

UNIVERSIDAD CATÓLICA DE SANTA MARÍA
FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIERÍAS BIOLÓGICAS Y QUÍMICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA AGRONÓMICA Y AGRÍCOLA



**“EVALUACIÓN DE DIFERENTES TRATAMIENTOS PRE-GERMINATIVOS
EN SEMILLA DE MORINGA (*Moringa oleífera Lam.*) BAJO CONDICIONES
DE CASA SOMBRA – FUNDO CARMEN ALTO – AREQUIPA”**

**Tesis presentada por el Bachiller
JOSE CARLOS SALIZAR VALENCIA
Para el Título Profesional de
INGENIERO AGRÓNOMO**

Asesor: ING. HUMBERTO STRETZ CHAVEZ

AREQUIPA – PERÚ

2017

AGRADECIMIENTOS

La gratitud y el respeto son los principios que ennoblece al ser humano, por eso me permito expresar mi agradecimiento a mi madre apoyo incondicional en mi vida, a mi padre que desde el cielo me guía, que ambos han hecho posible mi formación académica y personal.

Expreso mi agradecimiento a la Universidad Católica de Santa María y de manera especial a la Facultad de Ciencias e Ingenierías Biológicas y Químicas, Escuela Profesional de Ingeniería Agronómica, por acogerme en sus aulas y ahora poder convertirme en un profesional útil para la sociedad.

Mención de agradecimiento al Ing. Humberto Strezt Chávez, Asesor de Tesis, que me brindo su guía, conocimientos y tiempo para la culminación del presente trabajo de investigación.

A las autoridades y profesores que durante estos 5 años han sabido guiarme, porque fueron sus enseñanzas que escapan del ámbito profesional, siendo también en lo personal y cuyas enseñanzas serán recordadas en el transcurso de mi vida.

Finalmente quiero agradecer a todas las personas, que estuvieron junto a mí, en momentos muy difíciles de mi vida.

DEDICATORIA

Culminado este trabajo de investigación y siendo Dios la guía, apoyo y el eje principal en mi vida, se lo dedico a mi amada esposa Mireya que ha sido el impulso para la culminación de este trabajo investigativo, que con su apoyo constante y amor incondicional ha sido amiga y compañera inseparable, fuente de sabiduría, calma y consejo en todo momento.

A mi pequeño hijo José André para quien ningún sacrificio es suficiente, que con su luz a iluminado mi vida y hace mi camino más claro.

A mis Padres, los que me vieron caer y nunca dudaron en ayudarme y con su ejemplo de amor me enseñaron ser mejor, con sus consejos para no rendirme, perseverar y en todo ser humilde.

A mis hermanos, que muchas veces me vieron flaquear y siempre tuvieron una palabra de aliento para ayudarme a levantarme y apoyo incondicional.

Finalmente, a las personas que siempre se preocuparon por mi bienestar y siempre estuvieron cuando las necesite.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	2
DEDICATORIA	3
RESUMEN	15
SUMMARY	15
I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	20
1.1. OBJETIVOS	20
1.1.2. OBJETIVO GENERAL:	20
1.1.3. OBJETIVOS ESPECIFICOS:	20
1.2. HIPOTESIS	20
II. REVISION DE LITERATURA	21
2.1. ANTECEDENTES	21
2.2. MARCO TEÓRICO	24
2.2.1. Características generales	24
2.2.1.1. Características taxonómicas	24
2.2.1.2. Origen y distribución	24
2.2.2. Características morfológicas	26
2.2.3. Aspectos Agronómicos	34
2.2.3.1. Condiciones climáticas	34
2.2.3.2. Suelos	35
2.2.4. Información agronómica	36
2.2.4.1. Hábitat	36
2.2.4.2. Cultivo y Propagación	36
2.2.4.2.1. Cultivo	36

2.2.4.2.2. Propagación por semilla -----	37
2.2.5. Germinación de Semillas -----	38
2.2.5.1. Proceso de Germinación-----	39
2.2.5.2. Factores que afectan la germinación -----	39
2.2.5.2.1. Factores internos -----	39
A. Madurez de la semilla -----	39
B. Viabilidad -----	40
2.2.5.2.2. Factores Externos -----	40
A. Agua -----	40
B. Temperatura -----	41
C. Aireación-----	41
2.2.6. Las estructuras esenciales de plántulas-----	42
2.2.6.1. Plántulas normales -----	42
2.2.6.2. Plántulas anormales -----	45
2.2.6.3. Semillas sin germinar -----	47
2.2.7. Ensayo de germinación -----	48
2.2.7.1. Germinación:-----	48
2.2.7.2. Principios generales-----	49
2.2.7.2.1. Sustratos usados para germinación-----	49
2.2.7.3. Procedimiento-----	53
2.2.7.3.1. Condiciones del test -----	53
2.2.8. Métodos Pre Germinativos -----	56
2.2.8.1. Escarificación -----	56
2.2.8.1.1. Remojo en agua: -----	57
2.2.8.1.2. Escarificación Mecánica -----	57

2.2.8.1.3. Escarificación Química-----	57
2.2.8.1.3.1. Peróxido de hidrogeno-----	58
III. MATERIAL Y METODOS-----	59
3.1. MATERIALES-----	59
A. DE LABORATORIO:-----	59
B. BIOLÓGICO-----	59
C. OTROS-----	59
3.1.1. COMPONENTES DE ESTUDIO:-----	60
3.1.2. DISEÑO EXPERIMENTAL-----	61
3.1.3. CROQUIS DE LOS TRATAMIENTOS-----	62
3.1.4. DISTRIBUCIÓN DEL ÁREA-----	63
3.2. METODOLOGIA-----	64
3.3. EVALUACIONES-----	66
A. Porcentaje de Germinación.-----	66
B. Tiempo de Germinación.-----	66
C. Días a la emergencia:-----	67
D. Altura de plántula:-----	68
IV. RESULTADOS-----	69
V. DISCUSIÓN-----	78
VI. CONCLUSIONES-----	83
VII. RECOMENDACIONES-----	85
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS-----	86
IX. ANEXOS-----	92
9.1. ANEXO DE TABLAS:-----	94
9.2. PANEL FOTOGRÁFICO-----	98

LISTA DE CUADROS

PAG

Cuadro 1. Análisis de varianza para la variable porcentaje de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (<i>Moringa oleífera lam.</i>), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....	69
Cuadro 2. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable porcentaje de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (<i>Moringa oleífera lam.</i>), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....	70
Cuadro 3. Análisis de varianza para la variable tiempo de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (<i>Moringa oleífera lam.</i>), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....	72
Cuadro 4. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable tiempo de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (<i>Moringa oleífera lam.</i>), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....	72
Cuadro 5. Análisis de varianza para la variable días a la emergencia. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (<i>Moringa oleífera lam.</i>), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....	74

Cuadro 6. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable días a la emergencia. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....75

Cuadro 7. Análisis de varianza para la variable altura de plántula. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....76

Cuadro 8. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable altura de plántula. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....77



LISTA DE GRAFICOS

PAG

- Grafico 1.** Porcentaje de germinación para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....71
- Grafico 2.** Tiempo de germinación para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....73
- Grafico 3.** Días a la emergencia para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....75
- Grafico 4.** Altura de plántula en centímetros para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.....77

LISTA DE TABLAS

	PAG
EN EL TEXTO	
Tabla 1: Tabla comparativa del contenido nutritivo de las hojas de Moringa oleífera con otros alimentos (por cada 100gr de parte comestible).....	27
Tabla 2: Tabla comparativa del contenido nutritivo en hoja seca y fresca de Moringa oleífera con otros alimentos.....	28
Tabla 3: Análisis químico hojas frescas de moringa.....	28
Tabla 4: Contenido en macronutrientes del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.....	29
Tabla 5: Contenido en vitaminas del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.....	29
Tabla 6: Contenido de minerales del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.....	30
Tabla 7: Contenido en aminoácidos del polvo de Moringa oleífera en g/kg.....	30
Tabla 8: Carotenoides en diferentes fracciones morfológicas de Moringa oleífera.....	31
Tabla 9. Contenido nutricional vainas frescas moringa.....	33

EN EL ANEXO

PAG

- Anexo 1.** Tabla comparativa en la variable porcentaje de germinación en las semillas de Moringa (*Moringa oleífera* lam), sometidas a diferentes tratamientos.94
- Anexo 2.** Tabla comparativa en la variable tiempo de germinación en las semillas de Moringa (*Moringa oleífera* lam), sometidas a diferentes tratamientos.....94
- Anexo 3.** Tabla comparativa en la variable días a la emergencia en las semillas de Moringa (*Moringa oleífera* lam), sometidas a diferentes tratamientos.....95
- Anexo 4.** Tabla comparativa en la variable altura de plántula en las semillas de Moringa (*Moringa oleífera* lam), sometidas a diferentes tratamientos.....95
- Anexo 5.** Tabla 5A. Métodos de germinación.....96

LISTA DE FIGURAS

	PAG
Figura 1. Área de distribución natural de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	25
Figura 2. Zonas donde se utiliza la <u><i>Moringa oleífera</i></u> actualmente.....	26
Figura 3. Raíz de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	26
Figura 4. Hojas de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	27
Figura 5. Flor de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	32
Figura 6. Tallo de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	32
Figura 7. Fruto de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	33
Figura 8. Semilla de <u><i>Moringa oleífera</i></u>	34

ICONOGRAFIA

	PAG
Foto 1. Selección de semillas.....	98
Foto 2. Aplicación de los tratamientos.....	98
Foto 3. Aplicación de los tratamientos.....	99
Foto 4. Aplicación de los tratamientos.....	99
Foto 5. Llenado de bandejas con sustrato y clasificación.....	99
Foto 6. Siembra de la semilla en bandejas.....	100
Foto 7. División de tratamientos.....	100
Foto 8. Evaluación de la semilla.....	101
Foto 9. Evaluación de germinación y emergencia (T1).....	101
Foto 10. Evaluación de germinación y emergencia (T2).....	102
Foto 11. Evaluación de germinación y emergencia (T3).....	102
Foto 12. Evaluación de germinación y emergencia (T4).....	103
Foto 13. Evaluación de germinación y emergencia (T5).....	103
Foto 14. Evaluación de germinación y emergencia (T6).....	103
Foto 15. Evaluación de germinación y emergencia (T7).....	104
Foto 16. Evaluación de germinación y emergencia (T8).....	104
Foto 17. Evaluación de altura de plántula.....	105
Foto 18. Evaluación de altura de plántula.....	105
Foto 19. Día de la última evaluación, vista lateral.....	106

Foto 20. Día de la última evaluación, vista frontal.....	106
Foto 21. Desarrollo de plántulas.....	106
Foto 22. Estado de plántulas al momento del transplante.....	107
Foto 23. Termino del ensayo.....	107



RESUMEN

El presente trabajo de investigación se realizó en condiciones de Casa sombra en el fundo de Carmen Alto, en el distrito de Cayma, provincia Arequipa, departamento Arequipa.

Se realizó 4 evaluaciones: porcentaje de germinación, tiempo de germinación, días a la emergencia y altura de plántula. Con un diseño experimental completamente al azar (DCA), con 1 testigo y 7 tratamientos de escarificación: T1 (Testigo sin escarificación), T2 (Escarificación con agua a 100°C por 1 minuto), T3 (escarificación con agua 100°C por 2 minutos), T4 (Escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos), T5 (Escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos), T6 (Escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas), T7 (Escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas) y T8 (Escarificación con lija); cada uno de los tratamientos de escarificación con 3 repeticiones respectivamente, dando un total de 24 unidades experimentales; por cada repetición se utilizó 50 semillas, dando un total de 150 semillas por tratamiento.

Los resultados que se obtuvieron:

- a) Para el porcentaje de germinación los mejores resultados se obtuvieron en los tratamientos T1, T8, T7 y T6 con un 98.67%, 96.67% 96.00% y 96.00% respectivamente, concluyendo que la cubierta de la semilla es permeable a la entrada de oxígeno y agua; puesto que en algunas especies, las cubiertas pueden ser una barrera mecánica a la germinación o pueden contener compuestos químicos que inhiben el proceso.
- b) El tratamiento que obtuvo el menor tiempo de germinación fue el T1, T2, T6, T8 y T7 con 13.00, 13.33, 13.67, 13.67 y 14.00 días, concluyendo que remojar las semillas en agua caliente es modificar las cubiertas duras, remover los inhibidores, ablandar las semillas y reducir el tiempo de germinación. El choque de calor al sumergir las semillas en agua caliente

- puede ser más efectivo que la escarificación mecánica para algunas especies pero los óptimos de temperatura y tiempo de remojo son altamente dependientes de la especie y de no determinarlos se pueden tener resultados adversos.
- c) Para la variable, días a la emergencia el tratamiento T8 obtuvo el mejor resultado con 10.33 días; concluyendo que escarificación mecánica es uno de los tratamientos que se realiza con la finalidad de modificar las cubiertas seminales duras o impermeables para hacerlas permeables al agua y/o gases, liberar compuestos químicos inhibidores y de esta forma mejorar la germinación y acelerar la obtención de plántulas.
- d) Los tratamientos T8, T6, T1 y T7 con 8.70 cm, 8.58 cm, 8.51 cm y 8.43 cm respectivamente, presentaron los mejores resultados en la variable, altura de plántula; mostrando que una de las funciones del tegumento es regular la tasa de rehidratación de la semilla, evitando o disminuyendo posibles daños durante el remojo; debido al control de absorción de agua, que proporciona el proceso de división y el crecimiento celular más equilibrado.

Palabras clave: Germinación. Emergencia. Escarificación.

SUMMARY

This research was carried out under nursery conditions in the shadow house Carmen Alto area, in the district of Cayma, Arequipa province, Arequipa department.

Four evaluations were performed: percentage of germination, germination time, days at emergence and height of seedling. With a completely randomized experimental design (DCA), with 1 control and 7 scarification treatments: T1 (Control without scarification), T2 (Scarification with water at 100 ° C for 1 minute), T3 (scarification with 100 ° C water per 2 minutes), T4 (Esterification with hydrogen peroxide for 15 minutes), T5 (Escharification with hydrogen peroxide for 60 minutes), T6 (Escharification with water at room temperature for 12 hours), T7 24 hours) and T8 (sandpaper grinding); Each of the scarification treatments with 3 replicates respectively, giving a total of 24 experimental units; For each repetition 50 seeds were used, giving a total of 150 seeds per treatment.

The results that were obtained:

- a) For the percentage of germination the best results were obtained in the treatments T1, T8, T7 and T6 with 98.67%, 96.67% 96.00% and 96.00% respectively, concluding that the seed cover is permeable to oxygen inflow and water; Since in some species, the covers may be a mechanical barrier to germination or may contain chemical compounds that inhibit the process.
- b) The treatment that obtained the shortest germination time was T1, T2, T6, T8 and T7 with 13.00, 13.33, 13.67, 13.67 and 14.00 days, concluding that to soak the seeds in hot water is to modify the hard covers, Inhibitors, soften the seeds and reduce the germination time. Heat shock by immersing the seeds in hot water may be more effective than mechanical scarification for some species but the optimum temperature and soak time are highly dependent on the species and neither can they be found to have adverse results.

- c) For the variable, days to the emergency the treatment T8 obtained the best result with 10.33 days; Concluding that mechanical scarification is one of the treatments that is carried out with the purpose of modifying the hard or impermeable seine roofs to make them permeable to water and / or gases, to release inhibitory chemical compounds and thus to improve the germination and to accelerate the obtaining of seedlings.
- d) The treatments T8, T6, T1 and T7 with 8.70 cm, 8.58 cm, 8.51 cm and 8.43 cm respectively, presented the best results in the variable, seedling height; Showing that one of the functions of the integument is to regulate the rate of rehydration of the seed, avoiding or diminishing possible damages during soaking; Due to the water absorption control, which provides the most balanced cell division and growth process.

Keywords: Germination. Emergency. Scarification.



I. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El árbol de Moringa (*Moringa oleífera Lam.*) es considerado como “El árbol de la vida”, por sus cualidades y múltiples usos entre los cuales se pueden resaltar, fuente de alimento para las personas y animales, ya que son varios los estudios realizados en cuanto al contenido de proteína y valor nutricional de la planta. A través de la semilla, que es una fuente de aceite con contenido de ácido oleico similar al olivo, la semilla también es usada como coagulante para proyectos de tratamientos de agua, depuración y purificación de aguas fluviales y turbias.

Moringa oleífera Lam. es una planta con características de rápido crecimiento y adaptabilidad a diversas condiciones edafoclimáticas. Además se reporta que las partes comestibles del árbol de Moringa son las semillas, raíz, hojas, vainas verdes o inmaduras, frutos y flores, el mismo árbol en sí; por la fuente de vitaminas, minerales, aminoácidos y otros nutrientes. De las semillas y las hojas se encuentran productos que vienen siendo industrializados.

En Perú no se encuentra mucha información sobre este cultivo, es así que se requiere hacer un estudio para su propagación utilizando diferentes métodos pre-germinativos para ver cuál es el más adecuado para propagar esta semilla ya que una de sus limitaciones es su germinación, que se reduce en cuestión de meses desde su recolección, almacenamiento, hasta la siembra de la semilla.

1.1. OBJETIVOS

1.1.2. OBJETIVO GENERAL:

Determinar el tratamiento pre-germinativo más apropiado para la propagación de Moringa (Moringa oleífera Lam.).

1.1.3. OBJETIVOS ESPECIFICOS:

Evaluar la respuesta de la escarificación química en la semilla de Moringa oleífera Lam.

Evaluar la respuesta de la escarificación mecánica en la semilla de Moringa oleífera Lam.

Evaluar la respuesta de la escarificación en remojo en agua de la semilla de Moringa oleífera Lam.

1.2. HIPOTESIS

Los tratamientos pre-germinativos en la semilla de Moringa (Moringa oleífera Lam.). Pueden incidir positivamente en el porcentaje de germinación, tiempo de germinación y días a la emergencia.

II. REVISION DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES

Avilés (1990), evaluó dos métodos de siembra, utilizando semillero y trasplante a bolsa y directamente en bolsa de polietileno, así como cuatro tratamientos de escarificación: utilizando agua a 92°C por uno y dos minutos y remojo con agua a temperatura ambiente por 12 y 24 horas, comparándolo con el testigo, evaluando emergencia, germinación, altura de plántula, largo de raíz, porcentaje de supervivencia al trasplante. Los resultados reportan que utilizando el método de escarificación de la semilla de *Moringa oleífera* en remojo por 24 horas, se logra una germinación de 94.25%. El método de escarificación con agua caliente, no es adecuado, ya que al utilizar agua a 92°C por un minuto afecta negativamente la germinación, a tal grado que cuando se utiliza agua a 92°C por 2 minutos, todas las semillas mueren.

Alves et al. (2005), realizaron tratamientos a dos tipos de semillas (con y sin cubierta de la semilla) en dos períodos de pre-remojo (cero y 24 horas), dispuestos en un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones de 50 semillas cada una. Las medias se compararon mediante la prueba de Tukey al 5% de probabilidad. Las semillas fueron evaluadas por porcentaje, velocidad y tiempo de germinación y las plántulas por altura de las mismas. Las semillas con tegumento mostraron mayor porcentaje de germinación (90%) que sin cáscara (80%), el tiempo medio de germinación no varió cuando se comparan con semillas y sin cubierta de la semilla. El pre-remojo de las semillas no afecta el porcentaje y la germinación de las semillas decir sin la cubierta de la semilla.

Bezerra et al. (2004), evaluaron los efectos del peso de la semilla y el tipo de sustrato en la germinación de semillas y desarrollo de plántulas. Dicho trabajo se llevó a cabo bajo condiciones de invernadero. Los tratamientos consistieron en un arreglo factorial 3x3 con tres semillas: pesadas (272,41 gm/1000 semillas), medias (218,88 gm/1000 semillas) y ligeras (177,07 gm/1000 semillas) y tres sustratos vermiculita; *Plantmax*® y una mezcla a base de suelo esterilizado (S), humus de lombriz (H) y Lavado de coco (PC), en una proporción de 02:01:01, dispuestos en un diseño completamente al azar con cuatro repeticiones (24 semillas / réplica). Evaluaron el porcentaje, velocidad y tiempo de germinación, altura de plántulas, peso en seco de los brotes y la masa seca total. Las semillas pesadas y medias mostraron mayor porcentaje de germinación 98.7% y 99.3 % respectivamente, velocidad y tiempo de germinación; semillas pesadas produjeron plántulas más vigorosas; el sustrato *Plantmax*® y la mezcla de (S + H + PC) tuvo una tasa de porcentaje de germinación más alto que el sustrato de vermiculita. Las plántulas desarrollaron mejor sobre el sustrato *Plantmax*® .

Rocha. C. N, (2010), evaluó el efecto de escarificación natural con agua a diferentes temperaturas y tiempos de inmersión para la germinación de semillas de *Oenocarpus bataua* Mart. (Ungurahui) en Pucallpa, aplicando un Diseño Completamente Aleatorio (DCA), con 8 tratamientos y 4 repeticiones, teniendo como variable la temperatura y el tiempo de inmersión del escarificador; distribuidos en los siguientes tratamientos: T1 (testigo: frutos maduros, despulpados manualmente), T2 (Pre calentamiento de los frutos (“maduración”) a 50 °C durante 60 minutos), T3 (Remojo de los frutos durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 40 °C durante 30 minutos), T4 (Remojo de los frutos durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 40 °C durante 60 minutos), T5 (Remojo de los frutos durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 50 °C durante 30 minutos), T6 (Remojo de los frutos durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 50 °C durante 60 minutos), T7 (Remojo de los frutos

durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 60 °C durante 30 minutos) y T8 (Remojo de los frutos durante 24 horas + inmersión de las semillas en agua a 60 °C durante 60 minutos).

Aplicados los tratamientos y analizados los resultados mediante prueba de promedios de Tukey al 0.01 de significancia, se encontró que los tratamientos T5, T4, T3, T1 y T6 obtuvieron 61, 57, 33, 26 y 4% de germinación respectivamente y los tratamientos T2, T7 y T8 no presentaron germinación. Los tratamientos T5, T4, T3, T1 y T6 tuvieron un tiempo de germinación de 95, 113, 102, 79 y 83 días, respectivamente. El tratamiento T5 obtuvo el mayor porcentaje de germinación (61%) y el menor tiempo de germinación (95 días) superando a los demás tratamientos.



2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. Características generales

2.2.1.1. Características taxonómicas

Reino	Plantae
División	Embryophyta
Sub división	Diploidalia
Clase	Dicotiledoneae
Sub clase	Archychlamydeae
Orden	Rhoedales
Familia	Moringaceae
Género	Moringa
Especie	<i>Moringa oleífera</i>

Fuente: (CEMAT, 1988)

Nombre científico: *Moringa oleífera* Lam, la que tiene sinónimos: Guilandina moringa y *Moringa pterygosperma*. (Standley y Steyermark, 1946).

En inglés se llama “Horse radish” que quiere decir caballo-rábano (rábano de Caballo). En Honduras se llama: Moranga y Maranga, la península de Yucatán: Paraíso de España y Paraíso blanco. En Salvador Teberito, Terebinto, Teberindo, Marango. También se le conoce como: Árbol de los espárragos, Árbol de las perlas, Perla, etc.

2.2.1.2. Origen y distribución

Planta originaria de Agra y Oudh en la región noroeste de la India, al sur del Himalaya, noreste de India, Pakistán, Bangladesh y Afganistán. En América latina y Centro América se introdujo en 1920 como un árbol ornamental y fue utilizado como cerca viva y cortinas rompe vientos. (Reyes, 2004).

Según Ramachandran (1980), el árbol es originario del noreste de la India, se distribuye ampliamente en Egipto, Filipinas, Ceilán, Tailandia, Malasia, Pakistán, Singapur, Las Antillas, Cuba, Jamaica y Nigeria.

Morton (1991), menciona que se cultiva comúnmente en los trópicos del viejo mundo; también en el sur de Florida, Las Bahamas y desde el sur de México hasta Perú, Paraguay y Brasil.

El cultivo de *Moringa oleífera* es una especie distribuida en zonas áridas, semiáridas de Asia, África y Madagascar. (Agro desierto, 2006).

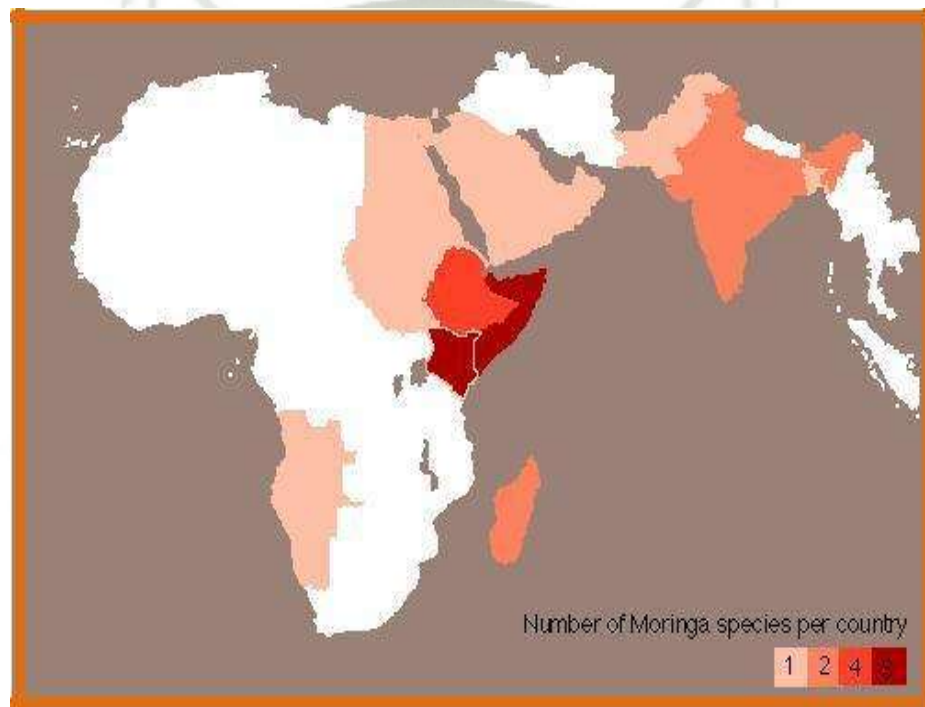


Figura 1. Área de distribución natural de *Moringa oleífera* (Cavallini, 2001).

La *Moringa oleífera* crece y se utiliza en muchas zonas áridas del mundo: desde África hasta Asia pasando a América Latina. (Cavallini, 2001).

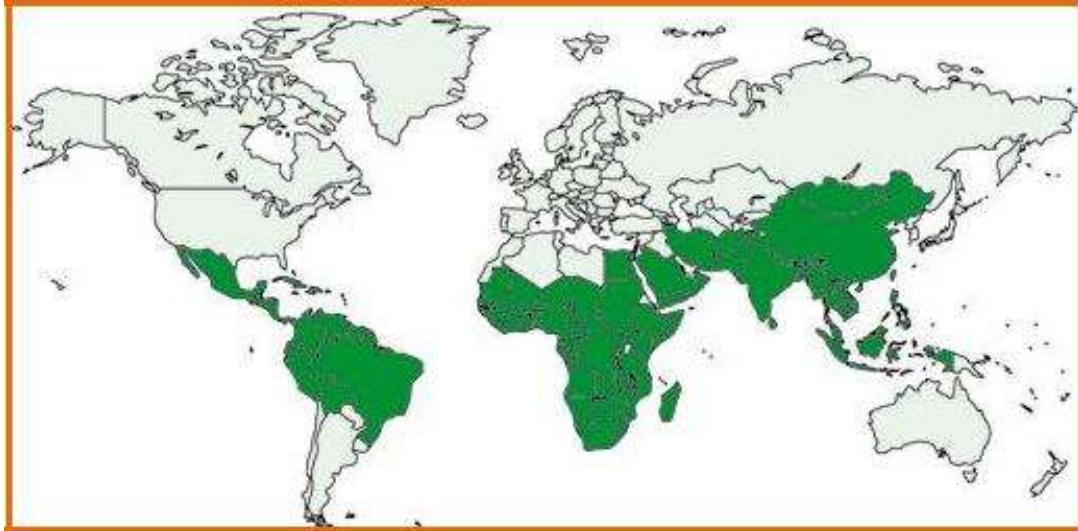


Figura 2. Zonas donde se utiliza la *Moringa oleifera* actualmente (Cavallini, 2001).

2.2.2. Características morfológicas

Árbol: Es un árbol de crecimiento rápido, alcanza una altura de 7 a 12 metros hasta la corona, su tronco posee un diámetro de 20 a 30 cm, tiende a echar raíces fuertes y profundas y tiene una vida relativamente corta, alcanzando un promedio de 20 años. (Reyes, 2004)

Raíz: La raíz principal mide varios metros y es carnosa en forma de rábano. Es pivotante y globosa lo que le brinda a la planta cierta resistencia a la sequía en periodos prolongados. (Alfaro y Martínez, 2008)



Figura 3. Raíz de *Moringa oleifera*. García et al. (2013).

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%; además tienen cantidades significativas de calcio, hierro y fósforo, así como vitamina A y C. (Alfaro y Martínez, 2008).



Figura 4. Hojas de *Moringa oleífera*. García et al. (2013).

Tabla 1: Tabla comparativa del contenido nutritivo de las hojas de Moringa oleífera con otros alimentos (por cada 100gr de parte comestible).

Nutriente	Moringa	Otros alimentos	
Vitamina A (mg)	1,130	Zanahoria	315
Vitamina C (mg)	220	Naranja	30
Calcio (mg)	440	Leche vaca	120
Potasio (mg)	259	Plátano	88
Proteínas (mg)	6,700	Leche vaca	3,200

Fuente: Gopalan C. et al. (1994)

Tabla 2: Tabla comparativa del contenido nutritivo en hoja seca y fresca de Moringa oleífera con otros alimentos

Nutriente	Hoja seca	Hoja fresca	Otros alimentos	
Vitamina A	10	4	Veces más	Zanahoria
Vitamina C	½	7	Veces más	Naranja
Calcio	17	4	Veces más	Leche vaca
Potasio	15	3	Veces más	Plátano
Proteínas	9	2	Veces más	Yogurt

Fuente: Gopalan C. et al. (1994)

A continuación, se muestra una tabla realizada por Pérez (2012), en su Trabajo Fin de Carrera en la E.U.I.T. Forestal, donde se muestra el análisis químico de las hojas frescas de moringa:

Tabla 3: Análisis químico hojas frescas de moringa.

	Fuglie, 1999	USDA, 2003	INCAP, 2006
Humedad (%)	75,0	78,7	79,7
Carbohidratos (g)	13,4	8,3	11,1
Proteínas (g)	6,7	9,4	5,5
Lípidos (g)	1,7	1,4	2,1
Energía (Kcal)	92,0	64	49,5
Ca (mg/100)	440,0	185,0	22,3
K	259,0	9	11,8
Fe	7,0	4	24,3
Vit. C	220	51,7	109,3

Fuente: Pérez, 2012

Hojas secas (Polvo de moringa): Recopilación de información sobre el contenido nutricional de las hojas secas de moringa, realizado por Pérez (2012), donde se comparan los resultados obtenidos por Flugie (1999), Foild (2001), INCAP (2008) y Sánchez-Machado et al. (2010).

Tabla 4: Contenido en macronutrientes del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.

Nutriente	Hojas secas		
	Fuglie (1999)	INCAP (2008)	Sánchez- Machado et al. (2010)
Humedad (%)	7,5	4,8	-
Valor energético (Kcal)	205	-	-
Proteínas (g)	27,1	33,5	22,42
Lípidos (g)	2,3	9,75	4,96
Carbohidratos (g)	38,2	-	27,05
Fibra (g)	19,2	7,48	30,97

Fuente: Pérez, 2012.

Tabla 5: Contenido en vitaminas del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.

Vitaminas (mg)	Hojas secas			
	Fuglie, (1999)	Foild, (2001)		
		Nicaragua	India	Níger
Vit. A (β -caroteno)	18,9	40,1	-	-
Vit. B-colina	-	-	-	-
Vit. B1-tiamina	2,64	-	-	-
Vit. B2-riboflavina	20,5	-	-	-
Vit. B3-niacina	8,2	-	-	-
Vit. C-ácido ascórbico	17,3	91,8	83,6	67,8
Vit. E-acetato tocoferol	113	-	-	-

Fuente: Pérez, 2012.

Tabla 6: Contenido de minerales del polvo de Moringa oleífera en 100 g de porción comestible.

Minerales (mg)	Hojas secas				
	Fuglie, (1999)	Moringanews (2006)	Foild, (2001)		
			Nicaragua	India	Níger
Calcio (Ca)	2.000	1600-2000	1.750	2.640	1.390,00
Magnesio (Mg)	368	2350-500	11,00	11,00	11
Fósforo (P)	204	200-600	116	136	122
Potasio (K)	1.324	800-1800	1.910	2.170	1.840
Cobre (Cu)	0,57	0,7-1,1	1,12	0,71	1,06
Hierro (Fe)	28,20	18-28	58,20	17,50	34,70
Azufre (S)	870	-	-	-	-
Sodio (Na)	-	-	116	273	261
Manganeso (Mn)	-	41.887	4,71	5,18	11,40
Zinc (Zn)	-	1,5-3	1,35	1,37	2,42

Fuente: Pérez, 2012.

Tabla 7: Contenido en aminoácidos del polvo de Moringa oleífera en g/kg.

Aminoácidos	Materia seca del extracto de hojas	Materia seca de hojas no extraídas
Lisina	24,89	13,63
Leucina	37,65	20,67
Isoleucina	19,72	9,80
Metionina	7,13	4,24
Cistina	3,54	3,39
Fenilalanina	24,27	14,71
Tirosina	16,74	7,71
Valina	23,49	12,43
Histidina	11,09	6,80
Treonina	19,14	11,81
Serina	18,25	10,34
Ác. Glutámico	47,03	25,65
Ác. Aspártico	39,71	22,16
Prolina	21,13	13,63
Glicina	21,66	13,76
Alanina	24,95	18,37
Arginina	25,90	14,47
Triptófano	15,28	4,79

Fuente: Pérez, 2012.

La moringa contiene todos los aminoácidos esenciales, lo que es muy raro que ocurra en una sola especie. La importancia de los aminoácidos esenciales es que, al no poder ser sintetizados en el organismo, es necesario ingerir alimentos ricos en proteínas que los contengan, para que el organismo obtenga los aminoácidos esenciales y pueda formar nuevas proteínas. En la Tabla, se señalan en rojo los aminoácidos esenciales. (Arias, 2014).

Tabla 8: Carotenoides en diferentes fracciones morfológicas de Moringa oleífera.

Carotenoides	Hojas (mg/Kg MS)	Tallos (mg/Kg MS)
α -caroteno	6,5	n.d
β -caroteno	401	n.d
Echinenon	n.d	n.d
Fucoxantina	n.d	n.d
Luteína	702	21,8
Myxoxantofila	n.d	n.d
Neoxantina	219	5,9
Violaxantina	76,5	1,3
Zeaxantina	19,4	n.d
Xantofila	83,1	1,6
Carotenoides	1508	34,4
Clorofila	6890	271,1

Fuente: Pérez, 2012.

Flor: 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. (Folkard y Sutherland, 1996).



Figura 5. Flor de *Moringa oleífera*. García et al. (2013).

Tallo: El tallo puede alcanzar alturas de 1.5 a 2 metros antes de que empiece a ramificarse, pero puede alcanzar hasta 3 metros (OIEA). 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. (Folkard y Sutherland, 1996).



Figura 6. Tallo de *Moringa oleífera*. García et al. (2013).

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. (Parrotta, 1993).



Figura 7. Fruto de *Moringa oleifera*. García et al. (2013).

En la siguiente tabla se muestra el valor nutricional de las vainas frescas:

Tabla 9. Contenido nutricional vainas frescas moringa.

Análisis determinado	INCAP, 2006	USDA
Humedad (%)	83,2	88,2
Proteína (%)	5,6	2,1
Grasas (%)	0,9	0,2
Cenizas (%)	0,9	-
Carbohidratos (%)	9,5	8,53
Kcal/100g	40	37
Calcio (mg/100 g)	1,0	30
Potasio (mg/100 g)	9,4	461
Hierro (mg/100 g)	1,0	0,36
Carotenos (µg/100 g como β-caroteno)	2.619,90	-
Vit. C (mg/100 g)	72,2	141

Fuente: Pérez, 2012.

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 cáscara se obtiene el endospermo que es blanquecino y muy oleaginoso. Se producen entre 15,000 y 25,000 semillas/año, por árbol. El peso por semilla es de 0.3 gr. (Folkard y Sutherland, 1996).



Figura 8. Semilla de *Moringa oleifera*. García et al. (2013).

2.2.3. Aspectos Agronómicos

2.2.3.1. Condiciones climáticas

El clima de una región influye significativamente en el crecimiento, desarrollo y productividad de las plantas. Es por ello que es indispensable conocer la respuesta fisiológica de esta especie a las condiciones ambientales para poder formular un sistema racional de siembra y manejo (Reyes Sánchez, 2004).

La *Moringa oleifera* es una planta de origen tropical y se desarrolla en climas secos, semiáridos, semi-húmedos y húmedos. Crece bien en alturas que van desde el nivel del mar hasta los 1,200 m.s.n.m y prospera en temperaturas altas, considerándose óptimas para un buen comportamiento las que están entre 24°C y 32°C. (Reyes Sánchez, 2004).

En Centroamérica se encuentra en zonas con temperaturas de 6 a 38°C. Es resistente al frío por corto tiempo, pero no menos de 2 a 3°C. En las temperaturas menores de 14°C no florece y solamente se puede reproducir vegetativamente (por estacas). Armengol et al. (2010).

El agua influye en el crecimiento y desarrollo de las plantas ya que actúa como constituyente, solvente, responsable de la turgencia celular y reguladora de su temperatura celular. La *Moringa oleífera* necesita al menos 700 mm anuales de lluvia aunque hay reporte de lugares del pacífico como Nicaragua donde con 300 mm crece muy bien, pero tolera una precipitación anual de 500 a 1,500 mm de lluvia anuales. (Reyes Sánchez, 2004).

El crecimiento de las plantas jóvenes también se ve muy afectado por las condiciones de luz, sobre todo en los períodos más cálidos del año. Por lo que la siembra en una época no adecuada combinado con un riego irregular puede provocar consecuencias desastrosas, causando la pérdida del 20 al 30% de las plantas jóvenes, por corte, produciendo pérdida de material productivo. (Duarte y Flores, 2004).

2.2.3.2. Suelos

En su hábitat natural crece a lo largo de los ríos más grandes, en aluviones. Estos suelos generalmente tienen buen drenaje y bajo contenido en materia orgánica (Parrota, 1993).

La *Moringa oleífera* puede crecer en todo tipo de suelos, suelos con poca capacidad de retención de humedad y hasta en aquellos que presentan poca actividad biológica, tolera suelos arcillosos, pero no encharcamientos prolongados. Puede crecer en suelos ácidos y alcalinos (pH 4.5-8). (Reyes Sánchez, 2004).

Prefiere los suelos bien drenados, arenosos o franco-arenosos, donde el nivel freático permanece bastante alto todo el año, dentro de la zona de mayor profundidad de sus raíces (Parrota, 1993; Saint & Broin, 2010).

Muchos autores coinciden en que la moringa tolera suelos francos o franco-arcillosos, pero no los arcillosos ni los vertisoles, Foild et al. (1999). Sin embargo, un estudio realizado en Nicaragua (Alfaro, 2008) constató que la planta se desarrolló bien en suelos con porcentajes elevados de arcilla (44-46%).

En términos generales, Alfaro (2008), propone como único factor limitante que el terreno donde se plante la moringa posea un buen drenaje.

2.2.4. Información agronómica

2.2.4.1. Hábitat

La planta es propia de las tierras bajas y cálidas, pero se le puede encontrar en diferentes elevaciones en terrenos soleados a alturas de hasta 500 m. sobre el nivel del mar (CEMAT, 1988).

El hábitat natural de este árbol, es la ribera de los ríos en tierras bajas aunque ocasionalmente, lo encontramos en altitudes arriba de los 1000 metros sobre el nivel del mar. Es una especie distribuida en zonas áridas, semiáridas de Asia, África y Madagascar. (Agro desierto, 2006).

2.2.4.2. Cultivo y Propagación

2.2.4.2.1. Cultivo

Es una planta de rápido crecimiento y fácil de propagar, tanto por semilla como por material vegetativo.

Las semillas se seleccionan tomando en cuenta tres variables importantes, según la experiencia de los agricultores en el campo. Estas fueron tomadas en cuenta durante la experimentación y son las siguientes:

Vainas de mayor tamaño, semilla proveniente de la parte central de la vaina que son generalmente las semillas grandes, y el brillo de la semilla. (Alfaro y Martínez, 2008).

2.2.4.2.2. Propagación por semilla

Para lograrlo es necesario llenar bolsas de polietileno con una parte de tierra, una de arena y una de materia orgánica. Se deben aplicar por lo menos tres riegos profundos antes de colocar las semillas. Las semillas se colocan a 1 cm. de profundidad, luego se hace un riego y se coloca una cubierta para mantener la humedad y evitar desenterrarlas durante el riego. Las semillas pueden sembrarse directamente o preparando un semillero en el cual, después de 15 días de nacidas las plántulas, se transplantan a bolsa. A los tres meses están listas para transplantarlas al campo definitivo. El terreno donde se planten debe tener un buen drenaje ya que esta planta no soporta el encharcamiento. Deben protegerse de los animales domésticos. Las nuevas plantas comenzarán a florecer y dar frutos un año después de sembradas, variando la producción entre 1,000 y 5,500 semillas por planta por año (CEMAT, 1988).

Las mejores condiciones para que la germinación se efectúe en 4 a 5 días son: media sombra y clima cálido húmedo. Los árboles producidos a partir de semilla tienen una mayor estabilidad en las estructuras de las raíces y por esta razón pueden sobrevivir más tiempo. (Jahn, 1986).

2.2.5. Germinación de Semillas

Según Wilson y Loomis (1992), se entienden por germinación a la reanudación del crecimiento del embrión y termina al aparecer la radícula al exterior de la cubierta seminal.

Hartmann y Kester (1995), definen la germinación como el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla y la emergencia de la radícula (raíz) y de la plúmula (tallo), conducentes a la producción de una plántula.

Valla (2004) menciona las condiciones necesarias para que una semilla pueda germinar son:

- La semilla debe estar madura.
- La semilla debe estar viva.
- La semilla debe ser permeable.
- La semilla debe estar bien constituida.
- Las condiciones externas básicas son: agua, oxígeno, calor y luz.

A su vez, Hartmann y Kester (1995), indican que la iniciación de la germinación requiere de tres condiciones:

Primera: La semilla debe ser viable; esto es, el embrión debe estar vivo y ser capaz de germinar.

Segunda: La semilla no debe estar en letargo ni el embrión quiescente. No deben existir barreras fisiológicas o físicas que induzcan letargo ni barreras químicas para la germinación.

Tercera: La semilla debe estar expuesta a las condiciones ambientales apropiadas: agua, temperatura, oxígeno y en ocasiones luz.

2.2.5.1. Proceso de Germinación

Según Hartman y Kester (1995), una semilla está formada por un embrión y su provisión almacenada de alimento, rodeados por cubiertas protectoras. Durante la germinación de la semilla, el metabolismo celular se incrementa, el embrión reanuda su crecimiento activo, las cubiertas de la semilla se rompen y emerge la plántula.

Wilson y Loomis (1992), mencionan que en condiciones favorables, a la imbibición de agua por las semillas siguen muchas actividades. El protoplasma se hidrata y sus enzimas empiezan a funcionar. El almidón es digerido y se transforma en azúcar, los lípidos en compuestos solubles y las proteínas almacenadas en aminoácidos. La disponibilidad de estas sustancias permite la liberación de energía por la respiración, el traslado de alimentos al embrión y el comienzo del crecimiento de éste. El humedecimiento de las semillas hace que la respiración aumente rápidamente. A consecuencia del aumento de la actividad enzimática y de alimento y energía disponible en la semilla en germinación, el alargamiento celular empieza en el embrión y nuevamente se pone en marcha el desarrollo de la nueva planta que había empezado con la fecundación.

2.2.5.2. Factores que afectan la germinación

2.2.5.2.1. Factores internos

A. Madurez de la semilla

Decimos que una semilla es madura cuando ha alcanzado su completo desarrollo tanto desde el punto de vista morfológico como fisiológico (Fuller y Ritchie, 1972). Jean-Prost (1970), indica que la madurez morfológica se consigue cuando las distintas estructuras de la semilla han completado su desarrollo, dándose por finalizada

cuando el embrión ha alcanzado su máximo desarrollo. Hess (1980) señala que aunque la semilla sea morfológicamente madura, muchas de ellas pueden seguir siendo incapaces de germinar porque necesitan experimentar aún una serie de transformaciones fisiológicas. Lo normal es que requieran la pérdida de sustancias inhibitoras de la germinación o la acumulación de sustancias promotoras.

B. Viabilidad

La viabilidad de las semillas es el período de tiempo durante el cual las semillas conservan su capacidad para germinar (Fuller y Ritchie, 1972).

2.2.5.2.2. Factores Externos

A. Agua

La absorción de agua es el primer paso, y el más importante, que tiene lugar durante la germinación; porque para que la semilla recupere su metabolismo es necesaria la rehidratación de sus tejidos (Valla, 2004). Para Hess (1980), la toma de agua por las semillas secas empieza con la hinchazón, un proceso puramente físico. Hartmann y Kester (1995), resaltan que el contenido de agua es un factor muy importante en el control de la germinación de la semilla. Con menos del 40 o 60 % de agua en la semilla (con base en peso fresco), no se efectúa la germinación. La entrada de agua en el interior de la semilla se debe exclusivamente a una diferencia de potencial hídrico entre la semilla y el medio que le rodea (Valla, 2004). En condiciones normales, este potencial hídrico es menor en las semillas secas que en el medio exterior. Por ello, hasta que emerge la radícula, el agua llega al embrión a través de las paredes

celulares de la cubierta seminal; siempre a favor de un gradiente de potencial hídrico. Aunque es necesaria el agua para la rehidratación de las semillas, un exceso de la misma actuaría desfavorablemente para la germinación, pues dificultaría la llegada de oxígeno al embrión (Fuller y Ritchie, 1972).

B. Temperatura

La temperatura es un factor decisivo en el proceso de la germinación, ya que influye sobre las enzimas que regulan la velocidad de las reacciones bioquímicas que ocurren en la semilla después de la rehidratación. La actividad de cada enzima tiene lugar entre un máximo y un mínimo de temperatura, existiendo un óptimo intermedio. Del mismo modo, en el proceso de germinación pueden establecerse unos límites similares. Por ello, las semillas sólo germinan dentro de un cierto margen de temperatura. Si la temperatura es muy alta o muy baja, la germinación no tiene lugar aunque las demás condiciones sean favorables (Wilson y Loomis, 1992). Hartmann Y Kester (1995), señalan que la temperatura óptima para las semillas de la mayoría de las plantas que no están en letargo es de 20 a 30 °C.

C. Aireación

Hartmann y Kester (1995), señalan que un buen intercambio de gases entre el medio de germinación y el embrión es básico para una germinación rápida y uniforme. La mayor parte de las semillas requieren para su germinación un medio suficientemente aireado que permita una adecuada disponibilidad de O₂ y CO₂ (Wilson y Loomis, 1992). De esta forma el embrión obtiene la energía imprescindible para mantener sus actividades metabólicas. La mayoría de las semillas germinan bien en atmósfera normal con 21% de O₂ y un

0.03% de CO₂. Sin embargo, existen algunas semillas que aumentan su porcentaje de germinación al disminuir el contenido de O₂ por debajo del 20% (Hess, 1980). Para que la germinación tenga éxito, el O₂ disuelto en el agua de imbibición debe poder llegar hasta el embrión (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.6. Las estructuras esenciales de plántulas (ISTA, 2005).

Una plántula, dependiendo de la especie que se evalúa, consiste de una combinación específica de algunas estructuras que son esenciales para su futuro desarrollo:

- Sistema radicular (raíz primaria, en ciertos casos raíces seminales)
- Brote apical (hipocótilo, epicótilo, en ciertas *Poaceae (Gramineas)* mesocótilo, brote terminal)
- Cotiledones (uno o varios)
- Coleoptile (en todas las *Poaceae (Gramineas)*)

2.2.6.1. Plántulas normales

Hay tres categorías de plántulas normales:

1. Plántulas intactas

Una plántula intacta, dependiendo de la especie a ser evaluada, muestra una combinación específica de algunas de las siguientes estructuras esenciales:

- Un buen desarrollo del sistema radicular consiste en:
 - Una raíz primaria larga y fina, usualmente cubierta con numerosos pelos radiculares y finalizando en punta fina.
 - Raíces secundarias cuando se producen durante el periodo de ensayo.

- Varias raíces seminales en lugar de una raíz primaria en ciertos géneros.
- Un buen desarrollo del brote apical consiste en:
 - Derecho y generalmente delgado y elongado hipocótilo en plántulas que muestran germinación epigea.
 - Un buen desarrollo de epicótilo en plántulas con germinación hipogea.
 - Hipocótilo y epicótilo elongados en algunos géneros con germinación epigea.
 - Un mesocotilo alargado en ciertos géneros de *Poaceae* (*Gramineas*).
- Un número específico de cotiledones, ejemplo:
 - Un cotiledón en monocotiledóneas o excepcionalmente en dicotiledóneas (puede ser verde como una hoja, o modificado y permanecer completamente o en parte dentro de la semilla).
 - Dos cotiledones en dicotiledóneas (en especies con germinación epigea ellos son verdes y como hojas, el tamaño y forma varía según las especies evaluadas. En las plántulas que muestran germinación hipogea ellas son hemisféricas y permanecen dentro de la cubierta seminal).
 - Un variado número de cotiledones (2-18) en coníferas (son usualmente verdes, largos y angostos).
- Hojas primarias, verdes y expandidas.
 - Una hoja primaria, algunas veces precedida por unas hojas e plántulas con hojas alternadas o
 - Dos hojas primarias, en plántulas con hojas opuestas.
- Un brote terminal o corto ápice cuyo desarrollo varía con las especies ensayadas.
- Un coleóptilo bien desarrollado y derecho en *Poaceae* (*Gramineas*), conteniendo una hoja verde extendida a la punta y eventualmente emergiendo a través de ella.

- Plántulas de especies arbóreas con germinación epigea cuando la raíz primaria y el hipocótilo juntos exceden cuatro veces la longitud de la semilla, considerando que todas las estructuras desarrolladas estén intactas.

2. Plántulas con ligeros defectos

Los siguientes defectos son considerados pequeños:

- Raíz primaria con daños limitados o leve retardo en el crecimiento.
- Raíz primaria defectuosa pero con suficiente buen desarrollo.
- Únicamente una raíz seminal fuerte en: *Avena*, *Hordeum*, *Secale*, *Triticum*, *Xtriticosecale*, y dos en *Cyclamen*.
- Hipocótilo, epicótilo o mesocótilo con daño limitado.
- Cotiledón con daño limitado (si la mitad o más del área total del tejido permanece funcionando normalmente y si no hay evidencia de daño o decaimiento del brote apical o tejidos de alrededor).
- Solamente un cotiledón normal en dicotiledoneas (si no hay evidencia de daño o decaimiento del brote apical o tejidos de alrededor).
- 3 cotiledones en lugar de 2.
- Hojas primarias con daño limitado (si la mitad o más del área total del tejido es funcional).
- Solamente una hoja primaria normal, ejemplo en *Phaseolus* (si no hay evidencia de daño o decaimiento del brote terminal).
- Hojas primarias de *Phaseolus* que están apropiadamente formadas pero de tamaño reducido, mas largas que un cuarto del tamaño normal.
- 3 hojas primarias en lugar de 2, ejemplo *Phaseolus*.
- Coleóptile con daño limitado.
- Coleóptile con una grieta desde la punta extendiéndose hacia abajo no más de un tercio de longitud.
- Coleóptile retorcido o formando un lazo (debido a que está atrapado debajo de la lemma y la palea o la cubierta del fruto).

- Coleóptiles con una hoja verde no extendida hasta la punta pero alcanzando al menos la mitad del camino de estos.
3. Plántulas con infección secundaria.

Las plántulas que están seriamente enfermas por hongos o bacterias son clasificadas como normales, si hay evidencia de que la semilla madre no es la fuente de la infección y si puede ser determinado que todas las estructuras esenciales estaban presentes.

2.2.6.2. Plántulas anormales

Un o una combinación de los siguientes defectos en las plantas la hacen anormal.

- Raíz primaria
 - Atrofiada
 - Mazuda
 - Retrasada
 - Ausente
 - Rota
 - Hendida desde el extremo
 - Con constricción
 - Ahilada
 - Atrapada en la cubierta seminal
 - Con geotropismo negativo
 - Vítrea
 - Podrida como resultado de una infección primaria

- Raíz seminal
 - Una sola raíz seminal débil o ninguna

- Hipocotile, epicotile, mesocotile:
 - Corto y grueso (excepto *Cyclamen*)

- Sin formar un tubérculo (excepto *Cyclamen*)
- Agrietado profundamente o roto
- Con hendidura longitudinal
- Ausente
- Con constricción
- Estrechamente retorcido
- Curvado
- Formando un lazo o espiral
- Ahilado
- Vítreo
- Podrido como resultado de una infección primaria
- Los cotiledones
 - Hinchados y ondulados
 - Deformes
 - Rotos u otro daño similar
 - Separados de la planta o ausentes
 - Vítreos
 - Podridos como resultado de una infección primaria
- Hojas primarias
 - Deformes
 - Dañadas
 - Ausentes
 - Decoloradas
 - Necróticas
 - Podridas como resultado de una infección primaria
 - De forma normal, pero de tamaño inferior a $\frac{1}{4}$ del tamaño normal
- Yema terminal y tejido circundantes
 - Deformes

- Dañada
- Ausente
- Podrida como resultado de una infección primaria
- La plántula en su totalidad
 - Deformada
 - Fracturada
 - Los cotiledones emergentes antes de la raíz
 - Dos juntas (Fusionadas)
 - Collar persistente de endosperma
 - Amarilla o blanca
 - Ahilada
 - Vítreas
 - Podrida como resultado de una infección primaria

2.2.6.3. Semillas sin germinar

- Semillas duras: la dureza es una forma de dormancia. Es común en muchas especies de *Fabáceae* (Leguminosas) pero puede también ocurrir en otras familias. Estas semillas no pueden absorber agua bajo las condiciones establecidas en la Tabla 5ª y permanecer duras.
- Semillas frescas: las semillas frescas pueden absorber agua cuando se la provee de las condiciones establecidas en la tabla 5ª pero el proceso de germinación se bloquea.
- Semillas muertas: las semillas muertas usualmente son blandas, descoloridas, no muestran signos de desarrollo de plántulas.
- Otras categorías: a pedido las semillas sin germinar pueden dividirse en:
 - Semillas vacías (semillas que están completamente vacías o contienen solamente algún tejido residual).

- Semillas sin embrión (semilla que contienen endosperma fresco o tejido gametofítico en el cual no hay aparentemente cavidad embrionaria ni embrión).
- Semillas dañadas por insectos (semillas que contienen larvas de insectos, o muestran otras evidencias de ataques de insectos afectando la habilidad de la semilla para germinar).

Estas categorías pueden aparecer en todo tipo de semillas pero se encuentran más comúnmente en las especies arbóreas.

2.2.7. Ensayo de germinación (ISTA, 2005).

Objeto:

El objeto del ensayo de germinación es determinar el potencial máximo de germinación de un lote de semillas el cual puede ser usado ya sea para comparar la calidad de los diferentes lotes como para estimar el valor de germinación a campo.

Los ensayos realizados bajo condiciones a campo son generalmente insatisfactorios ya que los resultados no pueden ser reproducidos con fidelidad. Esta es la razón por la cual se han desarrollado los métodos de laboratorio en los que se controlan las condiciones externas para obtener la germinación más regular, rápida y completa posible para la mayoría de las muestras de una especie determinada. Las condiciones han sido estandarizadas para que los resultados del ensayo sean reproducidos dentro de los límites más cercanos a aquellos que resulten de variaciones del muestreo realizadas al azar.

2.2.7.1. Germinación:

En un ensayo de germinación se define la germinación como la emergencia y desarrollo de una plántula hacia una etapa donde el aspecto de sus

estructuras esenciales indica la posibilidad de que se desarrolle en la planta normal bajo condiciones favorables de suelo.

2.2.7.2. Principios generales

Los ensayos de germinación deberán efectuarse con semillas pura, excepto cuando se permite el ensayo de semilla por repetición en peso.

Se deberá aplicar la definición de semilla pura para las especies. La semilla pura puede ser tomada tanto de la fracción de semilla pura de un ensayo de pureza. Cuando el lote de semilla ha sido recubierto se aplicara la definición de semilla pura peleteada.

Si se llevan a cabo ensayos adicionales con posterioridad a cualquier otro pretratamiento, el resultado y el pretratamiento deberán ser especificados en el certificado ISTA de Análisis de Semillas bajo el nombre de “Otras determinaciones”.

Las semillas, distribuidas en repeticiones, son ensayadas bajo condiciones favorables de humedad y de acuerdo con los métodos indicados en la Tabla 5A. Luego del periodo indicado en la Tabla 5A, las repeticiones son examinadas y se harán conteos de las plántulas y semillas clasificándolas en diferentes categorías requeridas para la indicación de los resultados.

2.2.7.2.1. Sustratos usados para germinación

Papel

Los sustratos de papel pueden tener la forma de papel filtro, secante o toallas.

Especificaciones generales:

- Composición: del papel debería ser madera, algodón u otra celulosa vegetal purificada. Debe estar libre de hongos, bacteria y sustancias toxicas que puedan interferir con el crecimiento o evaluación de las plántulas.

- Textura: el papel debe tener una naturaleza porosa y abierta, pero su textura debe ser tal que las raíces de las plántulas crezcan sobre y no dentro del papel.
- Resistencia: el papel debe ser suficientemente resistente para permitirle resistir la rasgadura cuando se manipula durante el ensayo.
- Contenido de humedad: el papel debe tener la capacidad de mantener la suficiente agua durante el periodo completo del ensayo, de modo de asegurar un suministro continuo de humedad a la semilla.
- pH: el papel debe tener un valor de pH dentro del rango de 6.0 a 7.5 cuando se ensaya en el sustrato, o debe encontrar evidencia de que no hay influencia del pH.
- Almacenamiento: el papel debe estar almacenado en lugar fresco con una humedad relativa tan baja como sea posible. Debe estar adecuadamente empaquetado para protegerlo de la suciedad y daño durante el almacenaje.
- Esterilización: puede ser necesario esterilizar el papel para eliminar el moho, el cual puede haberse desarrollado durante el almacenaje.

Arena

- Composición: la arena debe ser razonablemente uniforme y debe estar libre de muy pequeñas y grandes partículas. Se recomienda que casi todas las partículas deben pasar a través de un tamiz de agujeros de 0,8 mm. de diámetro y sea retenida en un tamiz de agujeros de 0,05 mm. de diámetro. La arena debe estar libre de semillas, hongos, bacterias o sustancias tóxicas, que puedan interferir con la germinación de las semillas, el crecimiento de las plántulas o su evaluación.
- Contenido de humedad: cuando se agrega la cantidad de agua apropiada, las partículas de arena, deben tener la capacidad de mantener suficiente agua para proveer continuos movimientos de agua a la semilla y plántulas, pero también proveer suficiente espacio para aireación para la óptima germinación y crecimiento de la raíz.
- pH: la arena debe tener un valor de pH dentro del rango de 6.0 a 7.5.

- esterilización: para cumplir con los requerimientos de limpieza puede ser necesario lavar y esterilizar la arena antes de usarla. La esterilización debe ser realizada de tal modo que ningún químico que pueda suprimir o matar organismos transmitidos por semillas sean depositados en la arena.
- Re uso: la arena puede ser usada varias veces si es conveniente, pero antes de re usarla debe ser lavada y secada y re-esterilizada. La arena que ha sido usada para evaluar muestras químicamente tratadas debe preferentemente ser desechada y no ser re usada. Sin embargo, si es re usada debe asegurarse que ningún producto químico pueda haberse acumulado en la arena, no cause síntomas fitotóxicos.
- Control de calidad: para asegurarse que las nuevas partidas de arena están libre de sustancias tóxicas, se debe realizar un test biológico.

Tierra

- Composición: la tierra debe ser de buena calidad, no debe estar apelmazada y estar libre de grandes partículas. Debe estar razonablemente libre de semillas extrañas, bacterias, hongos, nematodos o sustancias tóxicas, que pueden interferir con la germinación de la semilla, el crecimiento de las plántulas o su evaluación.
- Contenido de humedad: cuando se ajusta el contenido de humedad apropiado, el suelo debe permitir aireación adecuada para la germinación y el crecimiento de la raíz.
- pH: la tierra debe tener un valor de pH dentro del rango de 6.0 a 7.5.
- esterilización: para cumplir con los requerimientos de limpieza, la tierra puede necesitar ser esterilizada antes de usarla. La esterilización debe realizarse de tal modo que ningún producto químico se deposite en la tierra, lo cual puede matar ciertos organismos.
- Re uso: se recomienda que la tierra sea usada únicamente una sola vez.

Compost

- Composición: el compost debe ser de buena calidad. Esta mezcla sin tierra debiera contener materia orgánica (por ejemplo turba) mas (por ejemplo) 10 % de arena. Pueden también agregarse otros componentes (por ejemplo perlita, vermiculita).
- Contenido de humedad: cuando se ajusta al adecuado contenido de humedad la capacidad de contenido de humedad del compost debe ser chequeada regularmente.
- pH: el valor de pH debiera estar dentro del rango de 6.0 a 7.5 cuando se chequea en el sustrato, o se debe encontrar evidencia de que no hay influencia negativa de pH afuera de ese rango de valores en los resultados de los ensayos de germinación.
- Desinfección: la desinfección debiera llevarse a cabo en forma tal que no cause influencia negativa en los resultados de germinación.
- Re uso: no se permite.

Agua

- Limpieza: el agua usada para humedecer los sustratos debe estar razonablemente libre de impurezas orgánicas e inorgánicas.
- Calidad: si el agua usualmente suministrada no es satisfactoria, puede ser usada agua destilada o des-ionizada.
- pH: el valor de pH debe ser dentro del rango de 6.0 a 7.5 cuando se chequea en el sustrato, o debe encontrarse evidencia de un pH fuera de ese rango de valores, en los resultados de los ensayos de germinación.

Para asegurar que la calidad del agua que se usa es satisfactoria, se debe realizar un análisis de tiempo en tiempo.

2.2.7.3. Procedimiento

Muestra de trabajo: 400 semillas son contadas al azar de la semilla pura bien mezclada. Tener cuidado de no seleccionar las semillas porque puede causar resultados erróneos.

Repeticiones de 100 semillas son normalmente usadas, espaciadas lo suficientemente para minimizar el efecto de las semillas adyacentes sobre el desarrollo de la plántula. Para asegurar un espaciado adecuado, dividir las repeticiones de 50 o si es necesario de 25, principalmente donde hay evidencia de enfermedades presentes. Cuando las semillas están altamente infectadas puede también ser necesario con un sustrato de papel cambiar el sustrato a uno intermedio.

2.2.7.3.1. Condiciones del test

❖ Sustratos usados para germinación

• Métodos utilizando papel

Los sustratos de papel son utilizados para los siguientes métodos:

1. TP (sobre papel)

Las semillas germinan sobre una o mas capas de papel el cual es colocado:

- en el aparato de Jacobsen.
- Dentro de cajas transparentes o de Petri. La cantidad apropiada de agua a agregar al inicio del análisis y la evaporación debe ser reducidas al minimo mediante apretada y adecuada tapa o mediante la puesta de las cajas en bolsas plásticas.
- Directamente en bandejas en los gabinetes de germinación. La humedad relativa en el gabinete debe ser luego mantenida lo mas cerca posible a saturación para prevenir el secado de la misma. Papel poroso humedecido o algodón absorbente puede ser usado como una base para el sustrato.

2. BP (entre papel)

Las semillas germinan entre dos capas de papel. Esto puede ser logrado:

- Cubriendo las semillas holgadamente con otra capa de papel de filtro.
- Poniendo las semillas en sobres doblados los cuales deben ser dispuestos en posición plana o vertical.
- Poniendo las semillas en toallas enrolladas (los rollos deben ser puestos en una posición vertical).

Los sustratos deben ser mantenidos en cajas cerradas, envueltas en bolsas plásticas o puestos directamente en bandejas en el gabinete de germinación, siempre que la humedad relativa en el germinador puede ser mantenida muy cerca de saturación.

3. PP (papel plegado)

Las semillas son puestas en un pliegue, papel tipo acordeon con 50 pliegues, usualmente dos por pliegue. Las tiras plegadas son mantenidas en cajas o directamente en gabinetes húmedos, con una tira plana, frecuentemente envolviendo el papel plegado para asegurar condiciones uniformes de humedad. Este método puede ser usado como alternativa donde se prescribe TP o BP.

• **Métodos utilizando arena**

La arena es utilizada de la siguiente manera:

1. TS (sobre arena)

Las semillas son puestas dentro de la superficie de arena.

2. S (en arena)

Las semillas son sembradas en una capa de arena húmeda y cubierta con 10-20 mm de arena son comprimir dependiendo del tamaño de la semilla.

Para asegurar una buena aireación se recomienda que la capa inferior de arena este suelta por remoción, previo a la siembra.

La arena puede ser usada en lugar de papel, inclusive si no está descrita en la Tabla 5A, cuando la evaluación de una muestra enferma resulta impracticable debido a la contaminación del sustrato de papel. La arena es a veces utilizada para investigar objetivos y para confirmar evaluaciones de plántulas en caso de duda, a pesar de que para estos objetivos el medio preferido sea la tierra.

- **Métodos utilizando tierra, compost**

La tierra y el compost no son generalmente recomendados como sustratos primarios. Sin embargo, puede ser necesario utilizarlos, por ejemplo cuando las plántulas muestren síntomas de fitotóxicidad o si esta evaluación es dudosa en papel o arena. La tierra es comúnmente utilizada para comparar o investigar objetivos.

- **Humedad y aireación**

El sustrato debe contener en todo momento suficiente humedad para alcanzar los requerimientos para germinar. Sin embargo, el contenido de humedad no debe ser excesivo, o la aireación puede ser limitada.

La cantidad inicial de agua usada dependerá de la naturaleza y dimensiones del sustrato y también en el tamaño y especies de semillas ha ser analizadas. La cantidad optima debe ser determinada por distintas pruebas.

El subsiguiente agregado de agua debe ser obviado donde sea posible, ya que es probable que aumente la variabilidad entre replicas y entre análisis. Por lo tanto, se deben tomar las precauciones para asegurarse que el sustrato no se seque y que suficiente agua sea suministrada continuamente durante el periodo del análisis.

Las mediciones especiales de aireación no son generalmente necesarias para análisis SP y PP dentro de caja o cajas Petri. Sin embargo, para EP, se debe tener cuidado en que los sobres y rollos de toalla estén lo suficientemente holgados para permitir suficiente aire alrededor de las semillas. Por la misma razón el material cubriendo la semilla en análisis de arena o suelo no deben estar comprimidos.

2.2.8. Métodos Pre Germinativos

Westwood (1982), señala que los inhibidores de las cubiertas de las semillas son eliminados mediante repetidos lavados con agua, pero los del embrión solo parecen ser eliminados por la acción fisiológica del frío. Las semillas de envoltura muy dura pueden requerir tratamientos especiales que las ablanden suficientemente para que puedan germinar. Para facilitar la germinación estas semillas pueden ser escarificadas, tratadas con ácido fuerte o sometidas a congelación y deshielos alternos o como en el caso de frutos secos y de hueso, se puede quitar la cubierta.

2.2.8.1. Escarificación

Bonner y Galston (1973), señalan que existen procedimientos tales como por ejemplo, sacudirlas en arena u otros materiales que posean aristas agudas, practicar cortes en ellas con un cuchillo o rasparlas con una lima. La ruptura de los tegumentos por tales procedimientos se conoce con el nombre de escarificación que también puede realizarse químicamente, ya sea por medio del ácido sulfúrico, disolventes orgánicos, o por inmersión momentánea en agua hirviendo.

2.2.8.1.1. Remojo en agua:

El propósito de remojar las semillas en agua es modificar las cubiertas duras, remover los inhibidores, ablandar las semillas y reducir el tiempo de germinación. Algunas cubiertas impermeables pueden suavizarse colocando las semillas de cuatro a cinco veces su volumen de agua caliente (de 70°C a 100°C), se retira del fuego de inmediato y las semillas se dejan remojar en agua que se enfría gradualmente, durante 12 a 24 horas. En algunos casos se a hecho hervir las semillas en agua por unos minutos pero el procedimiento es riesgoso.

El remojar las semillas antes de ponerlas a germinar puede acortar el tiempo de emergencia (Hartmann y Kester, 1982).

2.2.8.1.2. Escarificación Mecánica

Hartmann y Kester (1974), dicen que el objeto de la escarificación mecánica es modificar las cubiertas duras e impermeables de las semillas aunque es probable que durante la cosecha, extracción y limpiado de las semillas se efectuó cierta escarificación; en la mayoría de semillas de cubierta dura la germinación se mejora con un tratamiento artificial adicional. La remoción de las cubiertas de las semillas permite la germinación del embrión.

2.2.8.1.3. Escarificación Química

Botánica-Online (2010), menciona que se lleva a cabo utilizando productos químicos. Este tipo de escarificación, además de debilitar la capa externa de las semillas, la libra de posibles plagas o impurezas que podrían estar pegadas en la misma. Entre los productos que se utilizan se encuentra el ácido sulfúrico o ácido clorhídrico. Hay que ser muy prudentes al utilizar estos productos puesto que son tóxicos por inhalación y extremadamente cáusticos para la piel. Por todo ello, se debe llevar una ropa adecuada y una protección eficaz para la cara y las manos.

2.2.8.1.3.1. Peróxido de hidrogeno

Castro, G. y Ayala, R. (2011). También conocido como agua oxigenada, es un compuesto químico fuertemente enlazado con el hidrógeno tal como el agua; conocido por ser un poderoso oxidante. A temperatura ambiente es un líquido incoloro con sabor amargo, pequeñas cantidades de peróxido de hidrógeno gaseoso se encuentran naturalmente en el aire.

Aunque no es inflamable, es un agente oxidante potente que puede causar combustión espontánea cuando entra en contacto con materia orgánica o algunos metales, como el cobre, la plata o el bronce.



III. MATERIAL Y METODOS

3.1. MATERIALES

A. DE LABORATORIO:

- Balanza electrónica
- Termómetro
- Peróxido de hidrogeno

B. BIOLÓGICO

- Semilla Moringa (*Moringa oleífera Lam*)

C. OTROS

- Libreta de apuntes
- Cámara fotográfica
- Lapicero
- Calculadora
- Bandejas de germinación
- Sustrato

3.1.1. COMPONENTES DE ESTUDIO:

CARACTERISTICAS DEL CAMPO EXPERIMENTAL

a) Factores:

TRATAMIENTO	DESCRIPCION
T1	Testigo sin escarificación
T2	Escarificación con agua a 100°C por 1 minuto
T3	Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos
T4	Escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos
T5	Escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos
T6	Escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas
T7	Escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas
T8	Escarificación con lija

b) Unidades experimentales

- Número de unidades experimentales: 24
- Número total de bandejas: 24

BANDEJA:

- Largo de bandeja: 0.28 m
- Ancho de bandeja: 0.55 m
- Área: 0.154 m²
- Distancia entre bandejas (largo): 0.02 m.
- Distancia entre bandejas (ancho): 0.10 m.

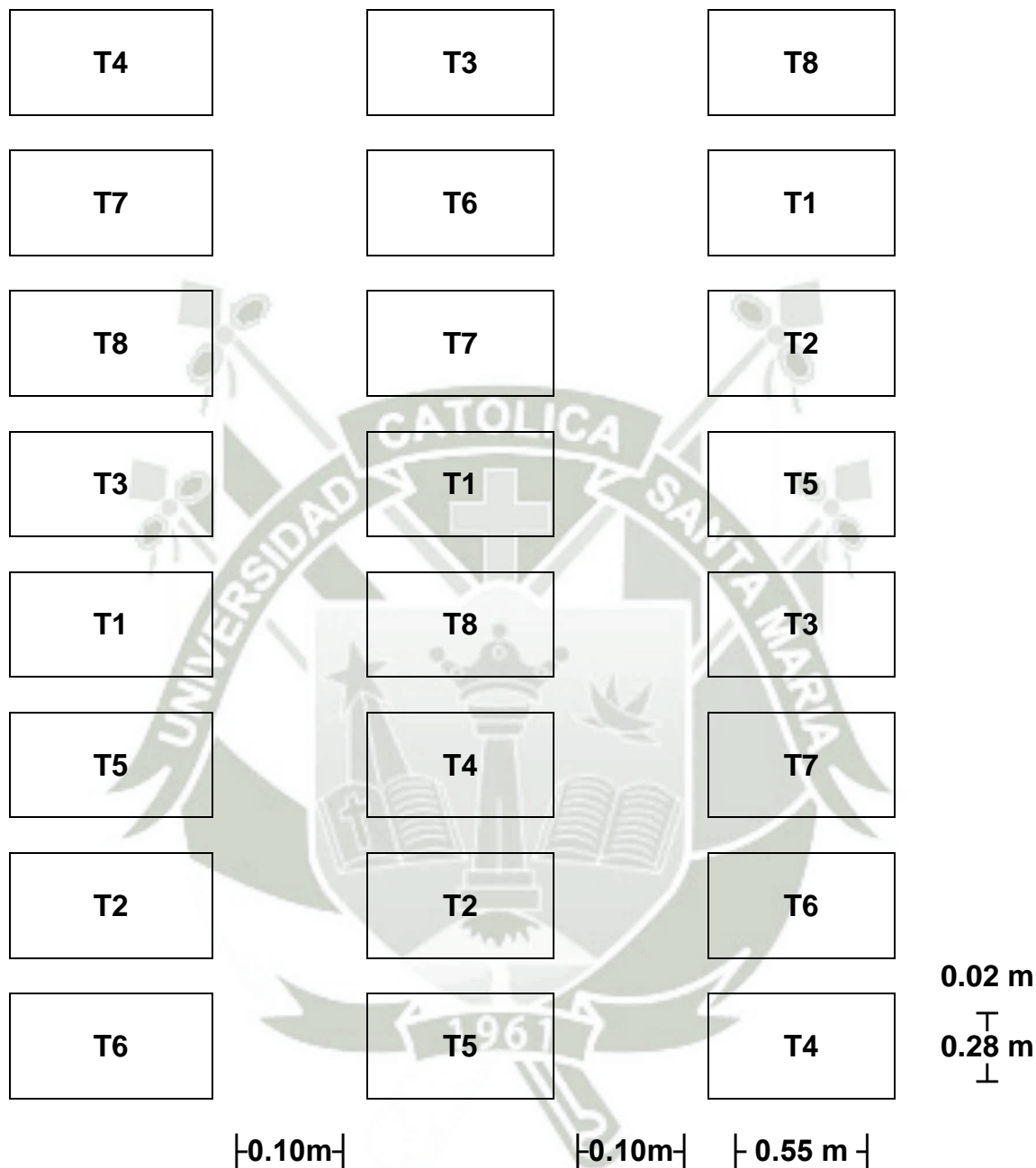
AREA EXPERIMENTAL:

- Área neta: 3.696 m²
- Área total: 4.44 m²
- Área destinada: 16.94 m²

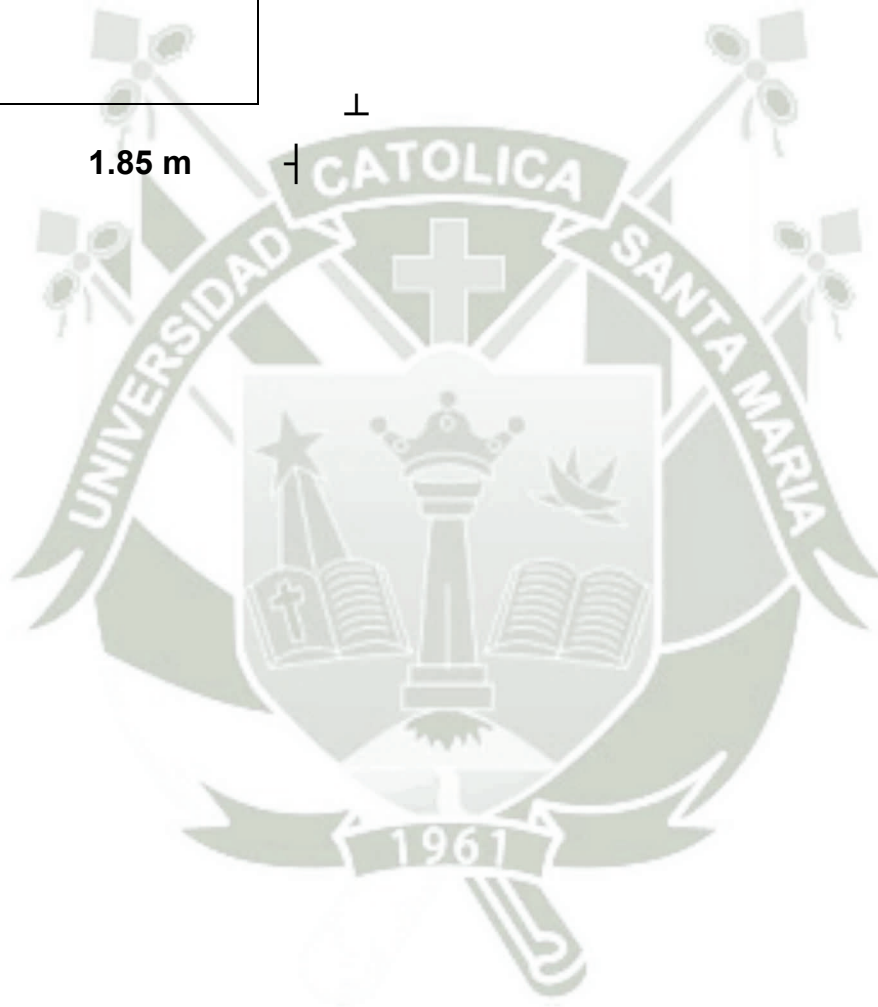
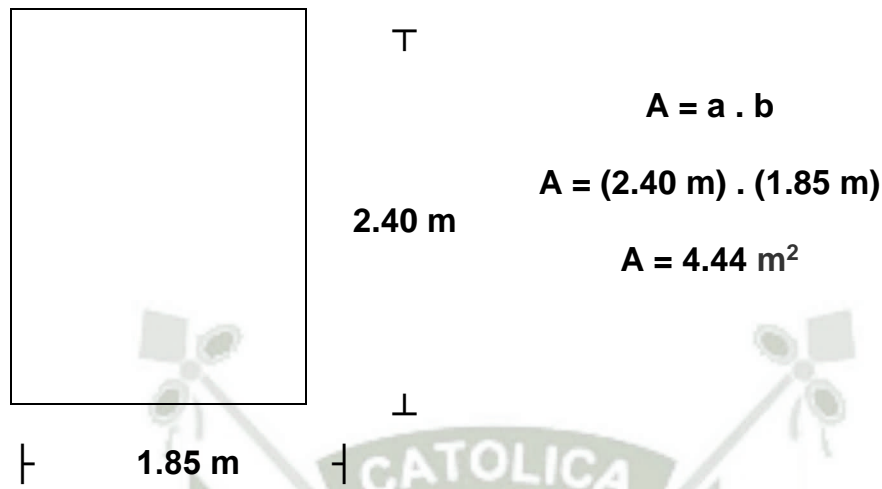
3.1.2. DISEÑO EXPERIMENTAL

El experimento se realizó en un diseño experimental completamente al azar (DCA), con 1 testigo y 7 tratamientos con 3 repeticiones cada uno, total de 24 unidades experimentales, se combinó tratamientos de escarificación mecánica, escarificación química y remojo en agua en punto de ebullición y a temperatura ambiente, incluyendo 1 testigo sin ningún tratamiento pre-germinativo.

3.1.3. CROQUIS DE LOS TRATAMIENTOS



3.1.4. DISTRIBUCIÓN DEL ÁREA



3.2. METODOLOGIA

Localización: El estudio se realizó en condiciones de Casa sombra en el fundo de Carmen alto, el cual se encuentra localizado entre la latitud sur: 16° 22' 15.16" Longitud oeste: 71° 32' 19.42" y a una altitud de: 2443 m.s.n.m. En el distrito de Cayma, provincia Arequipa, departamento Arequipa.

Obtención de la semilla: Se utilizó semilla de *Moringa oleífera*, recolectada en el mes de octubre del 2014, en el fundo del señor: Emiliano Martín Veléz Risco, ubicado en la ciudad de Piura – Perú.

La semilla recolectada fue almacenada en un ambiente con temperaturas que oscilan entre 6 – 10°C hasta su posterior uso, posteriormente fue lavada y desinfectada, dejando que se sequen a temperatura ambiente, para finalmente ser seleccionada y dividida para cada tratamiento a ser evaluado.

Escarificación de la semilla: Se evaluaron 1 testigo y 7 tratamientos, (T1) testigo en el cual no es sometida la semilla a ningún tratamiento de escarificación, (T2) la semilla es sumergida en agua a una temperatura de 100°C por el lapso de tiempo de 1 minuto, (T3) la semilla es sumergida en agua a una temperatura de 100°C por el lapso de tiempo de 2 minutos, (T4) la semilla es sumergida en peróxido de hidrogeno de 10 volúmenes por un lapso de tiempo de 15 minutos, (T5) la semilla es sumergida en peróxido de hidrogeno de 10 volúmenes por un lapso de tiempo de 60 minutos, (T6) la semilla es sumergida en agua a temperatura ambiente por un lapso de tiempo de 12 horas, (T7) la semilla es sumergida en agua a temperatura ambiente por un lapso de tiempo de 24 horas y (T8) la testa de la semilla es escarificada con una lija con el fin de ablandar y reducir el grosor de la testa.

Material de vivero: El sustrato utilizado fue Promix PGX, que es un sustrato a base de turba para germinación y crecimiento de plántulas en bandeja. Las bandejas fueron lavadas y desinfectadas con una solución de hipoclorito de sodio al 2%.

Manejo del experimento: Para la preparación y desinfección de las bandejas y semillas se utilizó hipoclorito de sodio al 2% en dosis de 20 ml/Lt de agua.

Para los tratamientos se tuvo una muestra total de 3200 semillas de Moringa oleífera Lam. De las cuales se seleccionó las semillas más uniformes, para cada tratamiento se seleccionaron 200 semillas al azar, dando un total de 1600 semillas para el experimento.

Las bandejas fueron llenadas previamente con el sustrato Promix PGX; las semillas de Moringa oleífera después de ser sometidas a escarificación fueron inmediatamente sembradas en las bandejas, cada tratamiento tuvo 3 repeticiones, por cada repetición se utilizó 50 semillas, dando un total de 150 semillas por tratamiento.

La siembra de las semillas se hizo a una profundidad de 1 cm. Los riegos se hicieron diariamente o inter-diario dependiendo de la humedad que presento el sustrato durante el proceso de germinación y emergencia de la plántula.

Para las cuatro evaluaciones se procedió de la siguiente manera:

- El porcentaje de germinación se evaluó a los 10 días de la siembra, desenterrando las semillas que aún no hayan emergido.
- El tiempo de germinación se evaluó desde la siembra hasta el último registro de germinación.
- Los días de emergencia se evaluó el número de días que tardo en emerger el 50% de las semillas.
- Altura de plántula se evaluó al final del ensayo, a los 15 días de emergidas las semillas, cuando alcanzaron su desarrollo para ser trasplantada a bolsas.

3.3. EVALUACIONES

Fueron las siguientes:

A. Porcentaje de Germinación.

Para la determinación del porcentaje de germinación o capacidad germinativa, se contó todas las semillas germinadas por tratamiento durante el tiempo que duró el experimento.

Para su cálculo se aplicó la siguiente fórmula:

$$PG = \frac{GA}{TS} \times 100$$

Dónde:

PG: Porcentaje de germinación (%).

GA: Germinación acumulada hasta el último día de evaluación.

TS: Total de semillas sembradas.

B. Tiempo de Germinación.

Se consideró desde la siembra de las semillas hasta el día en el que se registró la última germinación.

$$TG = IG + PrG$$

Dónde:

TG: Tiempo de germinación (días)

IG: Inicio de la germinación.

PrG: Periodo de Germinación.

Esta variable está conformada por 2 componentes:

B.1. Inicio de la Germinación: Se consideró el inicio de la germinación a partir de la primera semilla germinada por cada tratamiento en estudio.

$$IG = 1S$$

Dónde:

IG: Inicio de la Germinación (días)

1s: Día de la germinación de la primera semilla por cada tratamiento.

B.2. Periodo de Germinación: Se consideró el periodo de la germinación a partir del inicio de la germinación hasta el día en el que se registró la última germinación.

$$PrG = UG - 1S$$

Dónde:

PrG: Periodo de Germinación (Días)

UG: Día en el que se registró la última germinación.

C. Días a la emergencia:

El número de días que tardo en emerger el 50% de las semillas. Datos tomados en días.

D. Altura de plántula:

Se evaluó a los 15 días después de emergida la plántula, momento en el cual se hizo el trasplante a bolsas. Los datos fueron tomados en centímetros (cm).



IV. RESULTADOS

Para el cálculo de análisis de varianza se efectuó la transformación de los datos en las variables: porcentaje de germinación, tiempo de germinación, días a la emergencia y altura de plántula.

4.1. PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

En el cuadro 1, de análisis de varianza de la variable porcentaje de germinación, se puede observar que tiene significancia estadística al 5% entre tratamientos. El coeficiente de variación es de 1.97% debido a que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, mostraron una nula cantidad de plantas germinadas en el tiempo establecido del ensayo, con un promedio de 0.0% de germinación.

El coeficiente de variabilidad para esta evaluación fue de 1.97% lo cual nos indica la confiabilidad de la misma, ya que este valor se encuentra dentro del rango aceptado para el diseño utilizado.

Cuadro 1. Análisis de varianza para la variable porcentaje de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

ANVA : PORCENTAJE DE GERMINACIÓN

F.V.	gl	SC	CM	Fc	Ft $\alpha = 0.05$	significancia $\alpha = 0.05$
TRATAMIENTOS (8)	7	23797.167	3399.595	1274.848	2.59	*
ERROR	16	42.667	2.667			
TOTAL	23	23839.833				
C.V = 1.97%						

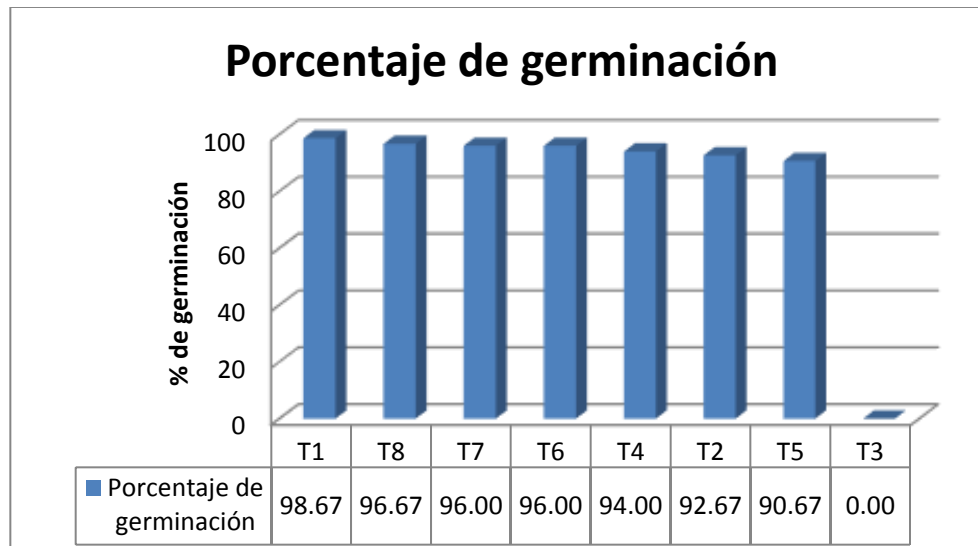
(*): existe diferencia significativa al 0.05 de significancia.

Cuadro 2, en la prueba de significación de Tukey al 5% para tratamientos en la variable porcentaje de germinación se observan cuatro rangos de significación. El tratamiento que reporto el mayor porcentaje de germinación (T1) Testigo, sin escarificación, con un total de 98.67%. Mientras que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no germino semilla alguna, teniendo un total de 0.0%. Teniendo en el tratamiento (T5) Escarificación con peróxido de hidrógeno por 60 minutos, un porcentaje de germinación, con el total de 90.67%.

Cuadro 2. Prueba de significación de tukey al 5% para la variable porcentaje de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

Tratamientos	Porcentaje promedio de germinación (%)	significancia $\alpha = 0.05$
T1	98.67	a
T8	96.67	a b
T7	96.00	a b
T6	96.00	a b
T4	94.00	b c
T2	92.67	b c
T5	90.67	c
T3	0.00	d

Grafico 1. Porcentaje de germinación para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.



4.2. TIEMPO DE GERMINACIÓN

En el cuadro 3, de análisis de varianza de la variable tiempo de germinación, se puede observar que tiene significancia estadística al 5% entre tratamientos. El coeficiente de variación es de 8.25% debido a que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, mostraron que hasta el final de la investigación no germino ninguna planta por ende el tiempo de germinación es 0.0.

El coeficiente de variabilidad para esta evaluación fue de 8.25% lo cual nos indica la confiabilidad de la misma, ya que este valor se encuentra dentro del rango aceptado para el diseño utilizado.

Cuadro 3. Análisis de varianza para la variable tiempo de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

ANVA : TIEMPO DE GERMINACIÓN

F.V.	gl	SC	CM	Fc	Ft $\alpha = 0.05$	significancia $\alpha = 0.05$
TRATAMIENTOS (8)	7	556.958	79.565	76.383	2.59	*
ERROR	16	16.667	1.042			
TOTAL	23	573.625				
C.V = 8.25%						

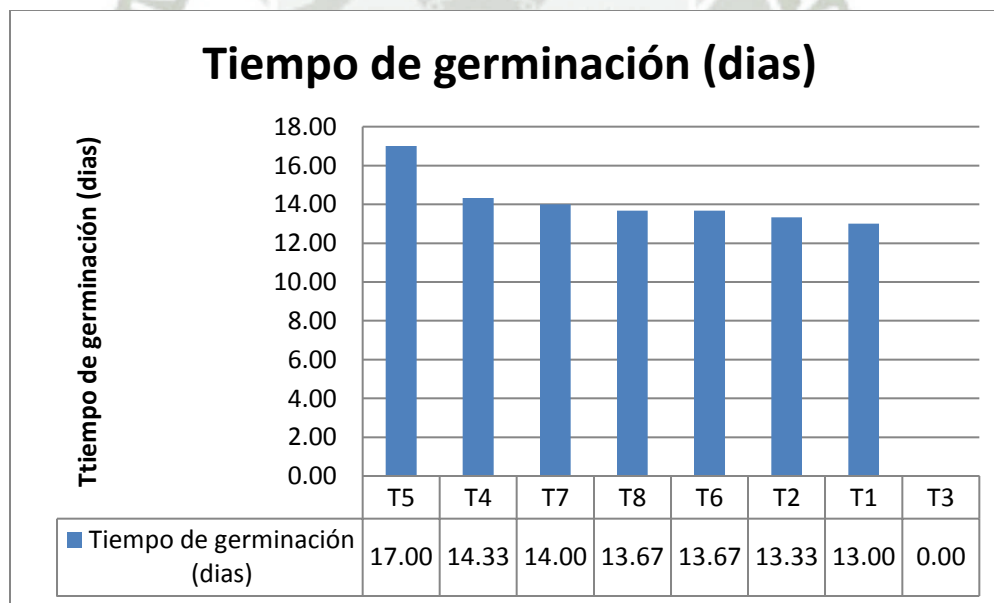
(*): existe diferencia significativa al 0.05 de significancia.

Cuadro 4, en la prueba de significación de Tukey al 5% para tratamientos en la variable tiempo de germinación se observan tres rangos de significación. El tratamiento que reporto el mayor tiempo de germinación (T5) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos, con un total de 17.00 días. Mientras que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no germino semilla alguna en el tiempo establecido el ensayo, teniendo un total de 0.0 días. Teniendo en el tratamiento (T1) Testigo, sin escarificación, un total de 13.00 días en la variable tiempo de germinación.

Cuadro 4. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable tiempo de germinación. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

Tratamientos	Tiempo promedio de germinación (días)	significancia $\alpha = 0.05$
T5	17.00	a
T4	14.33	a b
T7	14.00	b
T8	13.67	b
T6	13.67	b
T2	13.33	b
T1	13.00	b
T3	0.00	c

Grafico 2. Tiempo de germinación para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.



4.3. DÍAS A LA EMERGENCIA

En el cuadro 5 de análisis de varianza de la variable días a la emergencia, se puede observar que tiene significancia estadística al 5% entre tratamientos. El coeficiente de variación es de 6.79% debido a que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no se mostró plantas germinadas por este mismo caso la emergencia de la planta queda siendo 0.0 en el transcurso de los días.

El coeficiente de variabilidad para esta evaluación fue de 6.79% lo cual nos indica la confiabilidad de la misma, ya que este valor se encuentra dentro del rango aceptado para el diseño utilizado.

Cuadro 5. Análisis de varianza para la variable días a la emergencia. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

ANVA : DÍAS A LA EMERGENCIA

F.V.	gl	SC	CM	Fc	Ft $\alpha = 0.05$	significancia $\alpha = 0.05$
TRATAMIENTOS (8)	7	357.625	51.089	111.468	2.59	*
ERROR	16	7.333	.458			
TOTAL	23	364.958				
C.V = 6.79%						

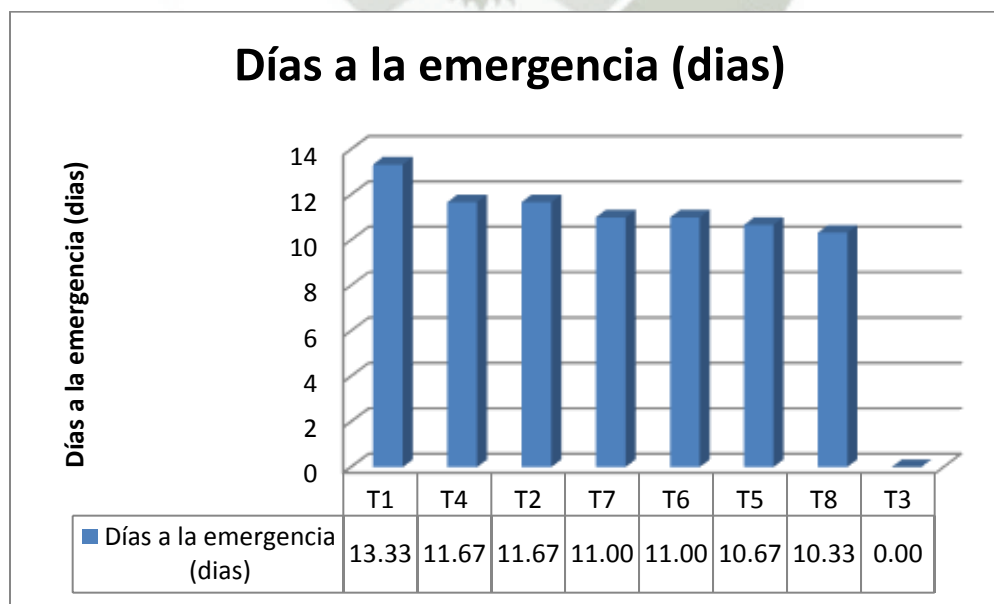
(*): existe diferencia significativa al 0.05 de significancia.

Cuadro 6, en la prueba de significación de Tukey al 5% para tratamientos en la variable días a la emergencia se observan tres rangos de significación. El tratamiento que reporto el mayor cantidad de días a la emergencia (T1) Testigo, sin escarificación, con un total de 13.33 días. Mientras en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no se halla emergencia en el tiempo establecido del ensayo, teniendo un total de 0.0%. Teniendo en el tratamiento (T8) Escarificación con lija, 10.33 días en total de los días a la emergencia.

Cuadro 6. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable días a la emergencia. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

Tratamientos	Días promedio a la emergencia (días)	significancia $\alpha = 0.05$
T1	13.33	a
T4	11.67	a b
T2	11.67	a b
T7	11.00	b
T6	11.00	b
T5	10.67	b
T8	10.33	b
T3	0.00	c

Grafico 3. Días a la emergencia para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.



4.4. ALTURA DE PLÁNTULA

En el cuadro 7 de análisis de varianza de la variable altura de plántula, se puede observar que tiene significancia estadística al 5% entre tratamientos. El coeficiente de variación es de 1.46% debido a que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, mostraron una nula cantidad de plantas germinadas, por ello no hay altura de plántulas dando el resultado de 0.0cm.

El coeficiente de variabilidad para esta evaluación fue de 1.46% lo cual nos indica la confiabilidad de la misma, ya que este valor se encuentra dentro del rango aceptado para el diseño utilizado.

Cuadro 7. Análisis de varianza para la variable altura de plántula. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

ANVA : ALTURA DE PLÁNTULA

F.V.	Gl	SC	CM	Fc	Ft $\alpha = 0.05$	significancia $\alpha = 0.05$
tratamientos (8)	7	182.688	26.098	2314.703	2.59	*
Error	16	.180	.011			
Total	23	182.868				
C.V = 1.46%						

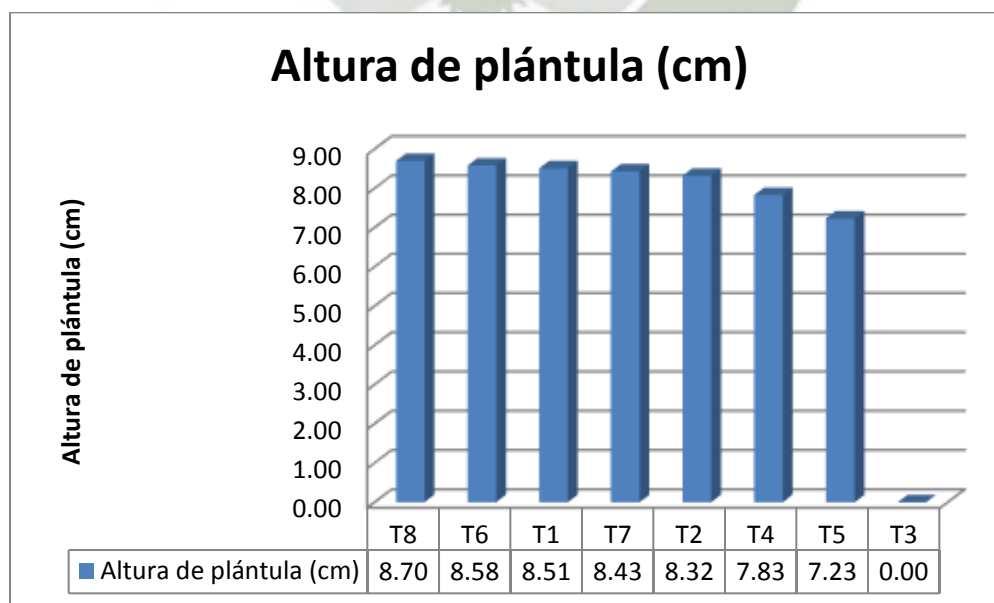
(*): existe diferencia significativa al 0.05 de significancia.

Cuadro 8 en la prueba de significación de Tukey al 5% para tratamientos en la variable altura de plántula se observan cinco rangos de significación. El tratamiento que reporto el mayor altura de plántula (T8) Escarificación con lija, con un total de 8.70 cm. mientras que en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no se halla altura de plántula alguna en el tiempo establecido del ensayo, teniendo un total de 0.0 cm. Teniendo en el tratamiento (T5) Escarificación con peróxido de hidrógeno por 60 minutos, una altura de plántula con el total de 7.23 cm.

Cuadro 8. Prueba de significación de Tukey al 5% para la variable altura de plántula. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.

Tratamientos	Altura promedio de plántula (cm)	significancia $\alpha = 0.05$
T8	8.70	a
T6	8.58	a b
T1	8.51	a b
T7	8.43	a b
T2	8.32	b
T4	7.83	c
T5	7.23	d
T3	0.00	e

Grafico 4. Altura de plántula en centímetros para los diferentes tratamientos. Evaluación de diferentes tratamientos pre-germinativos en semilla de Moringa (*Moringa oleífera lam.*), bajo condiciones de casa sombra – Fundo Carmen alto – Arequipa.



V. DISCUSIÓN

5.1. Porcentaje de germinación:

Según los resultados obtenidos en las variables evaluadas existe diferencia significativa entre los tratamientos, obteniéndose los valores más bajos en el tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, dando como resultado que ninguna semilla germinó, los resultados están de acuerdo con el trabajo de Avilés (1990), donde sumergió las semillas de *Moringa oleífera* en agua a 92°C por 2 minutos ocasionando la muerte de la semilla y disminuyendo el porcentaje de germinación al sumergir las semillas en agua a 92°C por 1 minuto.

Los mejores resultados obtenidos en la variable porcentaje de germinación son los de los tratamientos (T1) Testigo, sin escarificación, (T8) Escarificación con lija, (T7) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas y (T6) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas; los cuales estadísticamente no presentan significancia (Cuadro 2). Resultados similares a los realizados por Avilés (1990).

Según el ensayo realizado por Jiménez et al. (2002), se obtuvo 14.6% de germinación en semilla de Palma Camedor utilizando la escarificación en peróxido de hidrogeno como escarificación química, dando resultados opuestos al realizado en este trabajo.

En muchas especies la baja germinación de las semillas es por sus cubiertas, lo que las hace casi impermeables a la entrada de oxígeno y agua, y en algunas especies las cubiertas pueden ser una barrera mecánica a la germinación o pueden contener compuestos químicos que inhiben el proceso. (Bewley y Black, 1994).

Sampaio et al. (2005), haciendo mención a Popinigis (1985), informa de que una de las funciones del tegumento es regular la tasa de rehidratación de la semilla, evitando o disminuyendo posibles daños durante el remojo.

La germinación de semillas consiste en la división celular en los puntos de crecimiento separados del eje embrionario seguida de la expansión de las estructuras de la plántula. Así mismo la respiración, medida por la absorción de oxígeno, aumenta en forma constante con el avance del crecimiento. Procesos que son alterados de forma negativa tanto para los tratamientos de semilla en agua caliente a 100°C y peróxido de hidrogeno.

5.2. Tiempo de germinación:

Los resultados obtenidos en la variable tiempo de germinación son los tratamientos (T1) testigo, sin escarificación, (T2) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, (T6) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas, (T8) Escarificación con lija, (T7) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas y (T4) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos, los cuales estadísticamente no presentan significancia, siendo el mejor el tratamiento (T1) testigo, sin escarificación. (Cuadro 4).

Los tratamientos (T5) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos y (T4) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos, estadísticamente no presentan significancia. Siendo estos los resultados con mayor tiempo para la germinación de la semilla. El tratamiento (T3) Escarificación con agua a 100°C por 2 minutos, no germino semilla alguna en el tiempo establecido el ensayo, teniendo un total de 0.0 días. (Cuadro 4).

Según los resultados obtenidos en la variable tiempo de germinación, Los resultados están de acuerdo con el trabajo de Cáceres (1991), mencionado por

Sampaio et al. (2005), que recomiendan pre-remojo en agua durante 24 horas para producir plántulas a partir de semillas.

El tiempo de germinación en el ensayo realizado por Sampaio et al. (2005), tiene un rango de 16 días, similares a los obtenidos en este trabajo realizado. Así como también se observó que las semillas con testa tardaban más en germinar. Similarmente con el trabajo realizado por Avilés (1990), se adelanta la emergencia en las plántulas en 4 días.

El propósito de remojar las semillas en agua caliente es modificar las cubiertas duras, remover los inhibidores, ablandar las semillas y reducir el tiempo de germinación. Este tratamiento a temperaturas y tiempos de inmersión variables, han resultado ser altamente efectivos para romper la latencia en varias especies. Atencio et al. (2003); Razz y Clavero, (1996) y aunque requieren de cuidados especiales, son económicos, fáciles y seguros de aplicar. El choque de calor al sumergir las semillas en agua caliente puede ser más efectivo que la escarificación mecánica para algunas especies pero los óptimos de temperatura y tiempo de remojo son altamente dependientes de la especie y de no determinarlos se pueden tener resultados adversos. Pirolí et al. (2005); Zida et al. (2005).

El tiempo de germinación se reduce siendo determinante el tegumento de la semilla, ya que regula el paso de oxígeno y agua al interior de la semilla, ya que el tegumento es debilitado, facilitando que los procesos fisiológicos de la semilla para su germinación y posterior emergencia.

5.3. Días a la emergencia:

Se obtuvo mayor rapidez de germinación para días de emergencia en los tratamientos (T8) Escarificación con lija, (T5) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos, (T6) Escarificación en agua a temperatura ambiente por 12 horas, (T7) Escarificación en agua a temperatura ambiente por 24 horas, (T2) Escarificación con agua a 100°C por 1 minuto y (T4) Escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos.(Cuadro 6). Coincidiendo con lo manifestado por Hartmann y Kester (1982), que la remoción de las cubiertas de las semillas permite la germinación del embrión.

El ensayo realizado coincide con el de Avilés (1990), donde los valores de la variable días a la emergencia son iguales en cuanto al tratamiento realizado con escarificación de la semilla con agua a 100°C por 2 minutos.

La escarificación es uno de los tratamientos que se realiza con la finalidad de modificar las cubiertas seminales duras o impermeables, mediante cualquier proceso que permita la ruptura, rayado o alteración mecánica de la semilla para hacerlas permeables al agua y/o gases, liberar compuestos químicos inhibitorios o constricciones al embrión y de esta forma mejorar la germinación y acelerar la obtención de plántulas. Zida et al. (2005).

5.4. Altura de plántula:

El tratamiento que reportó mayor altura de plántula es (T8) Escarificación con lija, con 8.70 cm. seguidos de tratamientos (T6) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas, (T1) Testigo, sin escarificación y (T7) Escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas y; los cuales estadísticamente no presentan significancia, pero siendo superiores a los demás tratamientos. (Cuadro 8).

Respecto a esta variable, en estudios realizados por Sampaio et al. (2005), se observa que las semillas con tegumento presentaron mayor altura de las plántulas cuando se pusieron a remojar, resultado similar al obtenido en este trabajo realizado, probablemente debido al control de la absorción de agua que proporciona el proceso de división y el crecimiento celular más equilibrada.

Una semilla sin modificaciones internas, compuesta de una provisión de reservas nutritivas como dice Bidwell (1979), las cuales son almacenadas en su embrión que darán mayor actividad a los meristemas apicales y al alargamiento subsecuente de los entrenudos, como dice Strasburguer (1974).

Al interior del tegumento se encuentra la estructura de almidón, donde se encuentran un conjunto de celular de forma poligonales, de paredes densas y gruesas, formando un parénquima de reserva y que constituye el endospermo de la semilla. En la parte central se encuentra una estructura de células más pequeñas que corresponden al embrión de la semilla. Campo et al, (2015). Estas estructuras son dañadas al entrar en contacto con agua caliente y peróxido de hidrogeno, reflejando en una menor altura de plántula.



VI. CONCLUSIONES

- a) El tratamiento pre-germinativo más apropiado para la propagación de Moringa (*Moringa oleífera Lam*) entre los métodos de escarificación evaluados según las variables estudiadas, son las de remojo de la semilla en agua a temperatura ambiente por 12 y 24 horas, correspondientes a los tratamientos T6 y T7 respectivamente y cuando no se realiza ninguno de los tratamientos de escarificación, Testigo (T1).
- b) Las semillas de Moringa (*Moringa oleífera Lam*) sometidas a la escarificación química reportaron que el menor porcentaje de germinación se obtuvo en los tratamientos T4 (escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos), T2 (escarificación con agua a 100°C por 2 minutos) y T5 (escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos) con 94.00 %, 92.67 % y 90.67 % respectivamente, no significativos entre sí, exceptuando el tratamiento T3 (escarificación con agua a 100°C por 2 minutos), sin germinación; en comparación con el tratamiento T1 (sin escarificación) con un 98.67 %.

El mayor tiempo de germinación correspondió a los tratamientos T5 (escarificación con peróxido de hidrogeno por 60 minutos) y T4 (escarificación con peróxido de hidrogeno por 15 minutos), con 17.00 días y 14.33 días respectivamente, en tanto que los demás tratamientos presentaron significativamente menor tiempo de germinación, exceptuando el tratamiento T3 (escarificación con agua a 100°C por 2 minutos), sin germinación.

El método de escarificación con agua caliente por 2 minutos, tratamiento T3, no es el indicado ya que al utilizar el agua a 100°C por el lapso de 2 minutos afecta directamente la germinación, ya que todas las semillas mueren.

- c) Las semillas de Moringa (*Moringa oleífera Lam*) sometidas a la escarificación mecánica reportaron que el porcentaje de germinación tuvo un mayor valor estadístico para los tratamientos T1 (sin escarificación) y T8 (escarificación con lija) con un 98.67 % y 96.67% respectivamente; para tiempo de germinación tuvo valores de 13.00 días y 13.67 días, respectivamente; para altura de plántula tuvo un mayor valor estadístico de 8.51 cm y 8.70 cm respectivamente, no significativos entre sí. Con respecto a los días a la emergencia, se registró un mayor valor estadístico con el tratamiento T1 (sin escarificación) con 13.33 días a comparación del tratamiento T8 (escarificación con lija) con 10.33 días, significativamente.
- d) Las semillas de Moringa (*Moringa oleífera Lam*) sometidas a la escarificación de remojo de la semilla en agua, reportaron que el porcentaje de germinación tuvo un mayor valor estadístico para los tratamientos T1 (sin escarificación), T6 (escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas) y T7 (escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas), con un 98.67 %, 96.00% y 96.00% respectivamente; para tiempo de germinación tuvo valores estadísticos de 13.00 días, 13.67 días y 14.00 días, respectivamente; para altura de plántula tuvo mayor valor estadístico con 8.51 cm, 8.58 cm y 8.43 cm, respectivamente, no significativos entre sí. Con respecto a los días a la emergencia, se registró un mayor valor estadístico con el tratamiento T1 (sin escarificación) con 13.33 días a comparación del tratamiento T6 (escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 horas) y T7 (escarificación con agua a temperatura ambiente por 24 horas) con 11.00 días y 11.00 días, significativamente.

VII. RECOMENDACIONES

Para la propagación sexual de la *Moringa oleífera* en las condiciones de vivero, se recomienda emplear la escarificación con lija, como otras alternativas esta la escarificación con agua a temperatura ambiente por 12 y 24 horas o en su defecto no utilizar ningún tipo de escarificación.

No utilizar la escarificación con agua a 100°C, ya que ocasiona la muerte del embrión de la semilla de *Moringa oleífera*.

Se recomienda investigar sobre respuesta de la semilla de *Moringa oleífera*, probando diferentes tiempos de inmersión de la semilla en peróxido de hidrogeno y realizar evaluaciones en su germinación.

Se recomienda investigar el desarrollo de la plántula en campo definitivo, así como también compararla con una propagación asexual.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- 1.- Agro desierto. (2006). Moringa (*Moringa oleifera*). Programas Agroforestales. Consulta en Internet en <http://www.agrodesierto.com/>
- 2.- Alfaro, N. C., Martínez, W. (2008), Uso Potencial de la Moringa (*Moringa oleífera*, Lam) para la Producción de Alimentos Nutricionalmente Mejorados, Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONCYT), Secretaría Nacional de Ciencia y Tecnología (SENACYT), Fondo Nacional de Ciencia y Tecnología (FONACYT), Instituto de Nutrición de Centro América y Panamá (INCAP), Guatemala.
- 3.- Alves Sampaio M; Medeiros Filho S; Bezerra Esmeralda A; Cavalcante de Oliveira V; (2005). La germinación de semillas y desarrollo de plántulas de *Moringa oleífera* L. en diferentes ambientes y sometidos a pre-remojó. Revista Científica y Agro tecnología. Scientific Electronic Library Online (SciELO) vol.29 no.5 Lavras, Brasil. Editorial UFLA
Disponibile en: <http://dx.doi.org/10.1590/S1413-70542005000500025>
- 4.- Arias Sabin Consuelo. (2014), Estudio de las posibles zonas de introducción de la *Moringa oleífera* lam. en la península ibérica, islas baleares e islas canarias. España, Madrid.
Disponibile en: http://oa.upm.es/23094/1/PFCARIAS_SABIN.pdf
- 5.- Armengol, N., Pérez, A., Reyes, F., Sánchez, T. (2010), Características y potencialidades de *Moringa oleífera*, Lamark. Una alternativa para la alimentación animal, Revista Pastos y Forrajes, Scientific Electronic Library Online (SciELO), Central España Republicana, Matanzas, Cuba.
Disponibile en:
http://scielo.sld.cu/scielo.php?pid=S0864-03942010000400001&script=sci_arttext

- 6.- Atencio L., R. Colmenares, M. Ramírez-Villalobos y D. Marcano. (2003). Tratamientos pregerminativos en acacia San Francisco (*Peltophorum pterocarpum*) Fabaceae. Rev. Fac. Agron. (LUZ) 20(1): 63-71.
- 7.- Avilés Recinos Otto Santiago. (1990). Evaluación de cuatro tratamientos de escarificación de semilla y dos métodos de siembra en Paraíso blanco (*Moringa oleífera* Lam), bajo condiciones de vivero en el municipio de Amatitlán. Guatemala.
- 8.- Bewley, J. y M. Black. (1994). Seed: Physiology of Development and Germination. Plenum Press. New York. EE.UU
- 9.- Bidwell, S. (1979). Fisiología Vegetal. Trad. del inglés por Cano y Rojas (1990). A.G.T. Editor S.A. 784 p. Mexico.
- 10.- Bonner, R. y Galston, W. 1973. Principios de fisiología. Trad. Del inglés por Federico Portillo. 5 ed. Madrid, Aguilar. 485 p.
- 11.- Botanica-online (2010). Escarificación Química. Consultado el 17 de octubre del 2013. Disponible en: <http://www.botanica-online.com/escarificacion.htm>
- 12.- Campo Fernández Mercedes, Adames Fajardo Yuliamny, Bello Alarcón Adonis, Scull Lizama Ramón, Bracho Granado Gustavo, Baeza Fontes Alen Nils. (2015). Análisis farmacognóstico preliminar de las semillas de *Moringa Oleífera* Lam cosechadas en Cuba. La Habana. Cuba.
Disponible en:
http://bvs.sld.cu/revistas/far/vol49_2_15/far14215.htm
- 13.- Castro Guadalupe, Ayala Rigoberto (2011). Optimización de técnicas para la pre-germinación del Laurel de cera (*Morella pubescens* H y B ex Willdenow). Universidad técnica del norte. Facultad de ingeniería en ciencias agropecuarias y ambientales. Ibarra, Ecuador.
- 14.- Cavallini, R. (2001) La *Moringa oleífera*, iL Materiali di ACRA coperiamo lo sviluppo, Lombardia, Italia.

- 15.- Centro Mesoamericano de estudios sobre Tecnología Apropriada (CEMAT). (1988). Paraíso Blanco. Ficha Informativa No. 1. Proyecto: Investigación de la aplicabilidad de Moringa para depuración del agua y fines farmacológicos y agronómicos en Guatemala. 4pp.
- 16.- Duarte, F. J., Flores Leiva, B. A. (2004), Producción de Biomasa de Moringa oleífera sometida a diferentes densidades de siembra y frecuencia de corte, en el trópico seco de Managua, Nicaragua, Universidad Nacional Agraria, Facultad de Ciencia Animal, Managua, Nicaragua.
- 17.- Fuller, HJ; Ritchie, DD. (1972). Botánica general. Trad A Marino Ambrosio. México, D.F., México, Compañía Editorial Continental. 272 p.
- 18.- Folkard, G., Sutherland, J. (1996), Moringa oleífera, un árbol con enormes potencialidades, Agroforestry today, volumen 8, N° 3, pp. 5-8, Turrialba, Costa Rica.
- 19.- Foild, N.; Makkar, H.P.S. & Becker, K. 2001. The potential of Moringa oleifera for agricultural and industrial use. Taller internacional sobre el potencial de desarrollo de los productos de moringa. Dar es Salaam. Tanzania.
- 20.- Foild, N.; Mayorga, L. & Vásquez, W. (1999). Utilización del marango (Moringa oleifera) como forraje fresco para el ganado. Conferencia electrónica de la FAO sobre agroforestería para la producción animal en América Latina.
- 21.- García Torres A.G; Martínez Cubias R.K.M; Rodríguez Díaz I.A; (2013). Evaluación de los usos potenciales del Teberindo (Moringa oleífera) como generador de materia prima para la industria química. San Salvador.
- 22.- Gopalan C. B.V. rama sastri y S.C Balasubramanian (1994). Nutritive Value of Indian Foods, Instituto Nacional de Nutrición, India.

- 23.- Hartmann, H.T. y Kester. D.E. (1971). Propagación de plantas. Trad. Del inglés por Antonio Mariño Ambrosio. 3ra Impresión. México, CECSA. 790 p.
- 24.- Hartmann, H.T, Kester, D.E, (1982). Propagación de plantas, principios y prácticas. México. CECSA. Pag 202 – 205.
- 25.- Hartmann, HT y Kester, DE. (1995). Propagación de plantas: principios y prácticas. Trad AM Ambrosio. 4ª reimpresión. México. Continental. 760 p.
- 26.- Hess, D. (1980). Fisiología vegetal. Trad M de Simón. Barcelona, España, Ediciones Omega S.A. 388 p.
- 27.- ISTA - International Seed Testing Association, (2005). International Ruler for Seed Testing. Edition 2005.
- 28.- Jahn S.A.(1986). Proper use of African natural coagulants for rural water supplies; Research in the Sudan and guide for new projects. Federal Republic of Germany: German Agency for Technical Cooperation (GTZ). 541 pp.
- 29.- Jean-Prost, P. (1970). La Botánica y sus aplicaciones agrícolas. Mundi Prensa, Madrid, España. 534 p.
- 30.- Jiménez Virginia Ramón, Velázquez Martínez Alejandro, Mata Jesús Jasso, Musalem Miguel Angel (2002), Efecto de tratamientos en la germinación de semillas de palma comedor (*Chamaedorea elegans* MART). Revista Ciencia Forestal en México, volumen 27 numero 92, México.
- 31.- Makkar H.P.S. y Becker K. Foild N., (1996). Organismo Internacional de Energia Atomica (OIEA). El potencial de Moringa oleífera para usos agrícolas e industriales. pag 30.

- 32.- Medeiros Filho S; Bezerra Esmeralda A; Momente Valerie G. (2004). La germinación de semillas y el desarrollo de plántulas de baqueta como una función del tipo de sustrato y el peso de la semilla, Revista Horticola Brasileño, Scientific Electronic Library Online (SciELO) vol.22 no.2 Brasilia, Editorial UFLA
Disponible en: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-05362004000200026>
- 33.- Morton, JF. (1991). The horseradish tree, *Moringa pterigosperma* (Moringaceae): A boon to arid lands. *Economic Botany* 45(3): 318- 333 pp.
- 34.- Parrotta, J. A. (1993), *Moringa oleifera* Lam. Resedá, horseradish tree. SO-ITF-SM-61. New Orleans, LA: U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Southern Forest Experiment Station.
- 35.- Pérez, C. (2012). Trabajo de Fin de Carrera: *Moringa oleifera* Lam., especie forestal de usos múltiples. Revisión bibliográfica. E.U.I.T. Forestal (U.P.M.) Madrid.
- 36.- Piroli, E., C. Castillo, M. Vieira y J. Udenal. (2005). Germinacao de sementes de canafistula *Peltophorum dubium*(Spreng) Tamb. tratadas para superacto da dormencia. *Colloquium Agrariae* 1(1): 13-18.
- 37.- Ramachandran, C.P, KV. Gopalakrishnan, P.K. (1980). Drumstick (*Moringa oleifera*): A multipolpuser Indian Vegetable. *Economic Botany* 34(3): 276 – 283 pp.
- 38.- Razz, R. y T. Clavero. (1996). Métodos de escarificación en semillas de *Humboldtiella ferruginea* y *Leucaena leucocephala*. *Rev. Fac. Agron (LUZ)* 13: 73-77.
- 39.- Reyes Sánchez, N. (2004), Marango: Cultivo y utilización en la alimentación animal, Guía técnica N° 5, Universidad Nacional Agraria (UNA), Dirección de Investigación, Extensión y Posgrado (DIEP), Nicaragua.

- 40.- Rocha Caverro Nils. (2010). Efecto de la escarificación natural con agua a diferentes temperaturas y tiempos de inmersión, en la germinación de las semillas de *Oenocarpus bataua* Mart. "Ungurahui", en Pucallpa.
- 41.- Saint Sauveur, A. & Broin, M. (2010). Growing and processing moringa leaves. Moringanews/Moringa association of Ghana. 36 p.
- 42.- Standley, P.C; Steyermark, J.A; (1946). Flora of Guatemala. Chicago, Chicago Natural History Museum. Fieldiana Botany v. 24 Parte IV
- 43.- Strasburguer, E. (1974). Tratado de la Botánica. Bilbao. España. 6ª ed. Ilust. Grfs. 798 p.
- 44.- Valla, JJ. (2004). Botánica: morfología de las plantas superiores. Buenos Aires, Argentina, Editorial Hemisferio Sur S.A. 332 p
- 45.- Westwood, N. (1982). Fruticultura de zonas templadas; propagación por semilla. Madrid. Mundi-Prensa. 85 p.
- Disponible en: http://es.wikipedia.org/wiki/Per%C3%B3xido_de_hidr%C3%B3geno
- 46.- Wilson, CL; Loomis, WE. (1992). Botánica. Trad IL de Coll. México, D.F., México, Limusa. 682 p.
- 47.- Zida, D., M. Tigabu, L. Sawadogo y P. Oden .(2005). Germination requirements of seeds of four woody species from the Sudanian savanna in Burkina Fasp, West Africa. Seed Sci. Technol. 33: 581-593.

IX. ANEXOS

DATOS DE CLIMA: TEMPERATURA °C (20 de Enero - 21 de Febrero 2015).

DIAS	TEMPERATURA °C		
	TEMPERATURA MAXIMA °C	TEMPERATURA MINIMA °C	TEMPERATURA PROMEDIO °C
Día 1	22.1	14.3	18.2
Día 2	22.2	14.6	18.4
Día 3	21.8	14.0	17.9
Día 4	22.1	13.9	18.0
Día 5	22.0	13.7	17.85
Día 6	22.5	13.9	18.2
Día 7	23.4	14.1	18.75
Día 8	23.0	14.0	18.5
Día 9	23.0	14.6	18.8
Día 10	23.1	14.5	18.8
Día 11	22.9	14.5	18.7
Día 12	23.3	14.6	37.95
Día 13	23.3	14.8	19.05
Día 14	23.5	14.5	19
Día 15	23.9	14.8	19.35
Día 16	23.8	14.8	19.3
Día 17	24.0	14.9	19.45
Día 18	24.1	15.1	19.6
Día 19	24.1	15.2	19.65
Día 20	23.6	15.5	19.55
Día 21	24.2	15.4	19.8
Día 22	25.8	15.6	20.7
Día 23	25.4	15.9	20.65
Día 24	26.6	15.9	21.25

Día 25	25.3	15.8	20.55
Día 26	25.0	15.5	20.25
Día 27	25.1	15.4	20.25
Día 28	24.7	15.2	19.95
Día 29	24.3	15.0	19.65
Día 30	24.9	15.3	20.1
Día 31	24.7	15.2	19.95
Día 32	23.1	15.2	19.15



9.1. ANEXO DE TABLAS:

ANEXO 1. TABLA COMPARATIVA EN LA VARIABLE PORCENTAJE DE GERMINACIÓN EN LAS SEMILLAS DE MORINGA (*Moringa oleífera* Lam) SOMETIDAS A DIFERENTES TRATAMIENTOS.

PORCENTAJE DE GERMINACIÓN (%)

TRATAMIENTOS	REPETICIONES			TOTAL	PROMEDIO
	REPETICION 1	REPETICION 2	REPETICION 3		
T1	98.00	100.00	98.00	296.00	98.67
T2	94.00	94.00	90.00	278.00	92.67
T3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T4	96.00	92.00	94.00	282.00	94.00
T5	92.00	90.00	90.00	272.00	90.67
T6	98.00	94.00	96.00	288.00	96.00
T7	96.00	98.00	94.00	288.00	96.00
T8	96.00	96.00	98.00	290.00	96.67

ANEXO 2. TABLA COMPARATIVA EN LA VARIABLE TIEMPO DE GERMINACIÓN EN LAS SEMILLAS DE MORINGA (*Moringa oleífera* Lam) SOMETIDAS A DIFERENTES TRATAMIENTOS.

TIEMPO DE GERMINACIÓN (días)

TRATAMIENTOS	REPETICIONES			TOTAL	PROMEDIO
	REPETICION 1	REPETICION 2	REPETICION 3		
T1	13	12	14	39	13.00
T2	12	14	14	40	13.33
T3	0	0	0	0	0.00
T4	13	14	16	43	14.33
T5	17	18	16	51	17.00
T6	13	15	13	41	13.67
T7	15	14	13	42	14.00
T8	14	13	14	41	13.67

ANEXO 3. TABLA COMPARATIVA EN LA VARIABLE DIAS A LA EMERGENCIA EN LAS SEMILLAS DE MORINGA (*Moringa oleífera* Lam) SOMETIDAS A DIFERENTES TRATAMIENTOS.

DÍAS A LA EMERGENCIA (días)

TRATAMIENTOS	REPETICIONES			TOTAL	PROMEDIO
	REPETICION 1	REPETICION 2	REPETICION 3		
T1	14	14	12	40	13.33
T2	12	12	11	35	11.67
T3	0	0	0	0	0.00
T4	12	11	12	35	11.67
T5	10	11	11	32	10.67
T6	10	12	11	33	11.00
T7	11	11	11	33	11.00
T8	10	11	10	31	10.33

ANEXO 4. TABLA COMPARATIVA EN LA VARIABLE ALTURA DE PLÁNTULA EN LAS SEMILLAS DE MORINGA (*Moringa oleífera* Lam) SOMETIDAS A DIFERENTES TRATAMIENTOS.

ALTURA DE PLÁNTULA (cm)

TRATAMIENTOS	REPETICIONES			TOTAL	PROMEDIO
	REPETICION 1	REPETICION 2	REPETICION 3		
T1	8.44	8.56	8.54	25.54	8.51
T2	8.33	8.33	8.32	24.98	8.33
T3	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
T4	7.82	8.01	7.65	23.48	7.83
T5	7.16	7.20	7.32	21.68	7.23
T6	8.68	8.62	8.45	25.75	8.58
T7	8.56	8.26	8.46	25.28	8.43
T8	8.65	8.81	8.64	26.10	8.70

ANEXO 5.

Tabla 5A. Métodos de germinación

Esta tabla indica los sustratos permitidos, la duración del test y los tratamientos adicionales recomendados para muestras con latencia. Donde los métodos son prescritos para un cierto número de especies, solamente aquellas especies específicamente listadas en la Tabla 2A estarán cubiertas. (Revisar Table 2A Part 1 Agricultural vegetable seeds, 2003).

Sustratos: La secuencia de sustratos alternativos es la misma y no indica cualquier preferencia: SP, EP, A

EP y SP pueden ser sustituidos por PP (papel plegado).

Temperaturas: la secuencia de las temperaturas alternativas es la misma y no indica cualquier preferencia: temperaturas alternativas, la primera más alta; temperaturas constantes; la primera más alta.

Primer conteo: El momento para el primer conteo es aproximado y se refiere a la alternativa de temperatura mas baja o se realiza la prueba en arena, el primer conteo puede demorarse. Entonces, para ensayos en arena con conteo final luego de 7-10 (14) días el primer conteo puede ser omitido.

Luz: La iluminación de los análisis se recomienda generalmente para lograr mejor desarrollo de plántulas. Para casos en qu la luz es necesaria para promover la germinación de muestras con latencia o donde la luz puede ser inhibitoria de la germinación y en consecuencia los sustratos deben mantenerse en oscuridad, esto se indica en la última columna.

Las abreviaturas tienen los siguientes significados:

- SP sobre papel
- EP entre papel
- PP papel plegado
- A arena
- SA sobre arena
- KNO₃ Usar solución al 0,2% de nitrato de potasio en lugar de agua.
- GA₃ Usar solución de ácido giberélico en lugar de agua.



9.2. PANEL FOTOGRÁFICO



Foto 1. Selección de semillas (13 de Enero 2015).



Foto 2. Aplicación de los tratamientos (20 de Enero 2015).



Foto 3. Aplicación de los tratamientos (20 de Enero 2015).



Foto 4. Aplicación de los tratamientos (20 de Enero 2015).



Foto 5. Llenado de bandejas con sustrato y clasificación (20 de Enero 2015).



Foto 6. Siembra de la semilla en bandejas (20 de Enero 2015).



Foto 7. División de tratamientos (20 de Enero 2015).



Foto 8. Evaluación de la semilla (27 de Enero 2015).



Foto 9. Evaluación de germinación y emergencia (T1) (30 de Enero 2015).



Foto 10. Evaluación de germinación y emergencia (T2) (30 de Enero 2015).

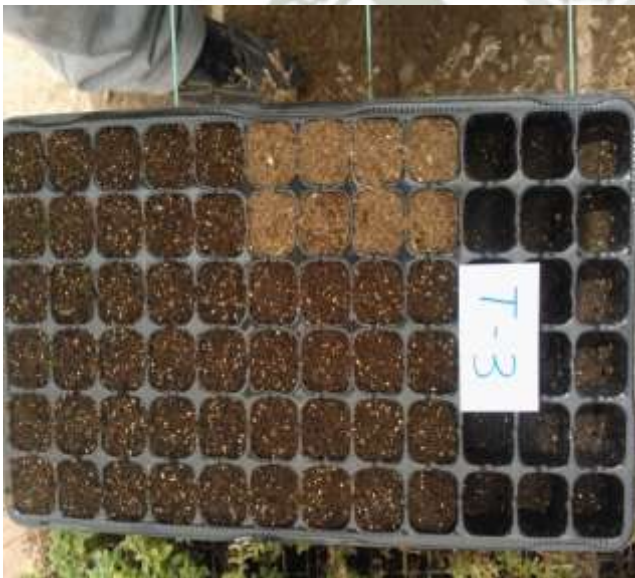


Foto 11. Evaluación de germinación y emergencia (T3) (30 de Enero 2015).

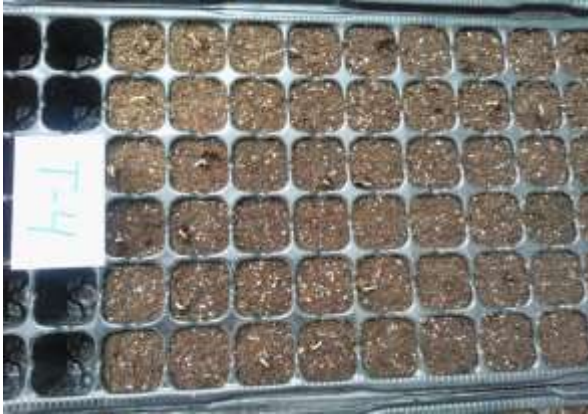


Foto 12. Evaluación de germinación y emergencia (T4) (30 de Enero 2015).



Foto 13. Evaluación de germinación y emergencia (T5) (30 de Enero 2015).

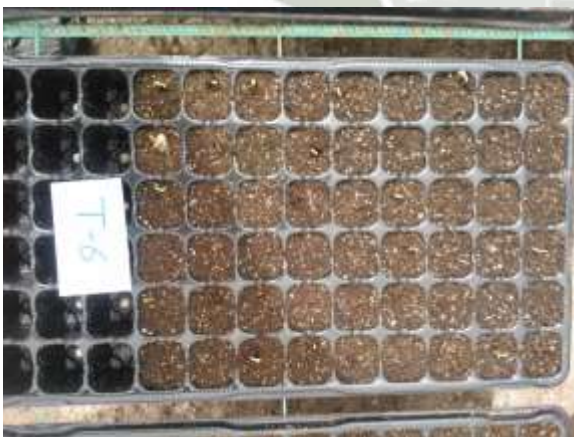


Foto 14. Evaluación de germinación y emergencia (T6) (30 de Enero 2015).



Foto 15. Evaluación de germinación y emergencia (T7) (30 de Enero 2015).



Foto 16. Evaluación de germinación y emergencia (T8) (30 de Enero 2015).



Foto 17. Evaluación de altura de plántula (21 de Febrero 2015).



Foto 18. Evaluación de altura de plántula (21 de Febrero 2015).



Foto 19. Día de la última evaluación, vista lateral. (22 de Febrero 2015).



Foto 20. Día de la última evaluación, vista frontal. (22 de Febrero 2015).



Foto 21. Desarrollo de plántulas. (22 de Febrero 2015).



Foto 22. Estado de plántulas al momento del transplante. (22 de Febrero 2015).



Foto 23. Terminó del ensayo. (22 de Febrero 2015).