisiológica de dos poblaciones de maíz criollo encontró que entre mayor longitud de plúmula mayor peso seco, resultados similares a los que obtuvieron Estrada et. al., (1999) quienes encontraron relación directa entre la longitud de plúmula y peso seco, confirmando que a mayor longitud correspondió un mayor peso seco.

Otras consecuencias del deterioro de la semilla pueden ser la disminución de la tolerancia a factores ambientales adversos durante la germinación; pérdida de la organización de organelos y membranas; disminución de la actividad enzimática; cambios de la actividad respiratoria y alteraciones cromosómicas. La magnitud del deterioro está fuertemente influenciada por los factores genéticos de la semilla, su historia previa de manejo en el campo y las condiciones ambientales después de madurez fisiológica.

Los principales factores que influyen en el nivel de deterioro en el campo son: la alta temperatura, humedad ambiental elevada, lluvias frecuentes y prolongadas, daño por plagas y enfermedades y el tiempo de exposición en que la semilla permanece en el campo después de madurez fisiológica. Este último factor es particularmente importante en este proceso (Mendoza, 1985).

2.4. Usos Generales del Cultivo

2.4.1. Alimentación Humana

De esta planta se aprovechan todas sus partes para uso comestible. Las frutas, las hojas, las raíces y el aceite son altamente apreciados por su valor nutritivo y se utilizan para la elaboración de diferentes platos en la India, Indonesia, Filipinas, Malasia el Caribe y en más países africanos (Foidl, et al., 2001; Ghazali y Mohamed (2011). Las hojas tiernas cocidas se emplean en la preparación de ensaladas, sopas y salsas; también pueden consumirse crudas, como otras verduras. Las flores cocidas tienen un sabor que recuerda al de algunas setas comestibles. Las vainas tiernas son muy apreciadas en la India, se preparan del mismo modo que las habichuelas y su sabor son parecidos al de los

espárragos. Al madurar, las vainas se tornan algo leñosas y pierden cualidades como alimento. No obstante, las semillas pueden ser separadas de la vaina madura y ser utilizadas como alimento. Las semillas maduras se pueden preparar de manera similar a los guisantes y también consumirse fritas, tostadas (como el maní); en infusiones y en salsas (Ramachandran, et al., 1980). En Malasia, el mismo autor menciona que las vainas verdes se utilizan como ingredientes de variedades locales de curry. A partir de las raíces se prepara la salsa ya que, por su sabor, recuerdan al rábano picante; por ello la moringa en algunos sitios se conoce como el árbol del rábano. Las hojas de esta especie presentan un elevado contenido de vitaminas, provitaminas y minerales (Palada y Chang, 2003). Además, se ha demostrado que contienen todos los aminoácidos para la vida, incluyendo algunos como la Arginina y la Histidina, que se encuentran generalmente en proteínas de origen animal y que son muy importantes para el desarrollo de los infantes. Por esta razón, en la última década la FAO promovió un programa para el uso de moringa dirigido a la población infantil con altos índices de desnutrición y a las madres gestantes y lactantes (Fuglie, 2001). No obstante, debe señalarse que algunas fuentes de internet reportan números exagerados para comparar esta planta con diferentes frutas y vegetales en cuanto al contenido de nutrientes.

El aceite de moringa es rico en ácidooléico y en tocoferoles (Anwar, et al., 2005). Excepto por su menor contenido de ácido linoléico, dicho aceite presenta composición química y propiedades físicas que lo asemejan al de oliva. Se utiliza en el aderezo de ensaladas en Haití y otras islas del Caribe (Foidl et al., 2001) sin que se hayan reportado casos de efectos adversos, alergias o toxicidad (Ghazali y Mohammed, 2001).

También puede ser empleado en el mejoramiento de la estabilidad oxidativa de otros aceites. Durante la conservación, cocción y fritura de los aceites vegetales tradicionales ocurre el deterioro de sus cualidades nutritivas debido a reacciones colaterales de degradación del ácidolinoléico (Warner y

Knowlton, 1997). El ácido oleico, el cual es el más resistente a la oxidación que el linoleico, está contenido en grandes cantidades en el aceite de *Moringa oleifera* Lam (Martín, 2010); por eso, la adición de este a otros aceites permite obtener mezclas con propiedades mejoradas para el uso culinario sin que se afecten las propiedades naturales.

En Guatemala se llevó a cabo un proyecto extenso sobre el uso de la moringa en la alimentación, donde determinaron el uso potencial de hojas, vainas y frutos para su utilización en la elaboración de alimentos nutricionalmente mejorados, para complementar la alimentación de poblaciones con alta vulnerabilidad alimentaria y nutricional. Dentro de las preparaciones tradicionales adicionadas con harina de moringa se determinó que las más aceptadas son el tamalito de moringa, seguido de los frijoles y la sopa de arroz con moringa (INCAP, 2008), (Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá).

2.4.2. Alimentación Animal

El alto valor nutricional y los excelentes rendimientos de biomasa, hacen de la moringa un recurso importante en los sistemas de producción pecuaria, para la alimentación animal (Pérez et al., 2010). En un estudio realizado en Venezuela concluyen que la moringa es una importante fuente de forraje, dado sus considerables valores de proteína cruda, minerales, poca presencia de compuestos pro-tóxicos y relativamente bajas concentraciones de posibles factores anti-nutritivos (García et al., 2003).

Evaluaciones con diferentes densidades de siembra, determinaron que un millón de plantas ha^{-1} es la densidad óptima para la producción de biomasa fresca, materia seca y proteína, además de menores pérdidas de plantas después de los cortes, costo de siembra, manejo del corte y control de malezas en condiciones agroclimáticas óptimas (Foidl et al., 1999; Foidl et al., 2001).

Foidl et al. (1999) recomiendan cortar los rebrotes en intervalos de entre 35 y 45 días, en función de las condiciones de manejo de cultivo, que puede alcanzar una altura de 1.2 a 1.5 m. Sin embargo, Reyes (2004) hace referencia

que el primer corte se debe efectuar a los 5 ó 6 meses después de la siembra y los cortes posteriores cada 45 días en la época de lluvia y cada 60 días en la estación poco lluviosa. La mejor altura de corte para esta planta debe ser entre 20-30 cm del suelo (Padilla et. al., 2012).

2.5. Requerimientos del Cultivo

2.5.1. Clima

Olson y Fahey (2011) mencionan que la *Moringa* es una planta que se adapta principalmente a las zonas cálidas, que no presenten heladas. Por otro lado, Mahmood et al. (2010) dijo que esta planta es capaz de adaptarse a climas tropicales y subtropicales.

2.5.2. Temperatura

En el centro del origen de *M. oleífera*, las temperaturas anuales presentan oscilaciones muy amplias, con temperaturas mínimas y máximas a la sombra que van de -1° a 3° en los meses fríos y de 38° a 40 °C en los meses más cálidos (Mahmood et al., 2010). Si bien la moringa tiene amplia capacidad de soportar un amplio espectro de temperaturas medias de 25° a 30°C (Paliwal et al., 2011). Sin embargo, Espinosa et. al., (2014) reportan que las temperaturas óptimas son de 24° a 32°C, subóptimas de 22°-32° y las marginales de < 24° y >32°C.

2.5.3. Precipitación

La moringa es altamente tolerante a la sequía, en su hábitat natural la precipitación media anual varía de 750-2200 mm (Mahmood et al., 2010). Se cultiva ampliamente en las regiones semiáridas y áridas de la India, Pakistán, Afganistán, Arabia Saudita, y el Este de África, donde la precipitación anual es de 300 mm, por lo que probablemente en estos sitios reciba algunos riegos de auxilio.

Por su parte Duke (1983) reporta que la moringa puede desarrollarse en un amplio rango, que va desde los 480 hasta 4030 mm anuales. Pero para obtener buenos rendimientos requiere de una precipitación anual de 1000 a 2000

mm bien distribuidos (Paliwal et al., 2011). Estudios realizados en Chiapas, México, sugieren que la precipitación óptima es de 700 a 1,500 mm, la subóptima de 500 a 700 mm como mínimo y máximo de 1,500 a 2,200 mm. Por otra parte, no se recomienda establecerse en regiones con precipitaciones menores a 500 mm y mayores a 2,200 mm (Espinosa et al., 2014).

2.5.4. Altitud.

La moringa se distribuye desde cero hasta los 1400 msnm (Parrota, 2009). Sin embargo, Olson y Fahey (2011), mencionan que prospera mejor en sitios por debajo de 500 msnm y tiene un pobre desarrollo cuando se cultiva en altitudes superiores a 1,500 msnm. Espinosa et al. (2014) hacen referencia que las altitudes óptimas se encuentran entre los 7 a los 800 msnm, las subóptimas entre los 800 a 1200 msnm y las no favorables debajo de los 7 m y arriba de los 1,200 msnm.

2.5.5. Edáficos.

La moringa crece a lo largo de los ríos más grandes de su área de distribución natural en aluviones, suelos que generalmente son muy bien drenados y con bajo contenido de materia orgánica (Parrota, 2009). Soporta una amplia gama de tipos de suelo y pH de entre 4.5-9, pero prefiere suelos bien drenados y con un pH neutro (Paliwal et al., 2011). Sin embargo, investigaciones realizadas en Guatemala por el INCAP (2008) muestran que la planta se adapta a suelos arcillosos o pesados, siempre y cuando no presenten saturaciones por un tiempo prolongado.

2.6. La Salinidad en México

En México, predominan los suelos salinos y sódicos debido a las condiciones ambientales, se distribuyen ampliamente en valles cercanos a las costas, estuarios ribereños, en zonas áridas y semiáridas, el problema se deriva de un mal manejo del agua de riego, donde los suelos presentan drenaje deficiente, evaporación alta y mala calidad del agua debido al uso de las aguas residuales, la superficie afectada por salinidad es el 10 por ciento del área irrigada

y de ésta, aproximadamente el 65 por ciento se localiza en el norte del país (Fernández,1972).

El mismo autor afirma que el problema se localiza fundamentalmente en las zonas áridas y semiáridas. Sin embargo, también hay suelos salinos en regiones húmedas. La principal sal que participa en la salinización es el cloruro de sodio.

2.6.1. Proceso de Salinización

El proceso de salinización de un suelo está condicionado por los siguientes factores. (USDA, 1994).

2.6.1.1. Agua de Mala Calidad

Las aguas para riego pueden contener de 0.1 a 5 toneladas de sal por hectárea en una lámina de 30 centímetros de agua y la aplicación anual puede ser de hasta 1.5 metros o más. De esta manera, en períodos de tiempo relativamente cortos, pueden agregarse a los suelos cantidades considerables de sales solubles. El uso de aguas salinas apresura el proceso de salinización y se puede presentar cuando los riegos se aplican sin las correspondientes láminas de requerimiento de lavado que sirven para arrastrar las a sales a través del perfil y sacarlos de la zona donde se desarrollan las raíces (De la Peña, 1980).

2.6.1.2. El Clima

La alta evaporación y bajas precipitaciones, evitan el lavado natural de las sales (De la Peña, 1980).

2.6.1.3. Topografía

En el proceso de salinización, las sales presentes en los suelos proceden de la intemperización de rocas y minerales que constituyen la corteza terrestre; de estos elementos, los que participan en las sales de los suelos salinos son: Ca, Mg, Na, K, Cl, S, C, N, B y I y con menor frecuencia Cu y Zn. Por otra parte, los factores secundarios incluyen prácticas inadecuadas de riego y la aplicación intensiva de fertilizantes. La concentración en el suelo fluctúa constantemente

debido a cambios en el suplemento de agua, drenaje y evapotranspiración, además, la salinidad no sólo es causada por el NaCl sino también por Na₂SO₄, NaHCO₃ y Na₂CO₃ y las relaciones de estas sales con cationes como K⁺, Ca²⁺ y Mg²⁺ (Richards, 1988) citado por (González, 2009).

2.6.2. Conductividad Eléctrica

En 1897 Whitney y Means estimaron las sales solubles del suelo midiendo su resistencia eléctrica. En 1954 el Laboratorio de Salinidad de los Estados Unidos reportó el uso de la conductividad eléctrica (CE) para determinar la concentración total de sales solubles en el agua de riego.

Este índice se usa con propósitos de diagnóstico y clasificación, tanto de suelos como de aguas, por ser una medida indirecta de la presión osmótica. Su gran difusión es debida a la facilidad y rapidez con que puede ser determinado (Aceves, 1979).

2.6.3. Efecto de Salinización En Las Plantas

En diferentes experimentos se ha reportado que la salinidad en el suelo crea condiciones desfavorables para el desarrollo de las plantas, y los mecanismos propuestos son efectos tóxicos, reducción en el suministro de agua a la planta causando lo que se conoce como sequía fisiológica. Sin embargo, es difícil diferenciar entre el efecto tóxico y el efecto osmótico producido por las sales en el requerimiento de agua por la planta (González, 2009).

A diferencia del daño secundario por sales (deshidratación osmótica o diferencias nutrimentales) el daño primario involucra efectos tóxicos específicos, directamente en la membrana exterior (plasmalemma) o después de la penetración a través de la membrana, dentro del protoplasto. Mientras que los daños por estrés osmótico son impedidos con la absorción, el daño primario por sales aumenta con la absorción de éstas (Levitt, 1980) citado por (González, 2009). Lo anterior ha sido comprobado comparando soluciones isotónicas de sales y solutos orgánicos.

El ensalitramiento de los suelos produce condiciones extremadamente desfavorables para el desarrollo de las plantas. La acumulación excesiva de sales solubles en la zona radical, es un factor limitante de la producción de la agricultura bajo riego (De la Peña, 1980).

Aceves (1979) asegura que, de acuerdo a la reacción de las plantas a la salinidad, éstas pueden dividirse en halófitas y glicófitas. Las primeras son plantas que se desarrollan en hábitats salinos a los cuales se han adaptado durante su ontogénesis, debido a las características y propiedades desarrolladas durante su proceso evolutivo en respuesta a las condiciones prevalecientes. Mientras tanto las segundas, son plantas que se desarrollan en hábitats no salinos y su desarrollo está limitado a su habilidad de adaptación a la salinidad durante su crecimiento individual.

2.6.4 Efecto del Ion Calcio (Ca^{2+})

El Calcio es esencial para muchas funciones de la planta.

Algunas de ellas son:

- división y elongación celular
- Desarrollo adecuado de paredes celulares
- Captación y metabolismo de nitratos
- Actividad enzimática
- Metabolismo del almidón

El Calcio es un componente esencial de las paredes de las células y sólo puede ser suministrado por la xilema. Además, el Calcio es un cofactor de ciertas reacciones enzimáticas. Por lo tanto, si la planta agota el suministro de Calcio del suelo, no puede movilizarlo de tejidos viejos hacia los nuevos brotes o frutas, lo

que resulta en una disminución en la productividad. Esto es especialmente válido cuando un cultivo tiene insuficiente calcio en el suelo y llegan las primeras lluvias. El rápido crecimiento generado por la humedad conlleva un déficit de calcio en los tejidos nuevos porque el Calcio no alcanza a ser movilizado hasta las zonas de crecimiento. (Oscar Piedrahita, nuprec, junio 2012)

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar y Fecha de Establecimiento

El experimento se estableció el 27 de enero del año 2017 en el Laboratorio de Análisis de Calidad de Semilla del Banco de Germoplasma Vegetal, perteneciente a la Secretaría del Medio Ambiente del Gobierno del Estado de Coahuila de Zaragoza. ubicado en el kilómetro 2.5 de la carretera Zacatecas. Geográficamente sus coordenadas son: Latitud 25°22'29.7" Norte y Longitud 101°00'42.7" Oeste a 1757 msnm (Figura 3.1. Google 2016).



Figura 3.1. Banco de germoplasma de la Secretaría del Medio Ambiente (Google 2016).

3.2. Material Biológico

Semillas. Para este estudio se empleó semilla de *Moringa oleifera*. Lam. de la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León (FAUANL) siendo de una misma cosecha y estado de madurez.

3.3. Establecimiento de Experimento

Se prepararon las diferentes concentraciones de CaCl₂. en el Laboratorio de Calidad de Aguas del Departamento de Riego y Drenaje de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro como se muestra en el Cuadro 3.3.

Cuadro 3.3. Preparación de las Diferentes Concentraciones de CaCl₂.

C.E	Tratamientos	meq/l	Tratamientos
dS.m ⁻¹		meq/l	(CaCl ₂) gr/100 ml
7	1	70	0.387 gr
9	2	90	0.498 gr
11	3	110	0.609 gr
13	4	130	0.720 gr
	Testigo		Agua destilada

Las semillas se depositaron en cajas Petri con un sustrato de algodón (como cama absorbente) y papel filtro sobre éste como se muestra en la siguiente Figura 3.2.



Figura 3.2. Cajas Petri esterilizadas con sustratos de algodón.

3.4. Unidad Experimental

Caja Petri con siete semillas de *M. oleífera*. Las semillas fueron puestas sobre una cama absorbente de algodón y papel filtro humedecido con los distintos tratamientos.

Las semillas fueron seleccionadas de tamaño y color uniforme para la germinación. Cabe mencionar que dichas semillas no recibieron ningún tratamiento previo al proceso germinativo.

De cada tratamiento se hicieron tres repeticiones y el testigo (agua destilada) Como puede observarse en la siguiente Figura 3.3.



Figura 3.3. Tratamientos colocados por tratamiento y repetición

Las cajas Petri se introdujeron a la cámara de germinación fisiológica de alta capacidad con las siguientes condiciones; temperatura de 25° C, 12 horas luz y 12 horas de oscuridad 12/12. (Figura 3.4.).



Figura 3.4. Tratamientos colocados en charolas para ser introducidos en la cámara de germinación.

3.5. Consideraciones Estadísticas

Para el análisis de las variables consideradas en el presente trabajo (plántulas normales, plántulas anormales, semillas muertas, y peso seco). El modelo estadístico fue un diseño completamente al azar con arreglo factorial 4 x 3 con un tratamiento extra (agua destilada), siendo la unidad experimental la caja petri. El análisis estadístico se realizó utilizando el software Diseños Experimentales versión 1.7, octubre 2016 Autor: Emilio Olivares Sáenz de la Universidad Autónoma de Nuevo León para obtener el análisis de varianza (ANOVA) en cada caso según la variable evaluada.

Modelo estadístico:

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

Donde:

$i = 1, 2, 3, 4, 5$ (Valores de conductividad eléctrica C.E)

$j = 1, 2, 3$ (Número de repeticiones)

μ = Media general

α_i = Efecto del i -ésimo valor de conductividad eléctrica

ε_{ij} = Error experimental

3.6. Variables Evaluadas

A los 42 días se hizo la evaluación final, anotando la germinación fisiológica, el número de plántulas normales, anormales, semillas muertas y peso seco.

Las plántulas normales se llevaron a peso seco a una temperatura constante de 40° C por 24 horas y posteriormente se tomó peso seco (Figura 3.5.).



Figura 3.5. Proceso para llevar a cabo el peso seco en la balanza analítica.

Germinación fisiológica. Se tomaron en cuenta para este conteo las semillas que presentaron una radícula de más de 0.3 centímetros (Figura 3.6.).

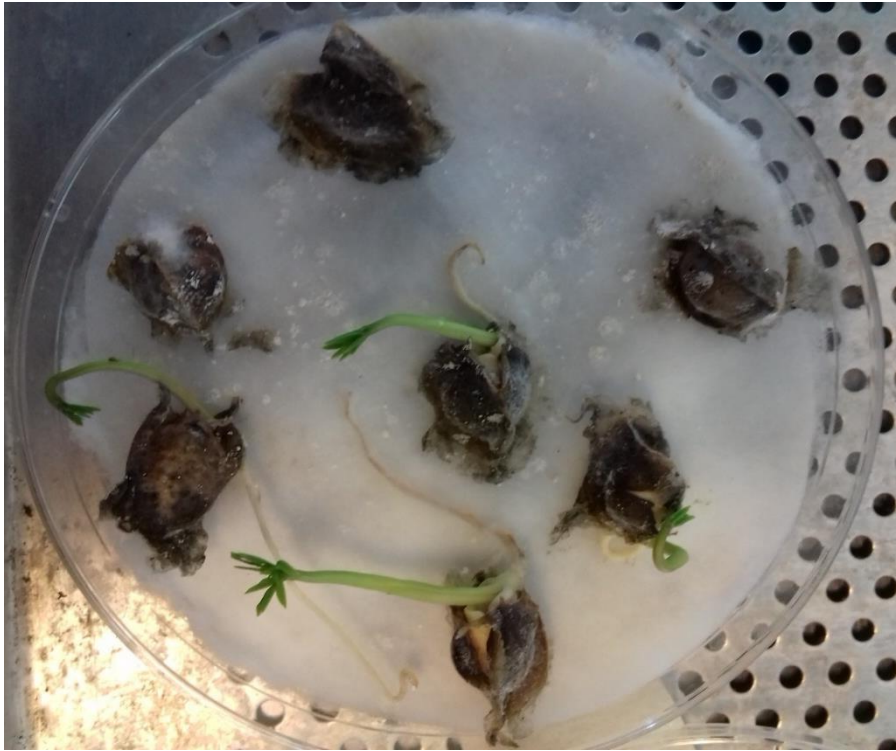


Figura 3.6. Vista de germinación fisiológica.

Plántulas Normales. Se consideran plántulas normales aquéllas que poseen sus estructuras esenciales para producir una plántula en sustrato bajo condiciones de agua, luz y temperatura. Esta variable se midió cada tres días, durante el desarrollo de toda la prueba. En la Figura 3.7. se observa un ejemplo de cuatro plántulas normales germinadas.



Figura 3.7. Ejemplo de plántulas normales.

Plántulas Anormales. Son aquéllas que tienen alguna deficiencia en desarrollo de sus estructuras esenciales, lo que les impide su desarrollo. Un ejemplo de plántulas anormales, en donde su crecimiento se vio afectado debido a la cantidad de sales se presenta en la Figura 3.8.



Figura 3.8 Vista de plántulas anormales.

Semillas Muertas. Aquéllas que no germinen y que no se les clasifique como latentes o duras, deberán ser consideradas como semillas muertas. Esta variable se registró al final de la prueba. En la Figura 3.9. se puede observar ejemplos de semillas muertas donde no germinaron.

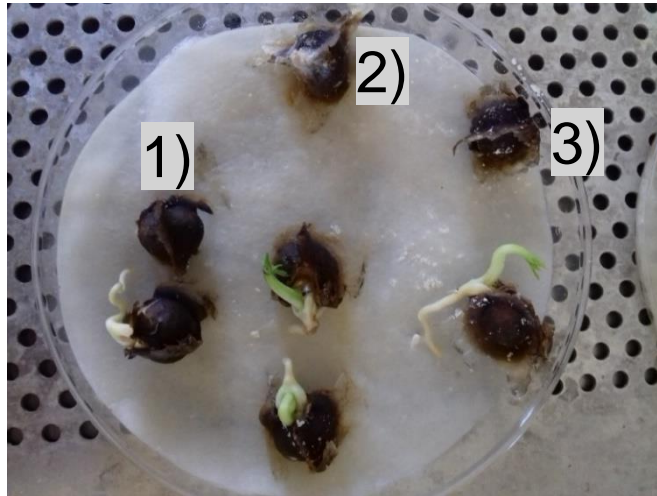


Figura 3.9. Semillas muertas.

Peso Seco de la Plántula. Las plántulas medidas en cada tratamiento se colocaron en recipientes especiales para el secado, posteriormente se colocaron en la estufa; cada uno de los recipientes estuvo perfectamente identificado. Figuras 3.10. y 3.11.



Figuras 3.10. y 3.11. Determinación de peso seco.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Germinación Fisiológica

Todos los tratamientos iniciaron su germinación al día 6, evaluándolo hasta 42 día para la germinación fisiológica de *M. oleífera*. Lam bajo condiciones salinas, el porcentaje más alto de germinación fisiológica se obtuvo con la concentración Testigo, lográndose el 90.48 por ciento; seguido por las concentraciones salinas de 11 dS.m⁻¹ y 13 dS.m⁻¹ reportándose el mismo por ciento de un 66.67. El porcentaje más bajo de germinación fisiológica se presentó en el nivel más bajo de salinidad, teniendo como resultado un 42.86 por ciento en la concentración de 7 dS.m⁻¹ (Figura 4.1.) lo que indica que para esta variable no influyo el Ca²⁺.

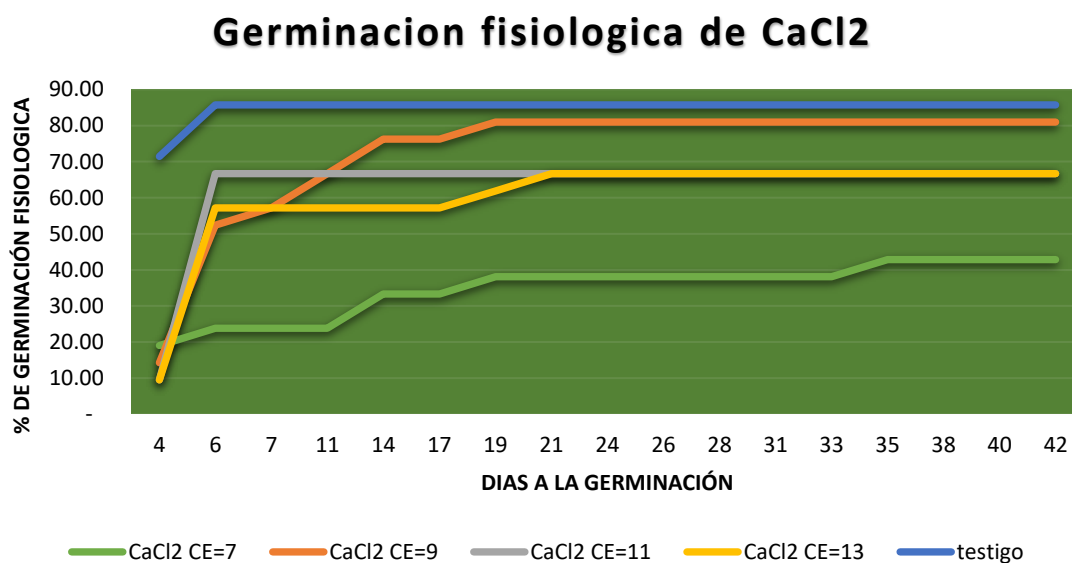


Figura 4.1. Germinación fisiológica de *M. oleifera*. a diferentes concentraciones de CaCl₂.

Ramírez (2005) citado por Jiménez (2010) especifica que niveles moderados y altos de salinidad retardan la germinación fisiológica, afectan el porcentaje de emergencia de las plántulas, aunque especifica que depende del cultivo y el tipo de sal presente.

En el cuadro 4.1. se realiza ANVA para la germinación fisiológica. Donde se observó que no hubo significancia entre los tratamientos, lo que significa que las semillas de moringa no respondieron a los diferentes niveles de salinidad los datos obtenidos se observan en el ANEXO A.

En el análisis de varianza se observa que la germinación no fue significativa

Cuadro 4.1. ANVA para la variable germinación fisiológica.

FV	GL	SC	CM	Fc	Sig
Tratamientos	4	1.07	0.267	4.039	0.033 ^{NS}
Error	10	0.662	0.066		
Total	14	1.732			

NS= No significativo

*= Significativo

**= Altamente significativo

4.2. Plántulas Normales

Son aquellas que no fueron expuestas a ningún tipo de sal o un tratamiento con una CE muy elevada. Las características de plántulas normales presentan rápido crecimiento, no presentan clorosis ni necrosis, se ven saludables sin síntomas de marchitamiento.

En el estudio encontramos un porcentaje favorable de germinación fisiológica de plántulas normales a 11 dS.m^{-1} con 61.90 por ciento, sólo superado por el testigo; el porcentaje más bajo se observó en el nivel de concentración más alto que fue a 7 dS.m^{-1} con 33.33 por ciento (Figura 4.2.). y los datos tomados se observan en el ANEXO B.

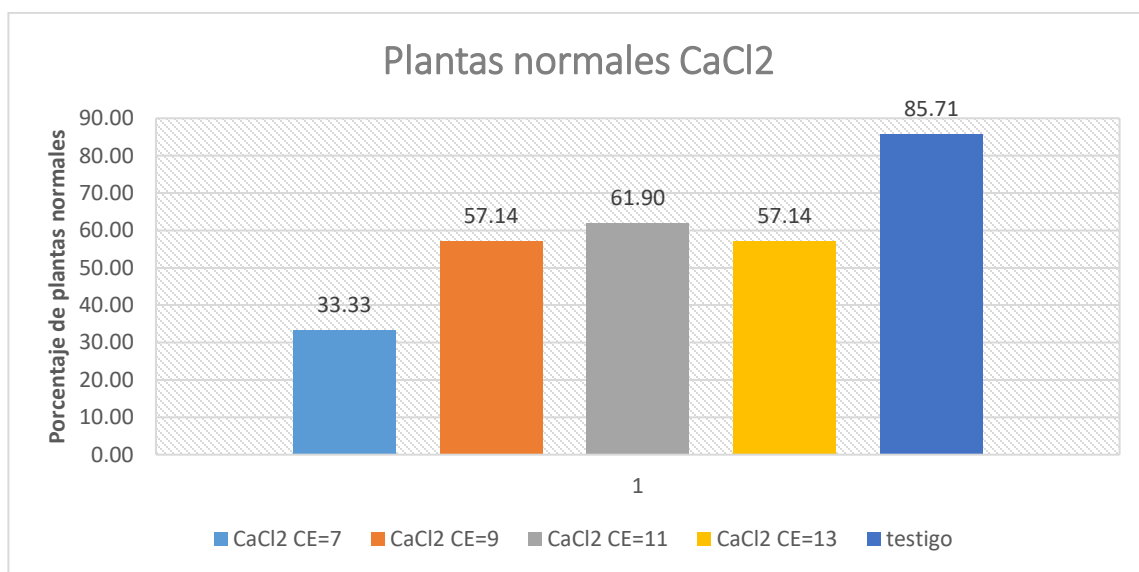


Figura 4.2. Porcentaje de plántulas normales germinadas de *M. oleífera. Lam.*

En el cuadro 4.2. se presenta el ANVA y la comparación de medias para el número de plantas normales en donde se observa que existe diferencia altamente significativa entre los tratamientos.

Donde se observa que el testigo tuvo mayor germinación, la CE 11 dS.m⁻¹, CE 9 dS.m⁻¹ y CE 13 dS.m⁻¹ se mostraron iguales y la menor, es la CE 7 dS.m⁻¹.

Cuadro 4.2. Análisis de varianza (ANVA) para la variable plantas normales.

FV	GL	SC	CM	Fc	Sig
Tratamientos	4	1.300	0.325	14.200	0.000 **
Error	10	0.229	0.023		
Total	14	1.528			

Tratamiento	Media
CE 7 dS.m ⁻¹	1.517
CE 9 dS.m ⁻¹	2.000
CE 11 dS.m ⁻¹	2.077
CE 13 dS.m ⁻¹	1.987
Agua destilada	2.440

Tratamiento	Media	0.05
Agua destilada	2.440	A
CE 11 dS.m ⁻¹	2.077	B
CE 9 dS.m ⁻¹	2.000	B
CE 13 dS.m ⁻¹	1.987	B
CE 7 dS.m ⁻¹	1.517	C

NS= No significativo

*= Significativo

**= Altamente significativo

4.3. Plántulas Anormales

La anomalía se debe principalmente al ion acumulado en las raíces, mostrando una deformación. Las plántulas anormales registradas se clasificaron como tales por presentar características como las siguientes; enroscamiento, cese de crecimiento o la radícula presentó coloración negra.

Aún estando en condiciones no salinas se registraron algunas plántulas anormales, puesto que en el tratamiento testigo se registró un 4.76 %. como es el caso de la concentración de CE 11 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$, en donde se encontró un porcentaje de plántulas anormales iguales. Siguiendo en porcentaje mayor las de CE= 7 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$ y 11 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$. mayor todavía el de CE= 9 $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$. lo anterior posiblemente se debió a que dichas semillas tuvieron la presencia de hongos (cuadro 4.3.) ANEXO C.

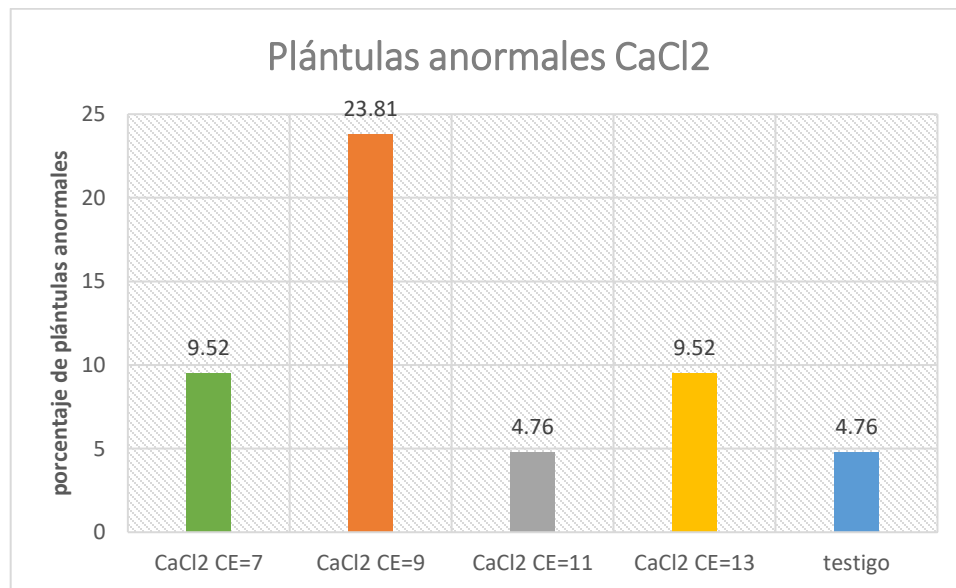


Figura 4.3. Porcentaje de plántulas anormales germinadas de *M. Oleífera*.

En el cuadro 4.3. de ANVA de plántulas anormales nos arroja que los tratamientos resultaron NS con una significancia de 0.204. lo que significó que hubo diferencia entre los tratamientos.

FV	GL	SC	CM	Fc	Sig
Tratamientos	4	0.644	0.161	1.808	0.204 ^{NS}
Error	10	0.891	0.089		
Total	14	1.535			

Cuadro 4.3. Análisis de varianza (ANVA) para la variable plántulas anormales.

NS= No significativo

*= Significativo

**= Altamente significativo

4.4. Semillas Muertas

La evaluación del porcentaje de semillas muertas, fue difícil de interpretar, ya que las semillas no tuvieron un tratamiento de germinación fisiológica o de sanitación y fueron atacadas por un hongo, la aparición del hongo fue al tercer día después de la siembra y fue tratado con CAPTAN 50 (Fungicida agrícola/ polvo humectable). Y se sabe que la salinidad afecta a las semillas en su germinación fisiológica o inhibe su desarrollo. Cuando se tiene una semilla tratada con buen control de calidad se tiene menor mortandad. Ungar (1996) determinó que la salinidad afecta a las semillas y en algunos casos provoca su muerte. Los datos se representan en el ANEXO D.

Con el tratamiento (CaCl_2) el mayor porcentaje de semillas muertas reportadas se presentó a una concentración de $7 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ con 57.14 por ciento y el porcentaje menor se obtuvo a $9 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ registrando un valor de 19.05 por ciento. En concentraciones no salinas el tratamiento extra (testigo) tuvo el valor más bajo que fue de 9.52 por ciento (Figura 4.4.).

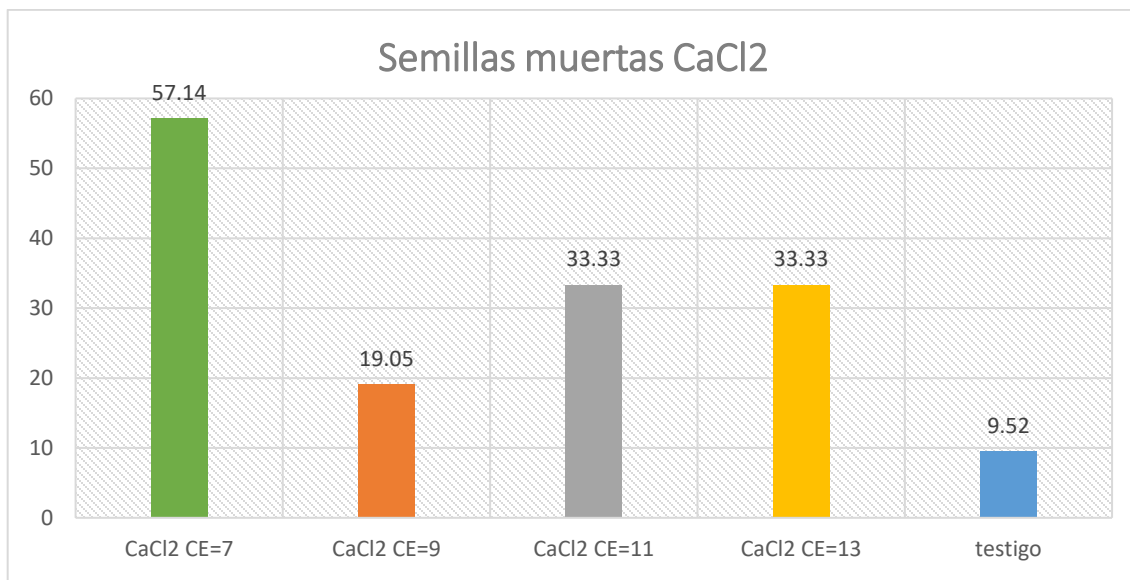


Figura 4.4. Porcentaje de semillas muertas de *M. oleífera* bajo el tratamiento de CaCl_2 y cuatro diferentes niveles de concentración.

En el cuadro 4.4. se observa el ANVA para la variable semillas muertas con una significancia que no hubo. En el cuadro de comparación donde se observó que los tratamientos de CE 7 dS.m⁻¹, 9 dS.m⁻¹ y T, fueron estadísticamente diferentes y el de CE 11 dS.m⁻¹ y 13 dS.m⁻¹ resultaron estadísticamente iguales. Lo que significa que no tomo la respuesta en el nivel de sal. Cuadro 4.4. ANVA para la variable semillas muertas.

FV	GL	SC	CM	Fc	Sig
Tratamientos	4	1.657	0.419	4.257	0.029 ^{NS}
Error	10	0.984	0.098		
Total	14	2.659			

Tratamiento	Media
CE 7 dS.m ⁻¹	1.957
CE 9 dS.m ⁻¹	1.137
CE 11 dS.m ⁻¹	1.487
CE 13 dS.m ⁻¹	1.517
Agua destilada	1.000

Tratamiento	Media	0.05
CE 7 dS.m ⁻¹	1.957	A
CE 13 dS.m ⁻¹	1.517	Ab
CE 11 dS.m ⁻¹	1.487	Ab
CE 9 dS.m ⁻¹	1.137	B
Agua destilada	1.000	C

Cuadro 4.4. Análisis de Varianza (ANVA) para la variable semillas muertas.

NS= No significativo

*= Significativo

**= Altamente significativo

4.5. Peso Seco

La evaluación del parámetro peso seco se utiliza como indicador de germinación fisiológica.

En el tratamiento se obtuvo en condiciones de salinidad de 7 dS.m^{-1} el peso más alto que fue de 1.30 gr; seguido por la concentración de 11 dS.m^{-1} con un peso de 1.17 gr. Y los datos se observan en el ANEXO E. (figura 4.5.).

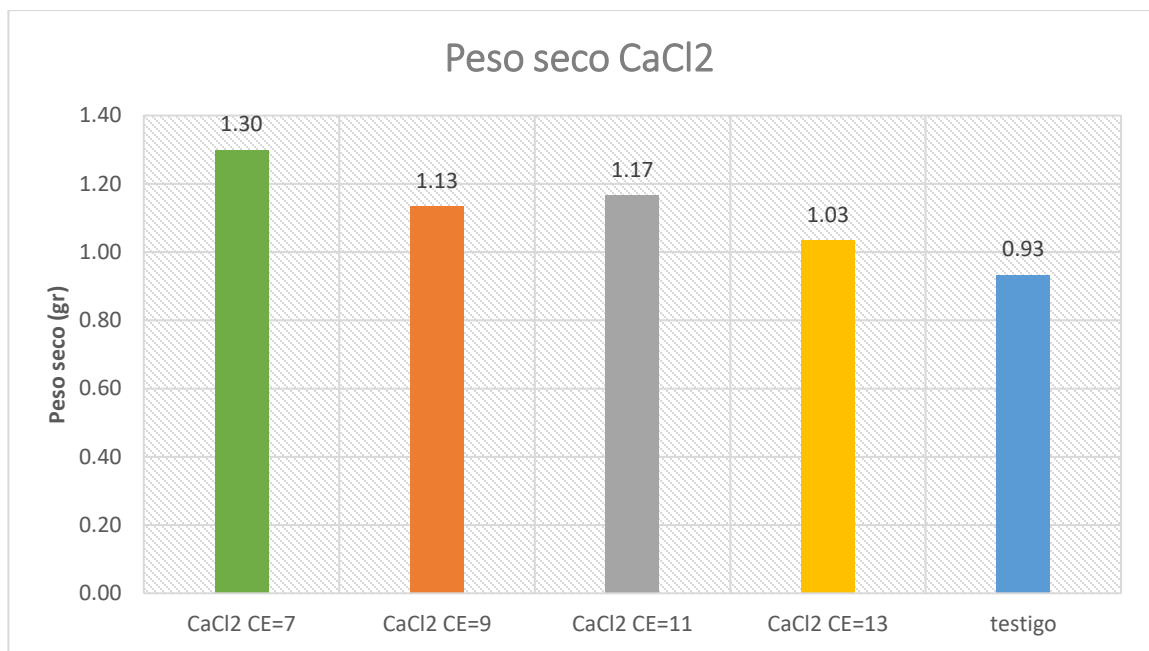


Figura 4.5. Peso seco de *M. oleífera* bajo el tratamiento de CaCl_2 y cuatro diferentes niveles de concentración.

En el cuadro 4.5. de ANVA de la variable pesos seco se obtuvo significancia entre los tratamientos lo que significa que hubo respuestas diferentes a la concentración de Ca, lográndose menor peso en el testigo y mayor en la de CE 7 dS.m^{-1}

FV	GL	SC	CM	Fc	Sig
Tratamientos	4	0.037	0.009	3.960	0.035 *
Error	10	0.023	0.002		
Total	14	0.060			

Tratamiento	Media
CE 7 dS.m ⁻¹	1.140
CE 9 dS.m ⁻¹	1.067
CE 11 dS.m ⁻¹	1.080
CE 13 dS.m ⁻¹	1.017
Agua destilada	1.000

Tratamiento	Media	0.05
CE 7 dS.m ⁻¹	1.140	A
CE 11 dS.m ⁻¹	1.080	Ab
CE 9 dS.m ⁻¹	1.067	Ab
CE 13 dS.m ⁻¹	1.017	B
Agua destilada	1.000	B

Cuadro 4.5. Análisis de Varianza (ANVA) de la variable pesos seco.

NS= No significativo

*= Significativo

**= Altamente significativo

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

- ❖ El ión Ca^{2+} no influyó en la germinación fisiológica ni en plántulas normales.
- ❖ Para plántulas anormales el Ca^{2+} fue determinante para disminuir este parámetro ya que fue el mayor que el CE 11 dS.m^{-1} el nivel 9 dS.m^{-1} (23.81 por ciento) y el valor más bajo se presentó con una salinidad de 11 dS.m^{-1} (4.76 por ciento).
- ❖ Los tratamientos de Ca^{2+} influyeron en la muerte de las plantulas.
- ❖ El Ca^{2+} influye en el tratamiento de la moringa.

RECOMENDACIONES

- Antes de comenzar el proceso de germinación, aplicar un método de sanidad en la semilla que consiste en el remojo para facilitar la germinación en agua clorada por 30 seg.
- Aplicar un fungicida desde el inicio de la prueba de germinación.

6. LITERATURA CITADA

- Aceves, N. E. 1979 El ensalitramiento de los suelos bajo riego (Identificación, control, combate y adaptación). Colegio de Posgraduados. Chapingo, México pp 134-138,160-173, 197.
- Anwar, F.; Ashraf, m. & Bhangar, M.I. 2005. Interprovenancer variation in the composition of *Moringa Oleifera* oilseeds from Pakistan. J. Am. Oil Chemists Soc. 82:45
- Balandrin, M., Klocke, J., Wurtele, E., E., & Bollinger, W (1985). Natural plant chemicals: sources of industrial and medicinal materials. Science. 228 (4704), 1154-60.
- Arrigada V. 2000. Semillas: inspección, análisis, tratamiento y legislación. Pp. 6-76.
- Ávila, D.R. 1998. Diagnóstico del Drenaje de Distrito de Riego 029 Xicoténcatl, Tam. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coah. México. 137 p.
- Bewley.J. D. and M, Black. 1986. Seed physiology of devebpmnt and germination. Plenum press. New York and London. P. 1, 3-5.
- Bradbeer, J,w. 1998. Seed dormancy and germination published in the USA bychapman and hall New York.
- Cáceres, C. M. y Díaz Ayala, J. C. 2005. Propuesta de Tratamiento de Aguas de Desecho de una Industria Química de Adhesivos Utilizando Extracto Acuoso de la Semilla de *Moringa oleifera Lam*, Trabajo de Grado, Universidad de el Salvador, Facultad de Química y Farmacia San Salvador, El Salvador.
- Camacho, M.F 1994. Dormición de semillas. Editorial Trillas. México. P. 13-20-
- Chapman, D.H. 1973. Diagnostic Criteria for Plant Nutrition, University of California Citrus Research Center and Agricultural Experiment Station.Riverside, California E. U. A. p. 409-432.

- Comisión Nacional del Agua(CNA). 2007, Serie: Planeación Hidráulica en México. Componente: Planeación Local, Proyectos Emblemáticos- Guía esquemas para la conservación de suelo, bosque y agua. SEMARNAT. 91 P. México.
- Copeland, L.O. and M. B. McDonald. 1985. Principles of seed science and Technology. 2da. Edición. Burgess Publishing Company. Minneapolis, Minnesota. USA. P.63-75.
- De La Peña. 1980. Salinidad de los Suelos Agrícolas. Su origen – Clasificación – Prevención y Rehabilitación. Universidad Autónoma de Chapingo Pp 5-56.
- Delouche, j. 1971. Determinants of seed quality seed technology laboratory. Mississippi State University USA P.p 53-68.
- Duffus, C. y C. Slaughter. 1985. Las semillas y sus usos. Editorial AGT. Mexico. P. 50, 84-89.
- Duke, J.A. (1983). Handbook of energy crops. Unpublished. NewCROPS. PurdueUniversity. Página web, Recuperado el 25 de marzo de 2016, de https://hort.purdue.edu/newcrop/duke_energy/Moringa_oleifera.html
- Espinosa, N., López, A. y J. Martínez.2014. Áreas con alto potencial agroecológico para el cultivo de (Moringa Oleifera L.) para la producción de biocombustible en el estado de Chiapas, Mexico. En memorias de II Congreso de AgronomíaConvibra. Recuperado el 2 de abril de 2016, de <http://www.convibra.com.br/dp/default.asp?pid=8841>.
- Fernández, G. R. 1972. El problema de la salinidad en suelos de México y trabajos de recuperación de tierras ensalitradas Bol. inform. Soc. Méx. de la Ciencia del Suelo pp. 4-32.
- Flores. N., A. 2004 Efecto de abonos orgánicos y productos comerciales hormonales en el crecimiento y desarrollo de plántulas de tomate

- (*Lycopersicon esculentum* Mill.) Tesis de licenciatura. UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.
- Foidl, N., Mayorga L. y W. Vásquez. 1999. Utilización del marango (*Moringa Oleifera*) como forraje fresco para ganado. En: Agroforestería para la alimentación animal en Latinoamérica. M.D. Sánchez y M. Rosales (Eds.). estudio FAO: Producción y Sanidad Animal No. 143, P.341.
- Foidl, N.; Makkar, H.P.S. and K. Becker. 2001. The potencial of *Moringa Oleifera* for agricultural and industrial uses. In: The miracle tree: The multiple attributes of *Moringa*. (Ed. J. Lowell Fuglie). CTA Publication. Wageningen, The Netherlands. P. 45.
- Fuglie, L. J. 2001. The Miracle Tree. The multiple Attributes of *Moringa*. Technical Centre For Agricultural and Rural Cooperation.
- García A. M., 1984. Patología vegetal práctica. Ed Mexico Limusa: PP. 121-137.
- Et al., R.M (2003). Producción de semillas forestales de especies forrajeras enfatizadas en sistemas Silvopastoriles. INAFOR. Venezuela. 37 p.
- Ghazali, H.M and A.S Mohammed. 2011. *Moringa oleifera* Lam seed oil: composición, nutritional aspects, and health attributes. In: Nuts & seeds in Health and Disease Prevention. (Eds. V.R Preedy, R. Ross and V.B Patel). Elsevier Inc. Amsterdam, The Netherlands. P.787.
- González, R. S. L. 2009. Germinación fisiológica de Diferentes Cultivos en Condiciones de Salinidad Cuantitativa y Cualitativa Tesis de Doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México 171 p.
- Hartman T., H. y E.D Kester. 1999. Propagación de plantas. Principios y prácticas. Compañía Editorial Continental, S.A de C.V Tercera Impresión. México.
- Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá. (INCAP). 2008. Rendimiento y uso potencial de paraíso blanco, *Moringa oleifera*. Lam en la producción de alimentos de alto valor nutritivo para su utilización en comunidades de

- alta vulnerabilidad alimentario-nutricional de Guatemala. Informe Final, Proyecto FODECYT, No. 26,2006
- (ISTA), 2005. International Seed Testing Association. International rules for seed testing, Rules Zurich, Switzerland.
- Leib. B. G., y W. Horst. W. 2005. Partial rootzone drying and deficit irrigation of "fuji" apples in a semi-arid climate. Irrigation Science. Issue 2: 85-99. Doi:10.1007/s00271-005-0013-9.
- Mahmood, K.T., Mugal, T. and I.U. Haq. 2010. Moringa Oleifera: A natural gift-a review. Journal of Pharmaceutical Sciences & Research 2:775-781.
- Martin, C. 2010. Fractional characterisation of jatropha, Neem, Moringa, Trisperma, Castor and candlenut seed as potential feedstocks for biodiesel production in Cuba. Biomass and Bioenergy.
- Mendoza, O.A. 1985. Causas y consecuencias de la deterioración de las semillas. Curso sobre calidad de semillas y control de enfermedades. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia. P.5.
- Miranda, F. 1984. Deterioro precosecha de semillas. VIII curso de postgrado en tecnología de semillas. Centro Internacional de Agricultura Tropical. Cali, Colombia. P.42.
- Moreno M., E. 1996. Análisis físico y biológico de semillas agrícolas. Programa universitario de alimentos. Tercera edición. UNAM. México. P113-122.
- Niembro.R.A. 1998. Semillas de Árboles y Arbustos Ontogenia y Estructura ed. Limusa S.A de C.V Primera edición México D.F. P.p. 271.
- Olson, M.E. 2002. Intergeneric relationships within the Caricaceae-Moringaceae clade (Brassicales). And potential morphological synapomorphies of the clade and its families. International Journal of Plant Sciences, 163,51-85.
- Olson, M.E. 2010. Moringaceae. (F.o. Association, Ed.) Flora of North America North of México, 7, 167-169.
- Olson, M.E y J Fahey. 2011. Moringa oleífera: un árbol multiusos para las zonas tropicales secas. Revista Mexicana de Biodiversidad 82: 1071-1082.

- Olson, M. E. 2013. Ontogenetic origins of floral bilateral Symmetry Moringaceae. American Journal of Botany, 90, 49-71.
- Padilla, C., Fraga N. y Suárez M. 2012. Efecto del tiempo de remojo de las semillas de Moringa (*Moringa oleifera* Lam) en el comportamiento de la germinación fisiológica y en indicadores del crecimiento de la planta. Revista Cubana de Ciencia Agrícola 46: 419-421.
- Palada, M.C and L.C Chang. 2013. Suggested cultural practices for Moringa. AVRDC International cooperators, Guide. AVRDC Pub. 03-545. Shanhua, Taiwan.
- Paliwal R., Sharma Y. Pracheta and S.H. Sharma. 2011. A review on horse radish tree (*Moringa Oleifera*): A multipurpose tree with high economic and commercial importance. Asian Journal of Biotechnology 3:317-328.
- Parrota, J. A., 1993. Leucena Leucocephala (Lam) de Wit. Leucaena, Tantan. Soitffsm-52 New Orlands L; U.S Department of Agricultura, Forest Service Southern Forest Experiment Station 8.p.
- Parrotta J.A (2009). *Moringa Oleifera* Lam., Enzyklopadie der Holzgewachse Handbuch und Atlas der Dendrologie. p1-8.
- Pérez, A., T. Sánchez, N. Armengol y F. Reyes. 2010. Características y potencialidades de *Moringa oleifera* Lam, Lamark. Una alternativa para la alimentación animal. Pastos y Forrajes 33: 1-10p. México.
- Perry, A.D 1988. El concepto de vigor de la semilla y su relación con respecto a las técnicas de producción de semilla. Producción moderna de semilla. Editorial Hemisferio Sur. Tomo II. Escuela de Agricultura, Universidad de Nottingham. P. 693-716.
- Ramachandran, D.; Peter. K.V. and P.KGopalakrishnan. 1980. Drumstick (*Moringa oleifera*): a multipurpose Indian vegetable. Economic Botany. p34:276.
- E.Susan. 1991. Biología de la planta. Tomo II Ed Reverte S.A Primera Edición. México D.F p.p. 734-743.

- Reyes, A. 2004. Marango. Cultivo y utilización en la alimentación animal. Guía técnica numero 5. Universidad Nacional Agraria Nicaragua. Serie Técnica No. 5.
- Richards, L. A., A.E.U.A. 1994. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. 6ta edición 5ta reimpresión. Ed. Limusa Pp.1-13, 59-89.
- Rincón. S.F Ruiz T.N.A y Serrato. C.V.M 1999. Semillas transgénicas X curso de actualización en tecnología de semillas. CCDTS-UAAAN.
- Ruiz, T. N. A., Rincón. S. F., Bautista. M. V. M., Martínez. R. J. M., Burciaga. D. H. C. y E.M. Olvera. 2010. Calidad fisiológica de semilla en dos poblaciones de maíz criollo mejorado. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila México. Rev. Agraria 9 (2): 43-48 2012.
- Tesar, M.B. 2001. Physiological basic. Of crop growth and development. American society of America. Madisson Wisconsin. U.S.A P. 70-75.
- Ungar, I. A. 1996. Effect of salinity on seed germination, growth and ion accumulation of *Atriplex patula* (Chenopodiaceae). Amer. J Bot. 83(5):604-607.
- Whitney, I. M. and T.H Means. 1897. An electrical method of determining the soluble salt content of soils. U. S. Department. Agricultural. Div. SoilsBul. 8, 30 Pp.

PÁGINAS DE INTERNET CONSULTADAS

<http://www.conagua.gob.mx/OCLSP07/Contenido/Documentos/ProgHidricodeJalisco2030.pdf>

ANEXO A

Tabla 1. Cuadro 4.6. Porcentaje de germinación fisiológica de *M. oleífera*. Lam bajo cuatro concentraciones de CaCl₂.

Sales	Concentración ds.m ⁻¹	PORCENTAJE DE GERMINACIÓN FISIOLÓGICA (%)				
		Día 4	Día 11	Día 21	Día 31	Día 42
CaCl ₂	7	19.05	23.81	38.10	38.10	42.86
CaCl ₂	9	14.29	57.14	80.95	80.95	80.95
CaCl ₂	11	9.52	66.67	66.67	66.67	66.67
CaCl ₂	13	9.52	57.14	66.67	66.67	66.67

ANEXO B

Tabla 2. Cuadro 4.7. Porcentaje de plántulas normales de *M. oleífera*. Lam bajo cuatro concentraciones de CaCl₂ .

Sal	concentración dS.m ⁻¹	Plántulas normales (%)
CaCl ₂	7	33.33
	9	57.14
	11	61.90
	13	57.14
testigo	0	85.71

ANEXO C

Tabla 3. Cuadro 4.8. Porcentaje de plántulas anormales de *M. oleífera*. Lam
bajo cuatro concentraciones de CaCl₂.

Sal	concentración dS.m ⁻¹	Plántulas anormales (%)
CaCl ₂	7	9.52
	9	23.81
	11	4.76
	13	9.52
testigo	0	4.76

ANEXO D

Tabla 4. Cuadro 4.9. Porcentaje de semillas muertas de *M. oleífera*. Lam bajo cuatro concentraciones de CaCl₂.

Sal	concentración dS.m ⁻¹	% semillas muertas
CaCl ₂	7	57.14
	9	19.05
	11	33.33
	13	33.33
testigo	0	9..52

ANEXO E

Tabla 5 Cuadro 4.10. Peso seco de *M. oleífera*. Lam bajo cuatro concentraciones de CaCl₂.

Sal	concentración dS.m ⁻¹	Peso seco gr.
CaCl ₂	7	1.30
	9	1.13
	11	1.17
	13	1.27
testigo	0	0.93