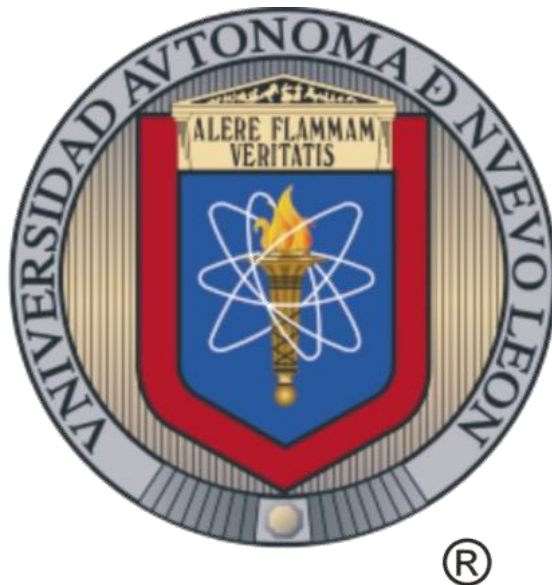


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**ESTABLECIMIENTO Y DESARROLLO VEGETATIVO DE MORINGA
(*Moringa oleifera* Lam.), UTILIZANDO DEFICIENCIAS DE CINCO
MACRONUTRIMENTOS MEDIANTE EL MÉTODO DEL ELEMENTO FALTANTE**

PRESENTA

LUIS ENRIQUE ESPINOZA OROZCO

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

ABRIL, 2017

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**ESTABLECIMIENTO Y DESARROLLO VEGETATIVO DE MORINGA
(*Moringa oleifera* Lam.), UTILIZANDO DEFICIENCIAS DE CINCO
MACRONUTRIMENTOS MEDIANTE EL MÉTODO DEL ELEMENTO FALTANTE**

PRESENTA

LUIS ENRIQUE ESPINOZA OROZCO

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA**



TESIS

**ESTABLECIMIENTO Y DESARROLLO VEGETATIVO DE MORINGA
(*Moringa oleifera* Lam.), UTILIZANDO DEFICIENCIAS DE CINCO
MACRONUTRIMENTOS MEDIANTE EL MÉTODO DEL ELEMENTO FALTANTE**

PRESENTA

LUIS ENRIQUE ESPINOZA OROZCO

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

General Escobedo, Nuevo León

Abril 2017

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

COMITÉ PARTICULAR

Dr. Roberto Carranza de la Rosa
Asesor Principal

Ph. D. Emilio Olivares Sáenz
Co-Director

Ph. D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado
Asesor Auxiliar

Dra. Adriana Gutiérrez Díez
Subdirectora de Estudios de Posgrado

DEDICATORIA

A mi esposa Lucero Muñiz Moreno, por su apoyo incondicional, por su amor e impulsarme en cada uno de mis proyectos.

A mi hija Leylah Izel Espinoza Muñiz, por ser una fuente de aliento e inspiración y con ello poder alcanzar cada una de mis metas.

A mi cuñada Mónica Esmeralda Muñiz Moreno, por su amistad, apoyo, esfuerzo realizado y acompañar a la familia para el cumplimiento de mis estudios.

A mis padres María de la Luz Orozco Coronado y José Luis Espinoza Ortiz, por darme la vida, por su amor y apoyo.

A mis suegros Francisca Moreno Rodríguez, Juan Manuel Muñiz Moreno, por su amistad y apoyo durante los estudios.

AGRADECIMIENTOS

Al CONACYT por los recursos económicos proporcionados durante el periodo de estudios.

A la Facultad de Agronomía a través del Centro de Agricultura Protegida y distintos laboratorios que proporcionaron el espacio de trabajo, material, equipo, apoyo, colaboración y asesoría para el desarrollo del proyecto.

Al Ing. Fernando Gabrieles Luna, por el apoyo, asesoría y colaboración en las actividades desarrolladas en el laboratorio de análisis de agua y suelo de Marín.

A mis asesores Dr. Roberto Carranza de la Rosa, Ph. D. Emilio Olivares Sáenz y Ph. D. Rigoberto Eustacio Vázquez Alvarado, por su apoyo, amabilidad, amistad y contribuciones profesionales para el cumplimiento del proyecto.

A mis maestros y amigos de varios años el M.C. Francisco Javier Castillo Espinosa y M.C. Jesús Andrés Pedroza Flores, por iniciarme e impulsarme en una de las carreras más emblemáticas y por su colaboración para continuar en el ámbito educativo.

ÍNDICE DE CONTENIDO

	Página
ÍNDICE DE CUADROS	XI
ÍNDICE DE FIGURAS	XIII
RESUMEN	XVI
ABSTRACT	XVII
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Hipótesis	3
1.1.1. General.....	3
1.1.2. Específicas	3
1.2. Objetivos	4
1.2.1. General.....	4
1.2.2. Específicos	4
2. REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1. Descripción Taxonómica.....	5
2.2. Descripción Botánica.....	6
2.3. Origen y Distribución	7

2.4. Aprovechamientos de la Moringa.....	8
2.4.1. Usos Ambientales	9
2.4.2. Usos en la Alimentación Humana y Medicinal.....	9
2.4.3. Usos Forrajeros	11
2.4.4. Proteína	12
2.5 . Manejo del Cultivo.....	12
2.10.1. Técnica de Propagación y Siembra	13
2.10.2. Densidades de Población	13
2.10.3. Frecuencias de Corte	14
2.6. Nutrición Vegetal.....	14
2.6.1. Elementos Esenciales	14
2.6.2. Nitrógeno	16
2.6.3. Fósforo	16
2.6.4. Potasio.....	17
2.6.5. Calcio.....	17
2.6.6. Magnesio	17
2.7. Método del Elemento Faltante	18
2.8. Manejo de Fertilizantes Sintéticos.....	18
2.9. Deficiencias Nutrimentales.....	19
2.10. Hidropónia.....	20

2.10.1. Manejo de Soluciones Nutritivas.....	20
2.10.2. Manejo de Sustratos.....	21
2.10.3. Sustrato Perlita.....	21
2.10.4. Sustrato Vermiculita.....	22
2.10.5. Sustrato Peat Moss.....	22
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
3.1. Localización Geográfica del Área.....	23
3.2. Diseño Experimental.....	23
3.3. Siembra.....	25
3.4. Trasplante.....	30
3.5. Preparación de Soluciones Nutritivas.....	32
3.5.1. Calculo de Soluciones Nutritivas.....	33
3.6. Distribución de Riegos.....	43
3.7. Variables de Crecimiento.....	44
3.8. Primera Cosecha.....	45
3.9. Segunda Cosecha.....	46
3.10. Análisis de Nitrógeno y Determinación de Proteína Cruda.....	46
3.11. Análisis de Fósforo.....	47
3.12. Análisis de Potasio, Calcio y Magnesio.....	49
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	51

4.1. Síntomas de Deficiencia.....	51
4.1.1. Nitrógeno	53
4.1.2. Fósforo	54
4.1.3. Potasio.....	56
4.1.4. Calcio.....	57
4.1.5. Magnesio	58
4.2. Variables Evaluadas.....	60
4.2.1. Diámetro de Tallo	60
4.2.2. Longitud de Tallo	64
4.2.3. Longitud de Hojas.....	67
4.2.4. Número de Hojas.....	69
4.2.5. Índice de Brotación	71
4.2.6. Desarrollo Radicular	72
4.2.7. Biomasa.....	73
4.2.8. Proteína Cruda	76
4.3. Efecto Visual de los Tratamientos en el Desarrollo Radicular.....	77
4.4. Contenido Mineral en Hoja.....	81
5. CONCLUSIONES.....	84
6. BIBLIOGRAFÍA.....	86

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Clasificación taxonómica de moringa (Liñán, 2010).	5
2	Formulación y dosificación utilizada para inducir deficiencia de macronutrientes expresada en g L ⁻¹	31
3	Contenido mineral del producto comercial para suministrar los micronutrientes en las diferentes soluciones nutritivas en dosis de 0.02 g L ⁻¹	31
4	Concentración final del aporte nutrimental en soluciones nutritivas	32
5	Peso atómico y forma iónica de absorción de los macronutrientes esenciales.....	35
6	Fertilizantes utilizados en la formulación de soluciones nutritivas.....	35
7	Aporte iónico de fertilizantes utilizados en la solución nutritiva completa.....	39
8	me L ⁻¹ de cada nutriente obtenidos con las ppm de cada fertilizante	40
9	Promedio de lecturas de conductividad eléctrica.....	43
10	Comparación de medias del diámetro de tallo, en cada fecha de evaluación.	62

11	Comparación de medias respecto a diámetro de tallo en brotes, en cada fecha de evaluación.....	63
12	Comparación de medias respecto a longitud de tallo, en cada fecha de evaluación.	65
13	Comparación de medias respecto a longitud de tallo en brotes, en cada fecha de evaluación.....	66
14	Comparación de medias respecto a longitud de hoja, en cada fecha de evaluación.	68
15	Comparación de medias respecto a número de hojas, en cada fecha de evaluación.	70
16	Comparación de medias respecto a las variables consideradas en el sistema radicular.	73
17	Comparación de medias respecto a la biomasa total de la cosecha 1, 2 y sistema radicular.....	75
18	Comparación de medias respecto a materia seca evaluada en gramos y al contenido de nutrimentos en las hojas, expresado en: gramos de nutriente en el total de materia seca.....	82
19	Comparación de medias de la concentración de nutrimentos en las hojas.....	83

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Mapa de diseño experimental en campo	24
2	Esquema de colocación de charolas para germinación.	28
3	Efecto de la escarificación en la emergencia a los 11 días después de la siembra (dds).	29
4	Relación mutua entre los aniones (círculo) y los cationes (circulo cruz), en la solución nutritiva completa.	41
5	Lectura y ajuste de pH de soluciones nutritivas.	42
6	Lectura de conductividad eléctrica en mS cm^{-1} , en soluciones nutritivas.	43
7	Evaluación de longitud de hoja.	45
8	Deficiencias de N.	54
9	Brotes a los 25 días después de la cosecha en solución nutritiva Sin N.	54
10	Deficiencias de P.	55
11	Síntomas de deficiencia de P en los brotes, 38 días después de cosecha.	56
12	Deficiencias de K.	57
13	Síntomas de deficiencia de K en brotes, 25 días después de cosecha. ...	57
14	Deficiencia de Mg.	59

15	Síntomas de deficiencia de Mg en brotes 36 días después de cosecha.	59
16	Diámetro de tallo (mm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.....	62
17	Comportamiento del diámetro de tallo (mm) en brotes, durante el periodo de evaluación.....	63
18	Longitud de tallo (cm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.....	65
19	Comportamiento en longitud de tallo (cm) en brotes, durante el periodo de evaluación.	66
20	Longitud de hoja (cm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.....	68
21	Temperatura y humedad relativa promedio durante el establecimiento del cultivo.....	69
22	Acumulado de número de hojas, durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.....	70
23	Comparación de medias respecto al índice de brotación.	71
24	Comparación de medias respecto al contenido de proteína cruda en material vegetal de la cosecha 1.	76
25	Comparación de medias respecto al contenido de proteína cruda en material vegetal de la cosecha 2.	77
26	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva completa (testigo).	78
27	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin N.	78
28	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin P.	79

29	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin K.	79
30	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin Ca. ...	80
31	Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin Mg. ...	80

RESUMEN

La Moringa (*Moringa oleifera* Lam.), es un cultivo importante en muchos países, siendo una fuente natural con alto potencial para brindar proteínas, vitaminas y minerales en beneficio de la alimentación animal y humana. Existen diversos estudios científicos relacionados con sus usos y propiedades, pero limitados respecto a síntomas de deficiencia. Por lo tanto el objetivo de este trabajo, fue evaluar dos variedades de moringa (Vaina Larga y Vaina Corta), con deficiencia nutrimental de N, P, K, Ca y Mg, considerando la caracterización de síntomas y las variables longitud de tallo, diámetro de tallo, longitud de hojas, número hojas, índice de brotación, biomasa, proteína cruda, desarrollo radicular y contenido mineral. Los tratamientos consistieron en soluciones nutritivas: Testigo con solución completa (T1), soluciones con ausencia de N, P, K, Ca y Mg (T2, T3, T4, T5 y T6, respectivamente), suministradas mediante la técnica hidropónica sobre sustrato perlita. La metodología utilizada permitió identificar los síntomas de deficiencia de N, P, K, y Mg, manifestándose igual entre variedades. La comparación múltiple de medias (Tukey $p \leq 0.01$) mostró que los tratamientos con ausencia de N, P y K, tuvieron los mayores efectos en el crecimiento de las plantas. Las plantas con ausencia inducida de Ca no difirieron significativamente respecto al testigo y no presentaron síntomas de deficiencia.

Palabras clave: *Deficiencias, Macroelementos, Soluciones Nutritivas.*

ABSTRACT

Moringa (*Moringa oleifera* Lam.), is an important crop in many countries, it is a plant with many potential for provide protein, vitamins and minerals for animal and human food. There are different studies scientific of their uses and properties, but limited with respect to deficiency symptoms. Therefore, the objective of this study was to evaluate two varieties of moringa (long and short seedcase), with nutritional deficiency of N, P, K, Ca and Mg, considering the characterization of symptoms and variables stem length, stem diameter, leaf length, number of leaves, shoot rate, biomass, crude protein, root development and mineral content. The treatments were nutrient solutions type missing element: complete solution (T1) and Solutions without N, P, K, Ca and Mg (T2, T3, T4, T5 and T6, respectively), this applies by hydroponic technique about perlite substrate. The visible deficiency symptoms were evident deprived of N, P, K and Mg, no difference between varieties. The multiple comparisons of means (Tukey $p \leq 0.01$) showed that treatment without N, P and K, had high effects of grow the plants. The plants with absence of Ca not differentiated from the control and not showed symptoms of deficiency.

Keywords: *Deficiencies, Macroelements, Nutrient Solutions.*

1. INTRODUCCIÓN

La *Moringa oleifera* Lam. en México es conocida comúnmente como “Moringa” (Olson y Fahey, 2011). Esta especie está clasificada como árbol perene (Pandey *et al.*, 2011), perteneciente a la familia: *Moringaceae*, orden *Capparidales* y clase *magnoleopsida* (Liñán, 2010), es nativa del sur de los valles del Himalaya, con una amplia distribución en las regiones tropicales y subtropicales en el mundo, (Pérez *et al.*, 2010). Posee características agronómicas que le permiten adaptabilidad a diferentes ambientes, como: fácil reproducción mediante estacas y semillas, plántulas tolerantes a la salinidad $<8 \text{ dS m}^{-1}$ (Nouman *et al.*, 2012), tolera precipitaciones anuales de 500 a 1500 mm, sobrevive a temperaturas de -1°C a 48°C y altitudes de 0-1400 m.s.n.m. (Falasca y Bernabé, 2008), es sensible a suelos de condición arcillosa o saturados (Reyes *et al.*, 2006), vientos fuertes y carga excesiva de frutos. El árbol tiene una longevidad de 20 años, es de crecimiento rápido, puede alcanzar una altura de 12 m, con un diámetro de tallo de 0.40 m referenciado a un metro de altura, la copa tiene forma de sombrilla, sus ramas son extendidas y crecen en diferentes áreas y direcciones sobre el tallo, sus hojas son compuestas con longitud $<70 \text{ cm}$ (Foidl *et al.*, 2001). Las flores son bisexuales, con pétalos blancos y estambres amarillos, las cuales generan un fruto capsular, lineal, 3-angular,

pendular, de 20 - 45 cm de largo y 2 a 2.5 cm de ancho, donde se pueden encontrar entre 12 y 35 semillas, redondas con un casco semi-permeable, parduzco, con tres alas blancas que le permiten una mayor anemocoria. En México, esta planta se está promoviendo y su aprovechamiento se realiza principalmente en: Sonora, Yucatán, Jalisco, Chiapas y Nuevo León, con el fin de evaluar su comportamiento agronómico, usos forrajeros, alimentación humana, incluyendo la comercialización, al procesar y encapsular los folíolos, para venta nacional y exportación a países Africanos. Los compuestos fitoquímicos, orgánicos e inorgánicos, que caracterizan las propiedades de cada estructura morfológica de la moringa, la identifican como fuente de investigación, incluyendo aplicaciones medicinales e industriales. Existe mucha información científica respecto a las propiedades y usos de la moringa, generada en diferentes condiciones ambientales y regiones del mundo, la alta variación genética de esta especie puede generar comportamiento diferencial en cada área, por lo que es recomendable que las prácticas agronómicas se adopten como primera línea de investigación (Olson, 2002; Espinosa *et al.*, 2013; Toral *et al.*, 2013). La FA-UANL como fuente de divulgación técnica y científica, ha permitido que productores se interesen en el aprovechamiento del cultivo, por lo que es importante la extensión del conocimiento agronómico del cultivo. El presente trabajo, se fundamenta en la limitada información que existe respecto al comportamiento de moringa ante deficiencias nutrimentales. El objetivo del presente trabajo fue evaluar el desarrollo de dos variedades de moringa, ante deficiencias de N, P, K, Ca y Mg, considerando como variables longitud de tallo, diámetro de tallo, longitud de hoja, número de hojas, materia seca, índice de brotación, proteína cruda, desarrollo radicular y contenido mineral.

1.1. Hipótesis

1.1.1. General

- Las plántulas de moringa ante ausencia de N, P, K, Ca y Mg, mostrarán síntomas de deficiencia específica para cada elemento.

1.1.2. Específicas

- El crecimiento aéreo y radicular de moringa serán afectados diferencialmente ante la deficiencia de N, P, K, Ca y Mg.
- El contenido de proteína cruda será afectado ante la deficiencia inducida de N, P, K, Ca y Mg.
- La concentración final de N, P, K, Ca y Mg, se verá afectada en las plántulas de moringa sometidas a deficiencia nutrimental.

1.2. Objetivos

1.2.1. General

- La identificación y caracterización de síntomas de deficiencia, serán referenciados por la presencia de clorosis y necrosis.

1.2.2. Específicos

- Evaluar cuantitativamente el crecimiento vegetativo de moringa ante deficiencia inducida de N, P, K, Ca y Mg, respectivamente.
- Evaluar el efecto de las deficiencias sobre el contenido de Proteína Cruda.
- Determinar la concentración de N, P, K, Ca y Mg, en la materia seca de hojas.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Descripción Taxonómica

La moringa (*Moringa oleifera* Lam.), considerada como un árbol perenne, es una de las trece especies pertenecientes al género *Moringa* (Cuadro 1).

Cuadro 1. Clasificación taxonómica de moringa (Liñán, 2010).

<i>TAXONOMIA</i>	
<i>Familia</i>	<i>Moringáceas</i>
<i>Origen</i>	<i>Capparidales</i>
<i>Clase</i>	<i>Magnoleopsida.</i>
<i>Genero</i>	<i>Moringa</i>
<i>Especies</i>	<i>arborea</i>
	<i>concanensis</i>
	<i>drocanensis</i>
	<i>drouhardii</i>
	<i>hildebrandtii</i>
	<i>pygmeae</i>
	<i>peregrina</i>
	<i>ovalaifolia</i>
	<i>rospoliana</i>
	<i>stenopetala</i>
	<i>rivae</i>
	<i>oleifera</i>
	<i>borziana</i>

La moringa es fácil de reconocer, sin embargo, existe confusión acerca de cuál es su nombre científico correcto, la planta conocida como *Moringa oleífera* se le han aplicado nombres como *Guilandina moringa*, que se remonta a Linneo en el año 1753, y también *Hyperanthera moringa* (L.) Vahl. Todavía es común que algunos autores empleen el nombre *Moringa pterygosperma* Gaertn, que es un nombre ilegítimo de acuerdo con las reglas de nomenclatura botánica. Estas reglas también indican que *G. moringa* y *H. moringa* carecen de validez, mientras que *Moringa oleífera* tiene prioridad y constituye un nombre válido (Olson y Fahey, 2011).

2.2. Descripción Botánica

La moringa es de rápido crecimiento, puede alcanzar una altura de 7 a 12 m, con un diámetro de tallo de 0.20-0.40 m, referenciado a un metro de altura, la copa tiene forma de sombrilla, sus ramas son extendidas, con hojas compuestas de 0.20 a 0.70 m de largo (Foidl *et al.*, 2001).

Las flores son bisexuales, con pétalos blancos y estambres amarillos, el fruto es capsular, lineal, 3-angular, pendular, de 20 - 45 cm de largo y 2 a 2.5 cm de ancho. Cada vaina contiene entre 12 y 35 semillas, redondas con un casco semi-permeable parduzco, el casco tiene tres alas blancas, la raíz es gruesa y profunda, con un sistema extenso de raíces laterales tuberosas, siendo una fuente de reserva de agua para épocas de sequía (Liñán, 2010). Según Reyes (2006) la moringa es resistente a la sequía y tolera una precipitación anual de 500 a 1, 500 mm. Además se desarrolla en un rango de pH entre 4.5 y 8, a excepción de suelos de condición arcillosa. Tolera temperaturas de -1°C a 48°C. (Falasca y Bernabé, 2008). Sin embargo,

Godino *et al.*, (2013) mencionan que cambios bruscos en la temperatura, menores a 5° C y Mayores a 40°C, durante periodos cortos de tiempo son una de las principales causas de mortalidad de plantas.

2.3. Origen y Distribución

La *Moringa oleifera* Lam. es un árbol originario del sur del Himalaya, el noreste de la India, Bangladesh, Afganistán y Pakistán (Pérez *et al.*, 2010). Foidl *et al.*, (2001), mencionan que pertenece a una familia de arbustos y árboles, consideran que tiene su origen en Agra y Oudh, en la región noroeste de la India, al sur de las montañas del Himalaya, donde se ha encontrado creciendo de forma natural en altitudes de hasta 1,000 m.s.n.m., sobre laderas, pero con mayor frecuencia sobre pastizales y cuencas hidrográficas.

La moringa se ha registrado en los bosques tropicales caducifolios del noroeste de la India y en el este de Pakistán en la zona entre Simla en la India y Faisalabad en Pakistán. Sin embargo, existen pocos registros publicados acerca de la distribución natural de la planta, por lo cual un estudio detallado de los bosques remanentes de esa zona revelaría mucho acerca de la distribución natural de este recurso importante, así como del germoplasma existente, sin embargo registros herbarios demuestran que *Moringa oleifera* se cultiva en todos los países tropicales del mundo (Olson y Fahey, 2011).

Existe una considerable variabilidad genética de moringa en el Tarai extensiones de Uttarakhand y Uttar Pradesh, India, sin embargo, consideran que el

estado de Tamil Nadu es el pionero respecto a variabilidad genética. Además refieren que debido al alto valor de las frutas (comúnmente llamados vainas) y producción de semilla, esta especie se ha extendido rápidamente a diversos países tropicales a nivel mundial (Pandey *et al.*, 2012).

En México es parte de la horticultura tradicional desde hace mucho tiempo, es probable que la planta haya llegado a territorio Mexicano por primera vez gracias a marineros filipinos durante los viajes de la Nao de China, que cubría la ruta entre Manila y Acapulco. Si llegó de esta manera, seguramente era utilizada como alimento por los miembros de la tripulación. Su principal uso en México era con fines ornamentales: la encontramos abundantemente en los pueblos de toda la costa del Pacífico, desde el sur de Sonora hasta Chiapas, incluyendo el sur de la península de Baja California (al sur de La Paz y de Todos Santos). Los ejemplares de moringa son especialmente abundantes y frondosos en las llanuras calientes del sur del istmo de Tehuantepec. La planta también se cultiva en los poblados de las depresiones tropicales secas del país, como la del Balsas y la depresión central de Chiapas. En general, prospera mejor por debajo de los 500 m.s.n.m., y crece muy poco cuando se cultiva a altitudes mayores a 1500 m.s.n.m (Olson y Fahey, 2011).

2.4. Aprovechamientos de la Moringa

El cultivo de *Moringa oleífera* Lam. se está incrementando a nivel nacional e internacional, esto en función a la divulgación técnica, científica, respecto a los usos

y propiedades de la planta principalmente: capacidad de ofrecer elementos nutritivos a varias especies, producción de biodiesel y aceite. Por tales condiciones es considerada como una especie vegetal de suma importancia para el establecimiento y desarrollo de comunidades sostenibles, tanto en las áreas rurales como en las ciudades (Liñán, 2010).

2.4.1. Usos Ambientales

El aceite de moringa es una materia prima de gran potencial para la producción de biodiesel, investigadores encontraron que las mezclas a partir de las propiedades físico-químicas del éster metílico moringa en mezclas de 5% y 10% (en volumen), son comparables con la de combustible diésel, sin embargo, las derivadas de moringa reducen las emisiones de escape de diésel de dióxido de carbono en promedio 5.37% y 10.60% respectivamente y redujo las emisiones de Hidrocarburos (HC) del diésel en 3.99% y 8.46%, por lo que pueden reemplazar el combustible diésel sin modificar los motores, permitiendo reducir la demanda de energía y las emisiones de escape al ambiente (Mofijur *et al.*, 2014).

2.4.2. Usos en la Alimentación Humana y Medicinal

De forma general el aprovechamiento de las diferentes partes de la planta tienen uso alimenticio (Magaña, 2012), son altamente apreciados por su valor nutritivo y se utilizan para la elaboración de diferentes platillos en: la India, Indonesia, Filipinas, Malasia, el Caribe y en varios países africanos, Las hojas tiernas cocinadas se emplean en la preparación de ensaladas, sopas y salsas; también pueden ser

consumidas crudas. Las flores pueden ser cocinadas para la preparación de diferentes platillos. Las vainas tiernas son muy apreciadas en la India; se preparan del mismo modo que los ejotes y su sabor es parecido al de los espárragos, al madurar, las vainas se tornan algo leñosas y pierden cualidades como alimentos, no obstante, las semillas pueden ser separadas de la vaina madura y utilizadas como alimento en forma de frituras o tostadas. Las raíces se preparan en salsas que, por su sabor, recuerdan al rábano picante (Martin *et al.*, 2013).

Las hojas son una excelente fuente de vitaminas, 100 g de polvo proporciona: Vitamina A - beta caroteno (16.3 mg), Vitamina B1-tiamina (2.64 mg), Vitamina B2 - riboflavina (20.5 mg), Vitamina B3 - ácido nicotínico (8.2 mg) y Vitamina C - ácido asórbico (11.3 mg) (Agbogidi y Ilondu, 2012). Brinda minerales, en las siguientes cantidades: Ca (3.65%), P (0.3%), Mg (0.5%), K (1.5%), Na (0.164%), S (0.63%), Zn (13.03 mg / kg), Cu (8.25%), Mn (86.8 mg / kg), Fe (490 mg / kg) y Se (363 mg / kg) (Moyo *et al.*, 2011). Además se ha demostrado que contienen todos los aminoácidos esenciales para la vida, incluyendo algunos como la arginina y la histidina que se encuentran generalmente en proteínas de origen animal y que son muy importantes para el desarrollo de los infantes (Foidl *et al.*, 2001).

El aceite de moringa es rico en ácido oleico (el cual es más resistente a la oxidación que el linoleico) y en tocoferoles; puede ser empleado en el mejoramiento de la estabilidad oxidativa de otros aceites ya que durante la conservación, cocción y fritura de los aceites vegetales tradicionales ocurre el deterioro de sus cualidades nutritivas debido a reacciones colaterales de degradación del ácido linoleico, por eso, la adición del aceite de moringa a otros aceites permite obtener mezclas con

propiedades mejoradas para el uso culinario sin que se afecten las propiedades nutricionales (Martin *et al.*, 2013).

La moringa tradicionalmente es utilizada por sus atributos medicinales, como: diurético, antimicótico, antibacteriano, tónico cardíaco circulatorio, antiséptico, diabetes, antiviral, anti-inflamatorio, analgésico (Mishra *et al.*, 2011). Los cuales han sido reconocidos a través de experiencias y testimonios desde hace milenios. Se dice que las hojas, frutos, raíces y semillas son útiles para combatir: deficiencia nutrimental en especie animal y humana y contrarrestar diversas patologías. Algunos de sus beneficios terapéuticos han sido comprobados mediante rigurosas investigaciones *in vitro* e *in vivo* (Martin *et al.*, 2013).

2.4.3. Usos Forrajeros

El empleo de forraje de moringa en la alimentación de ganado vacuno puede mejorar de manera significativa el consumo de materia seca, posee un 70.5% de digestibilidad aparente de materia seca, incrementa los rendimientos de producción de leche, sin afectar su composición y características organolépticas, sin embargo, la utilización en fresco puede alterar el olor y sabor de la leche y el queso (Rodríguez-Pérez, 2011). La utilización de moringa como ensilaje permite mantener hatos en sistemas de producción de doble propósito durante la estación seca (Reyes *et al.*, 2006). Sin embargo, es de importancia destacar que mediante su aprovechamiento en fresco, debe balancearse con forrajes ricos en fibra, con el fin de evitar deposiciones acuosas.

2.4.4. Proteína

El contenido de proteína en la planta es muy importante de tal manera que se determina la calidad para su uso en sistemas pecuarios. Diversos estudios en diferentes regiones del mundo revelan que la moringa posee porcentajes superiores al 25% de proteína cruda en hojas y 11% en tallos, lo que la hace una excelente forrajera, además, Pérez, (2010), manifiesta que tiene un 65.5% de digestibilidad aparente respecto a proteína, esto en base a los resultados obtenidos en 2008-2009 en el estado de Sinaloa, México. Además informa que en alimentación a borregos se obtiene una digestibilidad de proteínas del 75% (Pérez, 2011).

2.5. Manejo del Cultivo

La moringa, debido a su origen, no está adaptada para soportar bajas temperaturas, suelos de baja oxigenación y carga excesiva de frutos. En climas templados es susceptible a la infestación por áfidos, trips, araña roja, caracolillo y gusanos, el ataque por organismos considerados plaga, causan un gran daño al área foliar, conduciendo a una disminución de la biomasa (Forster *et al.*, 2013; Foidl *et al.*, 2001), la alta demanda de la moringa, sobre todo como complemento alimenticio en humanos, ha permitido que productores se interesen en el cultivo, sin embargo, existe alta variabilidad genética (Olson, 2002; Cruz da Silva *et al.*, 2012), lo que puede generar diferente expresión fenotípica en diferentes ambientes, por lo que es importante la investigación y generación de conocimiento relacionada con aspectos

de manejo del cultivo (Espinosa *et al.*, 2013), que permita formar paquetes agronómicos específicos por variedad y región (Toral *et al.*, 2013).

2.10.1. Técnica de Propagación y Siembra

La moringa puede propagarse mediante dos formas: sexual y asexual, la más utilizada para plantaciones es la sexual, especialmente cuando el objetivo es la producción de forraje, sin embargo si se desea conservar el material genético, es indispensable la propagación asexual, la siembra de las semillas se realiza manualmente, puede efectuarse directamente en suelo a una profundidad de 2 cm o en charolas de propagación en donde de 5 a 10 días ocurre la emergencia, siempre y cuando se consideren los factores bióticos y abióticos que influyen en la germinación (Doria, 2010). La semilla de moringa no requiere tratamientos pregerminativos, además, presenta porcentajes altos de germinación, mayores al 90%. Sin embargo, cuando se almacena por más de dos meses disminuye su poder germinativo. Se puede reproducir por estacas de 1 a 1.40 m de largo, aunque para ser trasplantado en regiones áridas y semiáridas conviene obtener el árbol por semilla, ya que produce raíces más profundas (Pérez *et al.*, 2010).

2.10.2. Densidades de Población

El aprovechamiento del cultivo de moringa para forraje, puede lograrse con densidades de población de 100,000 a 333,333 plantas ha⁻¹, sin que este se vea afectado su rendimiento (Mendieta *et al.*, 2012), además, se obtienen rendimientos superiores a lo obtenido con alfalfa y sorgo, siendo un cultivo con factibilidad técnica

y económica, permitiendo a pequeños y medianos agricultores superar la escasez de alimentos de buena calidad, mantener y mejorar sus sistemas ganaderos (Pérez, 2011). Además, queda demostrado que en las condiciones ambientales de las partes bajas de Nuevo León se obtienen excelentes rendimientos de biomasa (Carranco *et al.*, 2016).

2.10.3. Frecuencias de Corte

Los árboles cultivados para forraje se podan para restringir el desarrollo de la copa y promover el crecimiento de nuevas ramas, después de cortados rebrotan vigorosamente y dan de cuatro a ocho brotes por tocón (Pérez *et al.*, 2010). La moringa es un árbol con excelente capacidad al rebrote, lo que posiblemente esté relacionado con el excelente sistema radicular con el que cuenta, tolera favorablemente alturas de poda desde los 0.15 m a partir del suelo, (Almanza *et al.*, 2014; Pérez *et al.*, 2010). Comúnmente las frecuencias de corte, están en función a la altura de la planta deseado, que va desde 1 a 2.5 m, el tiempo de cosecha puede variar de acuerdo a las condiciones ambientales del área de producción.

2.6. Nutrición Vegetal

2.6.1. Elementos Esenciales

Para el crecimiento normal de las plantas se consideran actualmente 17 elementos como esenciales, para que un elemento (nutriente) se considere esencial debe satisfacer algunos requisitos, el primero; al existir la ausencia del elemento, el

desarrollo normal de la planta se ve afectado y ésta es incapaz de completar su ciclo de vida, segundo; los síntomas de deficiencia deben ser corregidos únicamente con el suministro del elemento faltante, este no debe ser sustituido o reemplazado totalmente por ningún otro, tercero; las funciones o influencia del elemento sobre el metabolismo deben ser conocida, debe tener una acción directa en la nutrición de la planta, lo cual significa que no debe actuar a través de variaciones en el sustrato. Los elementos considerados indispensables para las plantas son: C, H, O, N, P, K, Ca, Mg, S, Fe, Mn, Cu, Zn, B, Mo, Ni, y Cl.

Los elementos esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas se pueden clasificar de acuerdo a:

- El nivel requerido por la planta como; elementos indispensables (17 considerados) y útiles (Si, Co, Na).
- Con base a las cantidades que se encuentran en la planta para lo cual se pueden dividir en macronutrientes y micronutrientes, los primeros se encuentran en concentraciones en el tejido vegetal seco mayor a 1000 mg kg^{-1} , mientras que los que se encuentran en concentraciones por debajo de 500 mg kg^{-1} , son considerados como micronutrientes
- Clasificación en base a la forma en que son asimilados (cationes y aniones), en base a su naturaleza química y funciones fisiológicas (Alcántar y Trejo, 2007).

2.6.2. Nitrógeno

El N es esencial para el desarrollo de los vegetales, combinado con carbono, hidrogeno, oxígeno y azufre, forman parte de los aminoácidos, aminoenzimas, alcaloides (Taiz y Zeiger, 2010), además, se encuentra en moléculas importantes como purinas y las pirimidinas de los ácidos nucleicos, esenciales para la síntesis de proteínas, también en porfirinas de las clorofilas y citocromos, esenciales para la fotosíntesis y respiración (Alcántar y Trejo, 2007). El N es absorbido mayormente en forma de nitrato (NO_3^-), pero también como amonio (NH_4^+), este último no debe suministrarse más allá del 10% del N en la solución nutritiva (Castellanos, 2009, Capítulo 6).

2.6.3. Fósforo

El P participa en diferentes reacciones enzimáticas que dependen de la fosforilación, es componente de enzimas y proteínas, formando parte de las enzimas adenosina trifosfato (ATP), guanina trifosfato (GTP), uridina trifosfato (UTP) y citosina trifosfato (CTP), importantes fuentes de energía en varias funciones, el P se encuentra también como constituyente de nucleoproteínas y participa en la división celular y transferencia de características hereditarias a través del ácido ribonucleico (ARN), ácido desoxirribonucleico (ADN). La nicotinamida adenina dinucleótido (NAD, NADP), el flavin mononucleótido (FMN) y el flavin adenina dinucleótido (FAD) son coenzimas que contienen P y son importantes e indispensables en numerosas reacciones redox (Alcántar y Trejo, 2007). La planta absorbe P en forma de fosfato monovalente (H_2PO_4^-) y como fosfato divalente (HPO_4^{2-}) en pH superior a 7.2.

2.6.4. Potasio

El K es un elemento que no forma estructura química en la célula vegetal, pero juega un papel fundamental en el balance hídrico (Andreau *et al.*, 2015), mantiene el potencial osmótico de las células, además, es fundamental para la activación de enzimas, (cinasas y oxidoreductasas) que involucran al ATP, NAD y NADP como coenzimas (Alcántar y Trejo, 2007), involucradas en procesos que intervienen en la síntesis de carbohidratos, siendo estos fundamentales en el crecimiento de la planta (Taiz y Zeiger, 2010). El k es absorbido por la planta como ión K^+ .

2.6.5. Calcio

El Ca puede presentarse en las plantas como ión libre o en forma adsorbida como pectato de Ca, componente de toda pared celular de la planta, permitiendo la permeabilidad y estabilidad de las membranas celulares; puede participar en el equilibrio electrostático de la célula, debido a la alta cantidad que se encuentra en las vacuolas, además, la elongación y la multiplicación celular de los tejidos meristemáticos son activados por el Ca. Es absorbido como ión Ca^{2+} (Alcántar y Trejo, 2007; Castellanos, 2009).

2.6.6. Magnesio

La función principal del Mg es que forma parte estructural de la molécula de clorofila, además participa como puente entre los ácidos ribonucleicos para mantener

la agregación de las subunidades de los ribosomas, también es importante en el metabolismo energético (fotosíntesis, glucólisis, ciclo de Krebs), es absorbido como ión Mg^{2+} (Alcántar y Trejo, 2007).

2.7. Método del Elemento Faltante

Para demostrar la esencialidad de un elemento dado, generalmente este es limitado del medio nutritivo y se procede a observar que efecto tiene su ausencia sobre el vegetal, lo que permite demostrar la esencialidad de un elemento en particular, observando el desarrollo de las plantas en un medio con solución conocida y bien definida, haciendo posible sustraer algún elemento y comparar el desarrollo de las plantas en presencia o ausencia de éste, de tal manera que sea posible comprobar los criterios de esencialidad.

Cuando un elemento es limitado en la planta aparecen una serie de síntomas de deficiencia, los cuales reflejan un estado de carencia en las plantas (Alcántar y Trejo, 2007).

2.8. Manejo de Fertilizantes Sintéticos

Los fertilizantes utilizados en soluciones nutritivas deben ser altamente solubles y con un alto grado de pureza, de lo contrario puede originarse una contaminación con materiales inertes que puedan afectar el desarrollo del cultivo o bien, obstruir el flujo de la solución nutritiva en el sistema de riego (Castellanos, 2009).

2.9. Deficiencias Nutrimientales

Cuando un elemento esencial es eliminado o limitado en un medio nutritivo, se generan anormalidades metabólicas, induciendo cambios en el crecimiento, desarrollo y reproducción (Taiz y Zeiger, 2010), primeramente se detiene el crecimiento de las plantas y posteriormente ocurre la muerte, sin embargo, antes se manifiestan síntomas visibles característicos, que reflejan el estado de carencia del elemento, los cuales varían de una especie a otra (Castaño *et al.*, 2008), localizados en diferentes áreas de la planta en función del nivel de movilidad de cada elemento como: N, P, K y Mg (móviles), Ca (inmóvil) (Sepúlveda *et al.*, 2014).

Las plantas con deficiencias minerales con frecuencia están muy débiles y son más susceptibles a enfermedades, al ataque por insectos, además existen algunos patrones generales y algunos síntomas específicos que pueden servir de guía para todos los cultivos (Castaño *et al.*, 2008). Conocer los síntomas visuales de deficiencia es una valiosa ayuda para técnicos y productores permitiendo identificar en forma rápida qué elemento está causando la sintomatología, pero esta herramienta no debe considerarse como única guía para evaluar el estado nutrimental de la planta por lo que se deben complementar con los análisis de tejidos o foliares permitiendo determinar qué tan limitante es un elemento en el desarrollo del cultivo. (Correndo y García, 2012).

Los análisis foliares o de tejidos de la planta permiten evaluar la concentración nutrimental de la planta, por lo que indican la cantidad de nutrimentos que fue

asimilado por la planta desde su establecimiento hasta el momento de su muestreo (Janeiro, 2014).

2.10. Hidropónia

La técnica hidropónia, permite desarrollar plantas mediante soluciones nutritivas constituidas de agua con oxígeno y nutrimentos esenciales en forma iónica, con o sin el uso de un medio artificial (sustrato) (Miranda *et al.*, 2014).

El establecimiento de cultivos en condiciones de hidropónia se manifiesta más competitivo que la producción en suelo debido a que se logra mayor eficiencia respecto al control del riego, nutrición mineral, ausencia inicial de plagas, enfermedades y malezas, facilidad de esterilización de los sustratos, posibilidad de usar aguas duras o con mayor salinidad, mayor rendimiento y calidad, y más sanidad e inocuidad (Sánchez *et al.*, 2014 a), además, los efectos de deficiencias nutrimentales en el desarrollo y fisiología de las plantas, comúnmente se identifican utilizando la técnica hidropónica (Shavrukov *et al.*, 2012).

2.10.1. Manejo de Soluciones Nutritivas

Una solución nutritiva hidropónica contiene productos disueltos con todos los nutrimentos minerales esenciales para las plantas, en concentraciones óptimas para su crecimiento y desarrollo la cual debe tener un pH de 5.5 a 6.5, una conductividad eléctrica (CE) de 1.5 a 3.5 dS m⁻¹ y los nutrimentos minerales en forma iónica asimilable, y en proporciones y concentraciones que eviten precipitados y antagonismos, (Favela *et al.*, 2006), un sistema hidropónico es considerado abierto

cuando la solución drenada no se reutiliza y se permite la infiltración en el sitio o se conduce fuera del invernadero, cuando es un sistema cerrado la solución nutritiva se recoge para volverse a usar en el cultivo, previa esterilización y ajuste del pH, CE y nutrimentos (Sánchez *et al.*, 2014 b).

2.10.2. Manejo de Sustratos

En los sistemas hidropónicos un porcentaje de los nutrimentos son retenidos en el sustrato y pueden disociarse o precipitarse en función del pH o por efecto de su concentración en la solución nutritiva (Sánchez *et al.*, 2014 a).

En sistemas hidropónicos el sustrato es uno de los principales factores que determinan la producción, influye directamente en el desarrollo de las plantas, por lo que su selección es de suma importancia, esto de acuerdo a sus propiedades físicas y químicas, pues constituyen el medio en el que se desarrollarán las raíces (López-Pérez *et al.*, 2005).

2.10.3. Sustrato Perlita

La perlita es un mineral de origen volcánico caracterizada como roca volcánica vítrea (silicato de aluminio) formada por el enfriamiento rápido, es un material amorfo que contiene entre 2 y 5% de agua atrapada (Anicua *et al.*, 2009), tiene una densidad cercana a 1100 kg/m³ en su estado volcánico, tiene la propiedad de expandirse hasta 20 veces a temperaturas de 850–900 °C (Trejo-Rangel, 2014), adquiriendo gran ligereza (densidad de 30–150 kg/m³), es un sustrato común utilizado en la horticultura, tiene un excelente drenaje, capacidad de intercambio catiónico de 10-70. Su composición química expresada en porcentaje de óxidos es: 73-74 de SiO₂, 13-

15 de Al_2O_3 , 0.8 CaO, 0.1-0.2 de MgO, 0.8-1.0 de Na_2O , 4.3-4.5 de K_2O , 0.05 de MnO, tiene una CE de 0.1 dS m^{-1} , y pH de 6.8 (Sonneveld y Voogt, 2009).

2.10.4. Sustrato Vermiculita

La vermiculita es un producto industrial obtenido mediante el proceso de expansión, a 800 y 900 °C. Se utiliza comúnmente para la germinación de especies vegetales, tienen ventajas tales como: tamaño de partícula, porosidad, capacidad de retención de agua y de baja densidad (Martins *et al.*, 2012). Su composición química expresada en porcentaje de óxidos es: 20-25 de SiO_2 , 5-10 de Al_2O_3 , 35-40 de MgO, 32-35 de Fe_2O_3 (Sonneveld y Voogt, 2009).

2.10.5. Sustrato Peat Moss

Es un sustrato orgánico derivado de un musgo que pertenece al género *Sphagnum*, sus características le permiten tener la humedad, temperatura y porosidad adecuada para la germinación y emergencia de semillas, tiene un pH de 5.7, C.E de 1.00 dS m^{-1} , 69.5 % de materia orgánica y una densidad aparente de 0.13 g cm^{-3} (Oberpaur *et al.*, 2010).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización Geográfica del Área

El proyecto se desarrolló en condiciones de invernadero en la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León, (FA-UANL), Campus Ciencias Agropecuarias, Ex Hacienda El Canadá, Gral. Escobedo, Nuevo León, con ubicación geográfica de 25° 47' Latitud Norte, 100° 17' Longitud Oeste, con altitud de 500 m.s.n.m., la precipitación promedio anual es de 400 - 600 mm y temperatura media anual de 18 a 24 °C (INEGI, 2014).

3.2. Diseño Experimental

Se empleó un diseño experimental completamente al azar con arreglo factorial, con 6 tratamientos de nutrimentos y dos variedades con 3 repeticiones, los tratamientos de nutrimentos fueron: solución completa y soluciones en ausencia de N, P, K, Ca y Mg (T1, T2, T3, T4, T5 y T6, respectivamente). Las variedades fueron: vaina larga (VL) y vaina corta (VC). Este proyecto se estableció en un área de 35 m², colocando tarimas de madera de 1 m², sobre de ellas se colocaron los maceteros a razón de 5 macetas por tarima (Figura 1).

El análisis estadístico para las variables agronómicas evaluadas, se realizó con el paquete estadístico IBM SPSS Statistics 21.

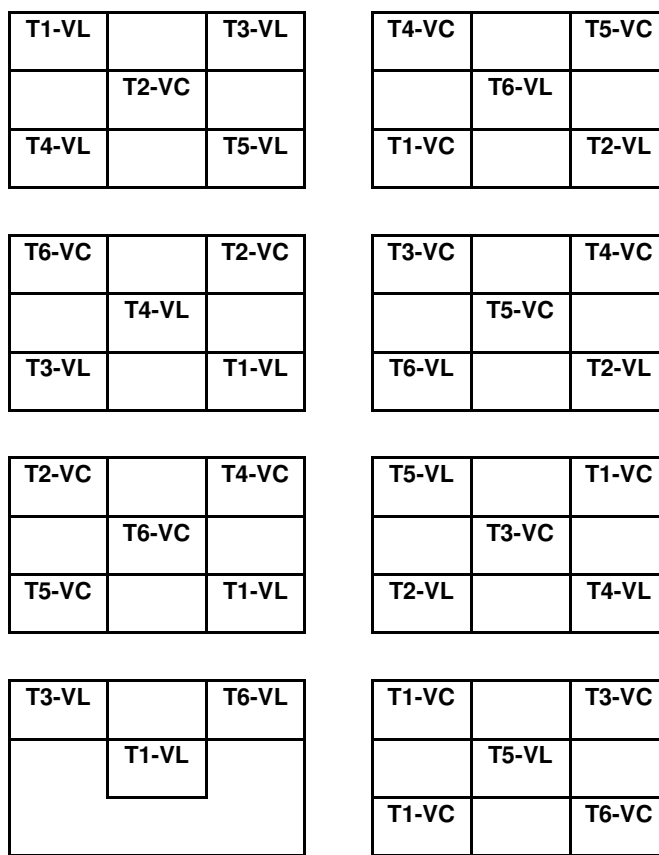


Figura 1. Mapa de diseño experimental en campo

T1= Solución completa

T2= Sin N

T3= Sin P

T4= Sin K

T5= Sin Ca

T6= Sin Mg

VL= Vaina Larga

VC= Vaina Corta

3.3. Siembra

La siembra se realizó el 13 de Marzo de 2015, considerando los siguientes insumos.

Materiales

- * 400 semillas de la variedad vaina corta.
- * 400 semillas de la variedad vaina larga.
- * 4 charolas de propagación de 200 cavidades.
- * Sustrato PeatMoss Mezcla-3.
- * Sustrato vermiculita.
- * Agua destilada.
- * Hipoclorito de sodio.
- * Bascula.
- * Termómetro.
- * Pulverizador manual.
- * 4 bolsas negras.
- * Cinta masking tape.
- * 4 bolsas de 2 kg.
- * Probetas.
- * Recipiente para preparación del sustrato.
- * Regadera manual.

Procedimiento

1. Se realizó una selección visual de 400 semillas por variedad, considerando un color café oscuro y peso individual >0.30 y <0.40 g, esto aplicado a las dos variedades de moringa.
2. Se realizó la escarificación de 200 semillas variedad¹, aplicando manualmente presión a cada semilla, hasta el rompimiento de la testa y extracción de almendra.
3. Se seleccionaron dos charolas de siembra, las cuales se lavaron con abundante agua y se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 1%.

Considerando el hipoclorito de sodio a 5% de concentración.

Por lo tanto se aplica la siguiente formula.

Partes de agua a aplicar = $(\% \text{ de concentración de hipoclorito de sodio original} / \% \text{ concentración deseada}) - 1$ (WHO, 2014).

Esto es igual

$(5 / 1) - 1 = 4$ partes de agua a una parte de solución original de hipoclorito de sodio

El desinfectante se aplicó a las charolas con un aspersor manual y se dejaron reposar por una hora.

4. Preparación del sustrato para una charola: se pesó 1 kg de sustrato PeatMoss Mezcla-3, se vació en un recipiente para realizar la mezcla con 1 L de agua, esto se realizó manualmente hasta que la humedad fuera uniforme en todo el sustrato.

5. El sustrato se incorporó en las cavidades de la charola de siembra, golpeando ligeramente la parte inferior de la charola, para permitir que el sustrato ocupe perfectamente los orificios de la charola, se colocó otra capa de sustrato hasta cubrir todas las cavidades, posteriormente se hicieron los orificios de 3 cm de profundidad, cavidades donde se colocaron las semillas.
6. La semilla se colocó en cada cavidad y se utilizó 0.150 kg del sustrato vermiculita por charola, para cubrir las semillas, posteriormente se identificó la charola con el nombre de la variedad y fecha de siembra.
7. El riego se aplicó con una regadera manual utilizando 2 L de agua destilada por charola.
8. Después de aplicar el riego, las charolas se cubrieron con plástico para conservar la Temperatura y humedad.
9. Las charolas se colocaron en el interior del invernadero, donde la T^o promedio fue: máxima 34,6 °C y mínima 18,4 °C y humedad relativa (H.R): máxima 93,6% y mínima 42,1%, en un periodo de 10 días. La posición de las charolas se muestra en la Figura 2. Donde 1 representó una charola de VC sin escarificar, 2 VC escarificada, 3 VL escarificadas, 4 VL sin escarificar, 6 y 7 corresponde a las bolsas que albergaban las charolas, 5 fue un contenedor vacío de 20 L, con el objetivo de evitar el contacto directo con el suelo, para prevenir que la temperatura nocturna del suelo no influyera sobre las charolas, además, de evitar el acceso a organismos patógenos que pudieran afectar la emergencia de las semillas.

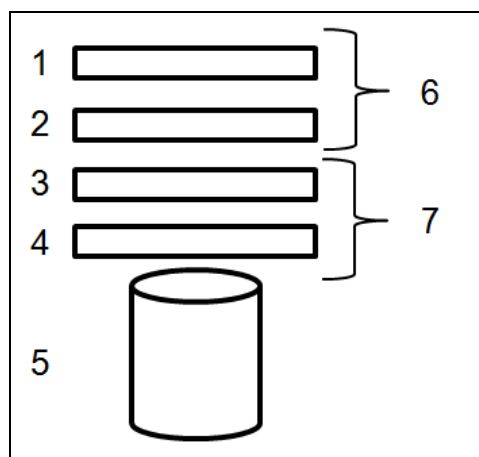


Figura 2. Esquema de colocación de charolas para germinación.

10. Las charolas 1, 2 y 3 fueron retiradas de las bolsas después de 8 días, tras haber observado las primeras emergencias. En la charola 4 no se observó emergencia, esto posiblemente a la falta de calor y/o humedad, sin embargo Ahmed *et al.*, (2014), manifiestan que el efecto de la sombra tiene un efecto negativo respecto a la germinación, por lo que fue necesario mantener la charola un tiempo de 24 horas más.

La emergencia se cuantificó a los 9 días después de siembra (dds), donde se logró identificar mayor emergencia en semillas escarificadas, sobre todo en la variedad de vaina larga con una diferencia del 16%, respecto a las no escarificadas. La escarificación provocó variación de emergencia en las dos variedades a los 8 y 9 dds, contrario a las semillas no escarificadas, siendo evidente que si se opta por

escarificación se puede obtener variación en la altura de plántulas. A los 11 dds se obtuvo un emergencia promedio del 93.5% en VL y un 91.5% en VC. Figura 3.

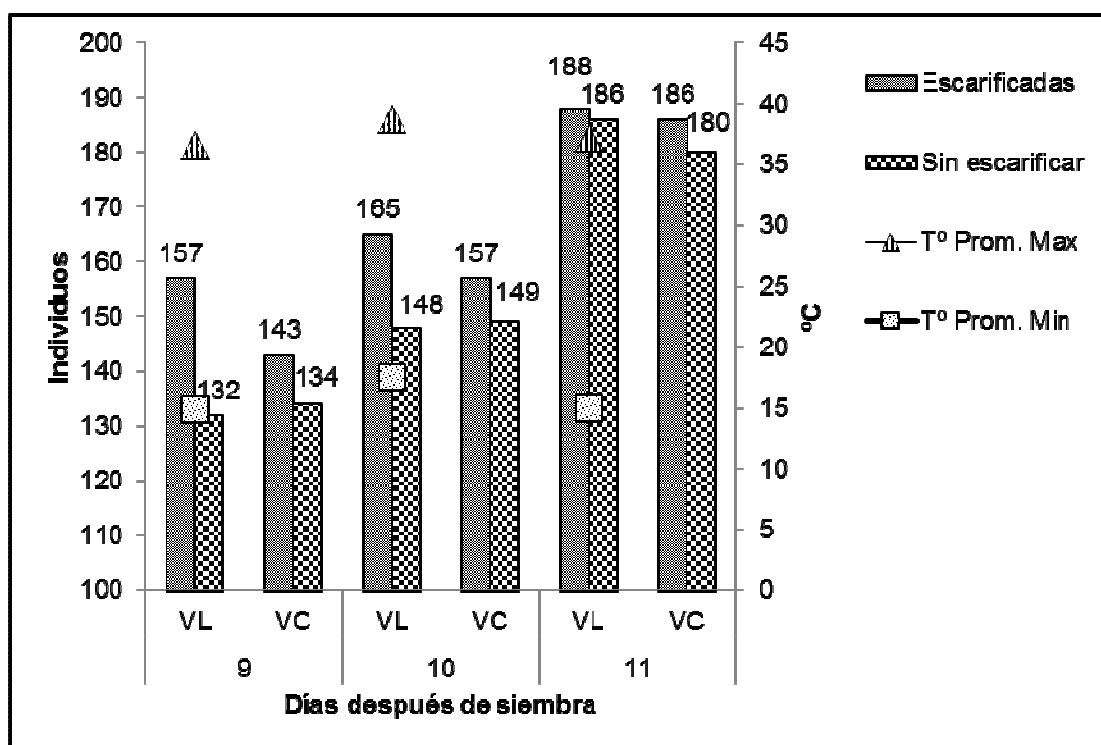


Figura 3. Efecto de la escarificación en la emergencia a los 11 días después de la siembra (dds).

Las condiciones de T° y H.R, bajo las cuales se realizó el procedimiento fueron dentro de los rangos aceptables mencionados por Godino *et al.* (2013), quienes refieren rangos óptimos promedio de T° de 18 a 23 °C y H.R de 60 a 65 % para una correcta germinación.

La aplicación del riego previo al trasplante fue 1 L de agua destilada por charola por día, transcurridos 20 días después de la siembra se aplicó un riego de la solución nutritiva completa al 50%.

3.4. Trasplante

El trasplante se realizó a los 24 días después de la siembra, seleccionando plántulas de 0.17 m de longitud de tallo, que posteriormente se trasplantaron en macetas de 20 L a razón de tres plántulas por maceta, cada maceta contenía 14 L de sustrato perlita, el cual fue saturado con 3 L de agua destilada por maceta. El suministro de soluciones nutritivas específicas para cada tratamiento inició una vez finalizado el trasplante.

Las soluciones nutritivas se prepararon con agua destilada con conductividad eléctrica (C.E) de 0.02 mS cm^{-1} y fertilizantes químicos comerciales. (Cuadro 2 y Cuadro 3). El pH de las soluciones se evaluó mediante pH-metro HANNA modelo HI 98127 y fue ajustado a 5,5 con H_2SO_4 y NaOH respectivamente, con el fin de prevenir interacciones negativas y de esa forma garantizar una correcta asimilación de los nutrientes (Favela *et al.*, 2006; Hoagland y Arnon, 1950; Sánchez *et al.*, 2014 a, b). La C.E se midió con un conductivímetro. La concentración de cada elemento en las soluciones se muestra en el (Cuadro 4), excluyendo la concentración de cada elemento específico, en los tratamientos correspondientes.

Cuadro 2. Formulación y dosificación utilizada para inducir deficiencia de macronutrientes expresada en g L⁻¹

FORMULAS	T1	T2	T3	T4	T5	T6
K ₂ SO ₄	0.3400	0.3190	0.3580			0.3400
MgSO ₄ •7H ₂ O	0.5200	0.5200	0.5200	0.5200	0.5200	
NH ₄ NO ₃			0.0300	0.0050	0.1950	
(NH ₄)H ₂ PO ₄	0.1200			0.1877	0.1890	0.1200
KH ₂ PO ₄	0.0800	0.2200				0.0800
KNO ₃	0.0800		0.1200		0.5250	0.0800
Ca(NO ₃) ₂ •4H ₂ O	0.8100		0.8100	0.8100		0.8100
CaSO ₄ •2H ₂ O		0.6800				

Cuadro 3. Contenido mineral del producto comercial para suministrar los micronutrientes en las diferentes soluciones nutritivas en dosis de 0.02 g L⁻¹

Elemento	%
Fierro (Fe-EDTA)	7.5
Manganeso (Mn-EDTA)	3.7
Boro (B)	0.007
Zinc (Zn-EDTA)	0.006
Cobre (Cu)	0.003
Molibdeno (Mo)	0.002

Cuadro 4. Concentración final del aporte nutrimental en soluciones nutritivas

Elemento	ppm
N	150
P	50
K	200
Ca	150
Mg	50
Fe	1.5
Mn	0.74
B	0.0014
Zn	0.0012
Cu	0.0006
Mo	0.0004

3.5. Preparación de Soluciones Nutritivas

Las soluciones nutritivas se prepararon con agua destilada, con características de conductividad eléctrica de 0.02 mS cm^{-1} y pH 7.2.

La formulación óptima de la solución nutritiva (SN) depende de una serie de factores como: la especie, variedad, desarrollo de la planta, órgano de la planta que será cosechado, condiciones ambientales, densidad de población. Debido a esto es complicado diseñar una solución específica (Favela *et al.*, 2006). Sin embargo,

existen SN como las propuestas por: Hoagland y Arnon, (1950); Steiner, (1984); Hochmuth y Hochmuth, (2001); De Jesús Juárez Hernández, (2006), en donde las plantas pueden desarrollarse y cumplir su ciclo de manera satisfactoria.

En el cultivo de la moringa aún no se cuenta con información respecto a curvas de absorción nutrimental, por lo que es difícil crear una solución para cada etapa. Es importante considerar el rápido crecimiento que tiene la moringa, de ahí que se consideren las concentraciones mostradas en el (Cuadro 4). Además, cabe resaltar que el método utilizado fue: drenaje sin recuperación de solución nutritiva.

3.5.1. Calculo de Soluciones Nutritivas

En el cálculo de las soluciones es indispensable conocer las formas iónicas de absorción de los nutrimentos (Cuadro 5), la riqueza de los fertilizantes utilizados (Cuadro 6) y los siguientes conceptos.

Un mol: Es igual a la masa atómica de un átomo expresada en gramos y contiene 6×10^{23} (Número de Avogadro) moléculas o átomos.

Milimol (mmol): Es la milésima parte del mol, o lo que es lo mismo, la masa de una partícula elemental expresada en miligramos.

Peso molecular (PM): es la suma de los pesos atómicos que componen a un ión o molécula expresada en gramos. Por ejemplo

El peso atómico del $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$ es la suma de:

$$\text{PM} = 40 + ((14 \times 2) + (6 \times 16)) + (4 \times 2) + (4 \times 16) = 236 \text{ g}$$

Peso equivalente (PE): Es la suma de los pesos atómicos de un ion o compuesto.

Se expresa en gramos, se debe dividir el peso total entre la valencia en juego. Por ejemplo.

En la fórmula $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$ se tienen dos iones NO_3 correspondiendo a dos cargas negativas, por lo que para poder balancear las cargas el Ca debe tener carga 2^+ .

El peso equivalente del $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$ es:

$$236 / 2 = 118 \text{ g}$$

Miliequivalente (meq): es el resultado de dividir la masa atómica de un átomo o la masa molar de un radical iónico expresado en miligramos, entre la valencia del átomo. Por ejemplo.

Un miliequivalente de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$ es:

$$236 / 2 = 118 \text{ mg}$$

Miliequivalente por litro (me L⁻¹): es el número de miliequivalentes contenido en un litro de agua. Por ejemplo.

El peso miliequivalente de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$ es: 118 mg. Por lo tanto, si se pesan 118 mg de fertilizante y se disuelven en 1 L de agua, se tiene una solución con 1 me L⁻¹ de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \times 4\text{H}_2\text{O}$, lo que es igual a 1 me L⁻¹ de Ca y 1 me L⁻¹ de NO_3^- .

Partes por millón (ppm): forma muy común de expresar concentraciones de partículas elementales en soluciones nutritivas. Expresiones equivalentes a ppm son mg L^{-1} ó mg kg^{-1} .

Cuadro 5. Peso atómico y forma iónica de absorción de los macronutrientes esenciales

Elemento químico	Símbolo químico	Peso atómico	Formula iónica	Peso del ion	Peso equivalente
Nitrógeno	N	14	NH_4^+	18	18
			NO_3^-	62	62
Fósforo	P	31	H_2PO_4^-	97	97
Potasio	K	39	K^+	39	39
Calcio	Ca	40	Ca^{2+}	40	20
Magnesio	Mg	24	Mg^{2+}	24	12
Azufre	S	32	SO_4^{2-}	96	48
Oxígeno	O	16			
Hidrógeno	H	1			

Cuadro 6. Fertilizantes utilizados en la formulación de soluciones nutritivas

Fertilizante	FORMULAS	Riqueza (%)	Peso molecular	Peso equivalente
Sulfato de potasio	K_2SO_4	43 K, 18 S	174	87

Sulfato de magnesio	MgSO ₄ •7H ₂ O	9.6 Mg, 13 S	246.3	123.2
Nitrato de amonio	NH ₄ NO ₃	16.5 NO ₃ ⁻ 16.5 NH ₄ ⁺	80	80
Fosfato monoamónico	(NH ₄)H ₂ PO ₄	12 NH ₄ ⁺ , 26.6 P	115	115
Fosfato monopotásico	KH ₂ PO ₄	23 P, 28 K	136	136
Nitrato de potásio	KNO ₃	12 NO ₃ ⁻ , 38 K	101	101
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂ •4H ₂ O	14.4 NO ₃ ⁻ , 18.6 Ca 1.1 NH ₄ ⁺	236	118
Sulfato de calcio	CaSO ₄ •2H ₂ O	22 Ca, 16 S	172	86

Procedimiento para el cálculo de solución nutritiva completa

1. Primeramente se debe considerar la concentración deseada (Cuadro 4).
2. Suministrar las 50 ppm de Mg ya que solo se tiene una fuente del elemento

La riqueza del MgSO₄•7H₂O es 9.6% Mg y 13% S por lo tanto:

100 mg de MgSO₄•7H₂O aporta 9.6 mg de Mg y 13 mg de SO₄²⁻

Entonces:

mg de MgSO₄•7H₂O para 50 ppm = $(50 * 100) / 9.6 = 520 \text{ mg} = 0.52 \text{ g}$

Se deduce que también se aporta una cantidad de azufre siendo igual a:

$(520 * 13) / 100 = 67.6 \text{ ppm de SO}_4^{2-}$ (Cuadro 7).

3. Aportar las 150 ppm necesarias de Ca, siguiendo con el procedimiento del número anterior.

$$(150 * 100) / 18.5 = 810 \text{ mg} = 0.81 \text{ g de } \text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O} \text{ para } 150 \text{ ppm}$$

Se deduce que también se aporta una cantidad de nitrato y amonio siendo igual a:

$$(810 * 14.4) / 100 = 116.64 \text{ ppm de } \text{NO}_3^-$$

$$(810 * 1.1) / 100 = 8.91 \text{ ppm de } \text{NH}_4^+$$

4. Cubrir la necesidad de NH_4^+ con $(\text{NH}_4)_2\text{H}_2\text{PO}_4$, considerando no superar el 25% del total del N (Favela *et al.*, 2006), para este caso se consideró 15.5 % de NH_4^+ en la solución nutritiva, se tiene un aporte de 8.91 ppm de NH_4^+ con $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$, falta aportan 14.4 ppm por lo tanto.

$$(14.4 * 100) / 12 = 120 \text{ mg} = 0.12 \text{ g de } (\text{NH}_4)_2\text{H}_2\text{PO}_4$$

Se deduce que también se aporta una cantidad de fosfato siendo igual a:

$$(120 * 26.6) / 100 = 31.92 \text{ ppm de } \text{H}_2\text{PO}_4^-$$

5. Proporcionar la cantidad necesaria para las 50 ppm de P con KH_2PO_4 , se tienen 31.92 ppm de H_2PO_4^- , la necesidad es de 18.08 ppm, por ende.

$$(18.08 * 100) / 23 = 78.6 \text{ mg} = 0.08 \text{ g de } \text{KH}_2\text{PO}_4$$

Se deduce que también se aporta una cantidad de K siendo igual a:

$$(78.6 * 28) / 100 = 22 \text{ ppm de } \text{K}^+$$

6. Suministrar el resto del N mediante KNO_3 , se tienen 116.64 ppm de NO_3^- y 23.31 ppm de NH_4^+ , por lo que la necesidad es de 10.05 ppm para cubrir las 150 ppm de N total. Entonces

$$(10.05 * 100) / 12 = 83.75 \text{ mg} = 0.08 \text{ g de } \text{KNO}_3$$

Se deduce que también se aporta una cantidad de K siendo igual a:

$$(83.75 * 38) / 100 = 31.8 \text{ ppm de } \text{K}^+$$

7. Aportar el resto del K con K_2SO_4 , se tiene 53.8 ppm de K, la necesidad restante es de 146.2 ppm, por lo tanto

$$(146.2 * 100) / 43 = 340 \text{ mg} = 0.34 \text{ g de } \text{K}_2\text{SO}_4$$

Se deduce que también se aporta una cantidad de sulfato siendo igual a:

$$(340 * 18) / 100 = 61.2 \text{ ppm de } \text{SO}_4^{2-}$$

El equilibrio iónico es indispensable para una correcta formulación nutritiva, es necesario considerar el peso equivalente de cada fuente (Cuadro 6) y los mg L^{-1} de cada fertilizante (Cuadro 7), para realizar las siguientes determinaciones.

- El peso miliequivalente de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ es: 123.2 mg, por lo tanto:
 $520 \text{ mg} / 123.2 \text{ mg} = 4.2 \text{ me L}^{-1}$ de Mg^{2+} y SO_4^{2-} (Cuadro 8).
- El peso miliequivalente de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ es 118 mg, por ende:
 $810 \text{ mg} / 118 \text{ mg} = 6.8 \text{ me L}^{-1}$ de Ca^{2+} y NO_3^-

- El peso miliequivalente de $(\text{NH}_4)\text{H}_2\text{PO}_4$ es: 115 mg
 $120 \text{ mg} / 115 \text{ mg} = 1.0 \text{ me L}^{-1}$ de NH_4^+ y H_2PO_4^-
- El peso miliequivalente de KH_2PO_4 es: 136 mg
 $78.6 \text{ mg} / 136 \text{ mg} = 0.57 \text{ me L}^{-1}$ de K^+ y H_2PO_4^-
- El peso miliequivalente de KNO_3 es: 101 mg
 $83.75 \text{ mg} / 101 \text{ mg} = 0.82 \text{ me L}^{-1}$ de K^+ y NO_3^-
- El peso miliequivalente de K_2SO_4 es: 87 mg
 $340 \text{ mg} / 87 \text{ mg} = 3.9 \text{ me L}^{-1}$ de K^+ y SO_4^{2-}

Cuadro 7. Aporte iónico de fertilizantes utilizados en la solución nutritiva completa.

Fuente	K^+	Ca^{2+}	Mg^{2+}	NO_3^-	NH_4^+	H_2PO_4^-	SO_4^{2-}	ppm de compuesto
K_2SO_4	146.2						61.2	340
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$			50				67.6	520
NH_4NO_3								0
$(\text{NH}_4)\text{H}_2\text{PO}_4$					14.4	31.92		120
KH_2PO_4	22					18.08		78.6
KNO_3	31.8			10.05				83.75
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$		150		116.64	8.91			810
$\text{CaSO}_4 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$								0
Σ	200	150	50	126.69	23.31	50	128.8	

Cuadro 8. me L⁻¹ de cada nutriente obtenidos con las ppm de cada fertilizante

Fuente	K ⁺	Ca ²⁺	Mg ²⁺	NO ₃ ⁻	NH ₄ ⁺	H ₂ PO ₄ ⁻	SO ₄ ²⁻	ppm de compuesto
	me L ⁻¹							
K ₂ SO ₄	3.9						3.9	340
MgSO ₄ •7H ₂ O			4.2				4.2	520
NH ₄ NO ₃								0
(NH ₄)H ₂ PO ₄					1	1		120
KH ₂ PO ₄	0.57					0.57		78.6
KNO ₃	0.82			0.82				83.75
Ca(NO ₃) ₂ •4H ₂ O		6.8		6.8				810
CaSO ₄ •2H ₂ O								0
Σ	5.29	6.8	4.2	7.62	1	1.57	8.1	

La suma de cationes y aniones es: 17.29

La relación mutua entre aniones y cationes se representa mediante una gráfica (figura 4) de acuerdo con Steiner, (1984), por lo que es necesario convertir los me L⁻¹ de cada nutriente a %, donde el 100% es la suma de cationes y/o aniones (17.29).

Ejemplo con el K⁺:

$$(5.29 * 100) / 17.29 = 30.6 \%$$

$$\text{Ca}^{2+} = 39.3 \%$$

$$\text{Mg}^{2+} = 24.3 \%$$

$$\text{H}_2\text{PO}_4^- = 9.08 \%$$

$$\text{NO}_3^- = 44.07 \%$$

$$\text{SO}_4^{2-} = 46.8 \%$$

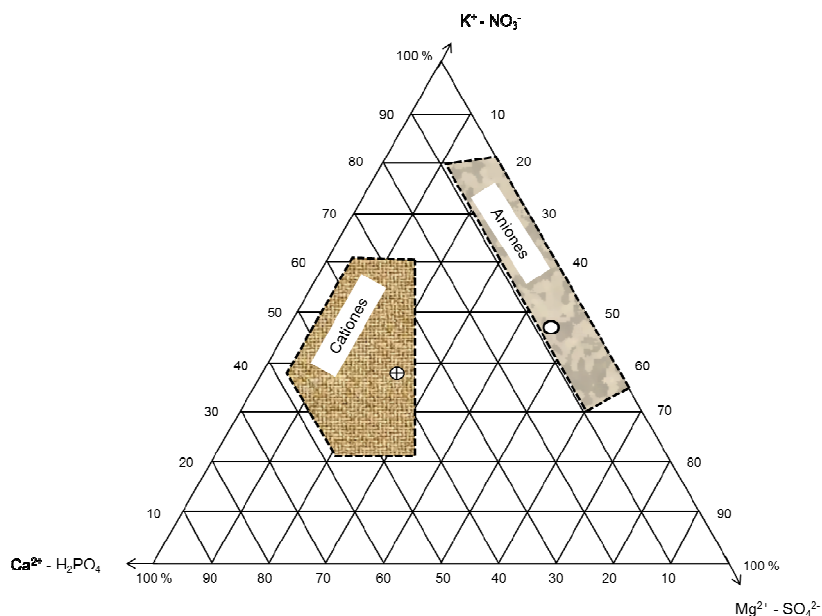


Figura 4. Relación mutua entre los aniones (círculo) y los cationes (círculo cruz), en la solución nutritiva completa.

Procedimiento para la preparación de soluciones nutritivas

1. Los fertilizantes específicos para cada solución se pesaron de manera individual.
2. Se incorporó el 50 % del agua destilada en un contenedor de 50 L.
3. El pH del agua se ajustó a 5.5, con el fin de evitar precipitados al momento de diluir los productos.
4. Posteriormente se incorporó de manera individual cada fertilizante, procurando diluir perfectamente el producto mediante un tubo de PVC.

5. Ya diluidos los fertilizantes se agregó el 50% restante de agua.
6. Se realizó el ajuste de pH a 5.5, utilizando hidróxido de sodio (NaOH) para aumentarlo o Ácido Sulfúrico (H_2SO_4) para disminuirlo (Figura 5).
7. Se registraron las lecturas de conductividad eléctrica para las diferentes soluciones nutritivas. (Figura 6 y Cuadro 9).

El ajuste de pH es indispensable con el fin de prevenir precipitados y de esa forma garantizar una correcta asimilación de los elementos nutrimentales (Favela *et al.*, 2006; Hoagland y Arnon, 1950). Sánchez *et al.* (2014 b), hacen referencia a que en una solución nutritiva hidropónica deben existir valores de pH de 5.5 a 6.5, y C.E de 1.5 a 3.5 $dS\ m^{-1}$, con el fin de evitar problemas en la solución y asimilación nutrimental.



Figura 5. Lectura y ajuste de pH de soluciones nutritivas.



Figura 6. Lectura de conductividad eléctrica en mS cm^{-1} , en soluciones nutritivas.

Cuadro 9. Promedio de lecturas de conductividad eléctrica

Soluciones	mS cm^{-1}
T1	1.39
T2	1.11
T3	1.38
T4	1.11
T5	1.20
T6	1.22

3.6. Distribución de Riegos

La aplicación de riegos inició en estado de plántula a razón de un litro de agua por charola, además de una aplicación de solución nutritiva completa al 50%. Los riegos se aplicaron de manera manual y la solución drenada no fue reutilizada.

El riego con soluciones nutritivas inició al momento del trasplante, distribuidos de la siguiente manera.

- Terminado el trasplante se aplicaron 160 ml de solución por planta por día, en 4 riegos diurnos, dirigidos al cepellón de la planta.
- A los 17 días después de trasplante se incrementó el volumen de solución a 280 ml por planta por día, en 4 riegos diurnos, dirigidos al cepellón de la planta.
- Después de 25 días después de trasplante se incrementó el volumen a razón de 500 ml por planta por día, en 4 riegos diurnos, dirigidos al cepellón de la planta. Aplica solo para los tratamientos T1, T4, T5, T6.
- Cumplidos 40 días después del trasplante, se incrementó el volumen de solución a 2000 ml por maceta por día en los tratamientos T1, T5 y T6.
- A partir de los 40 días después del trasplante los riegos se aplicaron de manera uniforme sobre la superficie del sustrato de la maceta, en 2 riegos diurnos. Aplica para los 6 Tratamientos.

3.7. Variables de Crecimiento

La variable longitud de tallo se evaluó en centímetros, medida considerada desde la parte basal del tallo hasta el meristemo apical de la planta, respecto al diámetro de tallo se cuantificó en mm con vernier, medida referenciada a 0.20 m de la parte basal del tallo, para la medida de longitud de hoja se seleccionó la hoja

recientemente madura (cuarta hoja a partir de la parte apical), desde la unión con el tallo hasta el último foliolo del raquis principal (Figura 7). El número de hojas constituyó al consecutivo de acuerdo al crecimiento de la planta, el índice de brotación se determinó considerando el total de brotes, mismos que fueron evaluados para cada variable.



Figura 7. Evaluación de longitud de hoja.

3.8. Primera Cosecha

La cosecha del material vegetal se realizó a los 77 días después de la siembra, con el fin de evaluar la biomasa e inducir la brotación, se consideró un corte referenciado a 0.20 m de la base del tallo, realizado con tijeras de poda, posteriormente se diseccionó el tallo en segmentos de 3 cm. Los foliolos se separaron del raquis de las hojas de manera manual, los raquis se incorporaron junto con el tallo y se cuantificó la materia fresca para tallo y foliolos.

3.9. Segunda Cosecha

La cosecha se efectuó a los 114 días después de trasplante y 37 días después de la primera cosecha, se realizó el corte de brotes, siguiendo la misma metodología de disección, además fue necesario retirar el sustrato del sistema radicular, para esto, con precaución se extrajo todo el complejo sustrato-raíz de las macetas y manualmente se fue desprendiendo el sustrato del sistema radicular, hasta obtener raíces completamente desnudas para posteriormente obtener el peso fresco.

El total de material cosechado de cada tratamiento, variedad y repetición, correspondiente a las dos cosechas y al sistema radicular, fue colocado en una estufa de secado a una temperatura de 55° C, hasta obtener peso seco constante de las muestras, proceso que duro 6 días. La metodología es con el fin de detener los procesos enzimáticos al igual que la respiración y que el material seco se conserve y pueda ser utilizado para análisis de laboratorio (De la Roza-Delgado *et al.*, 2002).

3.10. Análisis de Nitrógeno y Determinación de Proteína Cruda

La determinación de N se realizó mediante la metodología de micro Kjeldahl, el cual se caracteriza por el uso de ebullición, ácido sulfúrico concentrado que efectúa la destrucción oxidativa de la materia orgánica de la muestra y la reducción del N orgánico a amoníaco el amonio es retenido como bisulfato de amonio y puede ser determinado in situ o por destilación alcalina y titulación. (Romero, 1997). El cálculo de proteína cruda se realizó con la siguiente ecuación:

$$\% P.C = \frac{(V1 - V2) * N * 0.014 * 100}{P} * F$$

Dónde:

% P.C = Porcentaje de proteína cruda

V1 = Volumen de HCl consumido en la muestra

V2 = Volumen de HCl consumido en el blanco

N = Normalidad del HCl

0.014 = Peso atómico del N

P = Peso de la muestra vegetal

F = Factor (6.25) (Nouman *et al.*, 2013)

3.11. Análisis de Fósforo

La determinación de P se realizó mediante la metodología de amarillo vanadato molibdato (Rodríguez-Fuentes, 2011).

La obtención de extracto se realizó de la siguiente manera

1. Se colocó 1 g de muestra en cada crisol para las repeticiones correspondientes (3 Repeticiones por muestra)
2. Las muestras en los crisoles se colocaron en la Mufla a 500° C, se esperó a que la temperatura de la mufla llegara a la temperatura indicada, a partir de ese momento se consideraron 4 horas para apagar la mufla.
3. Se dejaron las muestras 24 horas en la mufla, para que se enfriaran.
4. Se retiraron las muestras de la mufla.

5. Se colocaron en la campana de extracción de gases y se agregaron 2 ml de HCL concentrado a cada crisol con una micropipeta (debe realizarse con mucha precaución para evitar pérdidas de ceniza y contaminación, se recomienda incorporar el ácido poco a poco sobre las paredes del crisol),
6. Posteriormente los crisoles se ubicaron en una plancha caliente para evaporación lenta, terminada la digestión se retiraron de la plancha para su enfriamiento.
7. Se agregaron 25ml de HCL al 1 N a cada crisol para su filtrado considerando lo siguiente:
 - * Se colocó el papel filtro Whatman N° 1 de 125 mm ó 110 mm en embudos específicos para estas medidas.
 - * Una vez colocado el filtro se humedeció con agua bidestilada, esto permite que no se mueva el filtro y se previene perdidas de muestra por absorción.
 - * Se sacudió el embudo para liberar el exceso de agua.
 - * Los embudos se colocaron sobre sonatas de 40 ml (Identificados con el N° d muestra).
 - * Se agregaron 15 ml de HCL al 1 N a cada crisol, para diluir perfectamente, se utilizó un lápiz de vidrio.
 - * Se vació el contenido sobre el embudo con el filtro.
 - * Se agregaron los 10 ml restantes de HCL al 1 N al crisol, nuevamente se diluyeron y vaciaron sobre el embudo.

- * Se esperó a que filtrara, se retiró el embudo, lavó y desinfectó con agua bidestilada.

Del extracto resultante de la muestra:

1. Se transfirió 1 ml de cada muestra a un matraz de aforación de 25 ml. (da un factor de dilución de 25)
 - * Debe considerarse la coloración que muestre, la cual debe estar dentro de la coloración de la curva de calibración.
2. Para el caso de las muestras se utilizó 0.1 ml de muestra y se colocó en un matraz de aforación de 25 ml (da un factor de dilución de 250).
3. Se agregaron 5 ml de reactivo Amarillo Vanadato.
4. Posteriormente se aforó a 25 ml con agua bidestilada.
5. Se dejó reposar por 15 minutos.
6. Después se colocó una muestra en una cubeta para espectrofotómetro.
7. Se insertó en el espectrofotómetro y se efectuó la lectura de Absorbancia.

La curva de calibración de P se preparó con 0, 0.07, 0.16, 0.23, 0.31 y 0.41 ppm de P, siguiendo el procedimiento anterior. (Excluyendo el punto 2).

3.12. Análisis de Potasio, Calcio y Magnesio

Las determinaciones se realizaron mediante absorción atómica, considerando los extractos resultantes de la metodología del apartado del análisis de P y siguiendo los procedimientos descritos por Rodríguez-Fuentes, (2011), para la determinación de los elementos correspondientes.

La técnica de absorción atómica tiene como fundamento la absorción de radiación de una longitud de onda determinada. La muestra (extracto) en forma líquida es aspirada a través de un tubo capilar y conducida a un nebulizador donde ésta se desintegra y forma un rocío o pequeñas gotas de líquido. Las gotas formadas son conducidas a una flama, donde se produce una serie de eventos que originan la formación de átomos. Estos átomos absorben cualitativamente la radiación emitida por la lámpara y la cantidad de radiación absorbida está en función de su concentración (Díaz y Rosiles, 2016).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Síntomas de Deficiencia

La expresión visible de síntomas fue evidente para N, P, K y Mg, para su descripción se consideró la terminología propuesta por Resh (2001), donde se refiere el termino y descripción de la manera siguiente.

Localizado: Síntomas limitados a un área de la planta u hoja.

Generalizado: Síntomas no limitados a un área, sino, normalmente, extendidos sobre la totalidad de la planta o de la hoja.

Seca (quemado): Necrosis-acorchado, seco, apariencia de papel.

Marginal: Clorosis o necrosis sobre los bordes de las hojas inicialmente; frecuentemente, se va extendiendo hacia el interior conforme progresan los síntomas.

Clorosis entre los nervios: Clorosis (amarilleamiento) entre los nervios de las hojas.

Manchado: Superficie moteada de forma irregular, aparece un manchado que de forma distinta tiene zonas claras y oscuras; a menudo están asociadas dichas manchas con enfermedades viróticas.

Moteado: Zona descolorida con manchas que se distinguen perfectamente del tejido normal que esta junto a ellas.

Coloración del envés de las hojas: A menudo aparece una coloración particular, bien sobre toda la superficie, o bien sobre parte de ella en la zona del envés; por ejemplo, la deficiencia del P da lugar en el envés a una coloración purpura de las hojas.

Ahucado: Los bordes de las hojas, o bien su extremo, pueden doblarse hacia arriba o hacia abajo. Por ejemplo, la deficiencia en cobre da lugar a que los márgenes de las hojas se rizen en forma de tubo; la deficiencia en K origina un rizado de los márgenes de las hojas hacia abajo.

Retícula: La mayoría de los nerviaduras más pequeñas de las hojas permanecen verdes, mientras que la zona entre dichas nerviaduras amarillea, deficiencia de manganeso.

Fragilidad de los tejidos: Las hojas, peciolo, tallos, pueden perder su flexibilidad, rompiéndose fácilmente cuando se tocan, deficiencia de boro o Ca.

Tejido blando: Hojas muy blandas, que se dañan fácilmente, exceso de N.

Marchitamiento: Puede ocurrir, bien en las hojas, bien en los puntos de desarrollo, que mueren rápidamente y se secan, deficiencia de boro o Ca.

Achaparrado: Plantas más cortas de lo normal.

Huso: El crecimiento del tallo y del peciolo de las hojas es muy fino y en forma succulenta.

4.1.1. Nitrógeno

La expresión sintomática inició a los 6 días después del trasplante, manifestándose clorosis general de la planta, esto es debido a que el N forma parte de la molécula de clorofila (Urrestarazu, 2004). Yeh *et al.* (2000) reportan hasta un 86 % menos clorofila en plantas con deficiencia de N. Posteriormente se presentó una necrosis que avanzó a partir del ápice hasta la base de los folíolos, en forma de V invertida en las hojas viejas, similar al reportado por Snowball y Robson (1991), a causa de una proteólisis y por ende una redistribución de aminoácidos a las partes jóvenes (Andreau *et al.*, 2015), ocurriendo después necrosis y pérdida de folíolos (Figura 8); el periodo comprendido desde el inicio de síntomas hasta la caída de folíolos fue de 18 días. El efecto en los brotes fue una clorosis general hasta la cosecha. (Figura 9). El crecimiento y desarrollo fue restringido, provocando un efecto negativo en las variables cuantitativas con respecto al testigo.



Figura 8. Deficiencias de N



Figura 9. Brotes a los 25 días después de la cosecha en solución nutritiva Sin N.

4.1.2. Fósforo

Los síntomas de deficiencia de este elemento fueron evidentes a los 19 días después del trasplante, causando una coloración verde oscuro, similar a la reportada por Snowball y Robson (1991), síntoma asociado a la acumulación de carbohidratos, deprimiéndose su utilización por falta de P (Múnere-Vélez, 2014), posteriormente, a

los 2 días se manifestó un enrollamiento de las hojas jóvenes, efecto que duro 3 días; cumplidos 25 días después del trasplante, se observó una clorosis de nervaduras en folíolos de hojas viejas, debido a la redistribución de P hacia las partes de más exigencia del elemento (Andreau *et al.*, 2015). Posteriormente se observó una clorosis amarillo intenso que inició desde el ápice del folíolo, hasta generalizarse, pero con un moteado intervenal de color verde, finalmente sucedió la necrosis y pérdida de folíolos (Figura 10); el periodo comprendido desde el inicio de síntomas hasta la caída de folíolos con síntomas iniciales fue de 16 días.



Figura 10. Deficiencias de P.

Los síntomas de deficiencia de este elemento en los brotes, fueron evidentes a los 26 días después de la poda, iniciando con una coloración verde intenso en los folíolos, posteriormente a los 35 días después de cosecha los folíolos de las hojas maduras, mostraron una clorosis moteada intensa en el borde de los folíolos. (Figura 11).



Figura 11. Síntomas de deficiencia de P en los brotes, 38 días después de cosecha.

4.1.3. Potasio

El K es un elemento que no forma estructura química en la célula vegetal, pero juega un papel fundamental en el balance hídrico (Andreau *et al.*, 2015), es de alta movilidad en la planta (Alcantar y Trejo, 2007). Por lo general, los síntomas de deficiencia de K se han observado en otros cultivos en las hojas más viejas, sin embargo en la moringa se mostraron en las hojas intermedias, avanzando hacia las más viejas. Los síntomas iniciaron a los 34 días después del trasplante, con un moteado necrótico sobre el borde del foliolo el cual avanzó hacia el interior de manera intervenal, posteriormente ocurrió una clorosis marginal y una necrosis que avanzó a partir del ápice hasta la base de los foliolos (Figura 12). El periodo comprendido desde el inicio de síntomas hasta la caída de foliolos con síntomas iniciales fue de 17 días. Posteriormente los síntomas en brotes nuevos iniciaron a los 15 días después de la cosecha, y a los 18 días después de iniciados los síntomas ocurrió la pérdida de foliolos (Figura 13).



Figura 12. Deficiencias de K.



Figura 13. Síntomas de deficiencia de K en brotes, 25 días después de cosecha.

4.1.4. Calcio

Las deficiencias de este elemento generalmente se manifiestan en el crecimiento apical de las plantas, ya que es un elemento considerado inmóvil dentro de la planta (Alcantar y Trejo, 2007). Mediante el esquema experimental

implementado en el proyecto, no se detectaron síntomas visibles de la ausencia de Ca. Vieira *et al.* (2015) reportan leve clorosis en las hojas intermedias de la planta, sin embargo, respecto a la materia seca no encontraron diferencia significativa con respecto al testigo, además, informan que la concentración de Ca fue menor respecto al testigo, similar a lo encontrado en el presente trabajo (Cuadro 18). Simon (1978) refiere que en algunos casos solo mediante microscopio o ensayos con enzimas pueden detectarse los efectos de la ausencia de Ca. Por otra parte, de acuerdo a Radek y Savage (2008) el 37,5% del Ca presente en la moringa se encuentra ligado a Oxalato de Calcio (CaC_2O_4), regulador importante de la concentración de Ca en las plantas (Jáuregui y Moreno, 2004), por lo que un mínimo aporte de Ca pudiera ser suficiente para el desarrollo de moringa en la etapa evaluada.

4.1.5. Magnesio

Los síntomas de deficiencia iniciaron, a los 32 días después del trasplante, en las hojas más viejas debido a que es un elemento móvil, manifestándose una clorosis marginal con manchas necróticas, avanzando de manera intervenal hacia el centro del foliolo permaneciendo las nervaduras con su color verde, posteriormente ocurrió una clorosis y necrosis general del foliolo y finalmente su caída (Figura 14). El Mg forma parte estructural de la molécula de clorofila, su ausencia influye sobre la concentración de clorofila. Afrousheh *et al.* (2010) reportan una reducción de clorofila del 38%, en ausencia de Mg. El periodo comprendido desde el inicio de síntomas hasta la pérdida de foliolos con síntomas iniciales fue de 19 días.



Figura 14. Deficiencia de Mg.

Los síntomas de deficiencia en los brotes, iniciaron a los 26 días a partir de la cosecha, iniciando con una clorosis en los bordes de los folíolos de las hojas maduras, que avanza hacia el centro del folíolo, de manera intervenal, hasta generalizarse en todo el folíolo y posteriormente la caída, los síntomas fueron similares a los encontrados en las hojas intermedias en plantas que correspondieron a la cosecha 1 (Figura 15).

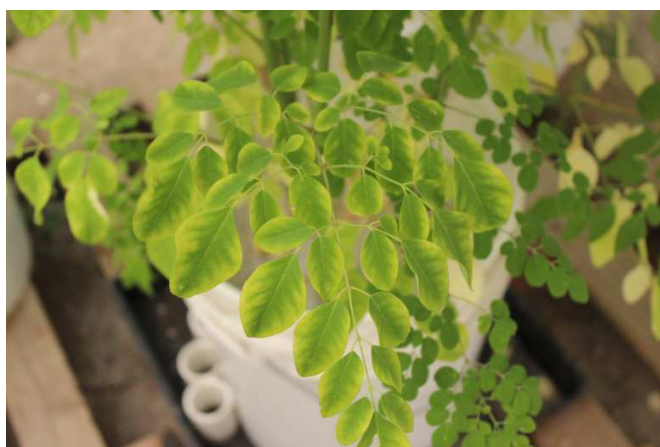


Figura 15. Síntomas de deficiencia de Mg en brotes 36 días después de cosecha.

4.2. Variables Evaluadas

Las variables agronómicas fueron: longitud de tallo, diámetro de tallo, longitud de hojas, número de hojas, índice de brotación, biomasa y desarrollo radicular. Los ANOVAS mostraron diferencias significativas entre los tratamientos para las diferentes variables, sin embargo entre variedades no se encontró diferencia significativa.

Los tratamientos que limitaron en mayor grado las variables agronómicas fueron T2 > T3 > T4, esto debido a la importancia que representan el N, P y K en la fisiología de la planta, además, es importante considerar que el N es uno de los elementos que más inducen el desarrollo vegetativo (Gutierrez *et al.*, 2000). El P participa en importantes funciones de la planta como: síntesis de proteínas, biosíntesis de lípidos, síntesis de clorofila, componente de los nucleótidos y sustratos de energía, también, es considerado como el segundo elemento limitante del rendimiento de los cultivos. (Lara *et al.*, 2011). La deficiencia de K causa severa reducción en la fijación fotosintética de CO₂ y el deterioro en la partición y la utilización de fotosintatos, también provoca daños en la membrana y degradación de la clorofila, Además, las plantas deficientes en K son altamente sensibles a la luz y se convierten rápidamente en cloróticas y necróticas cuando se exponen a una intensidad luminosa elevada (Cakmak, 2005).

4.2.1. Diámetro de Tallo

El diámetro de tallo fue afectado en mayor grado por la ausencia de N, P y K, esto en función a la importancia que representan estos elementos, sobre todo en la

fijación de carbono y producción de moléculas orgánicas (Bidwell, 1993), las cuales están relacionadas con el aumento de volumen del diámetro de tallo.

El efecto negativo inició a partir de los 19 ddt. La afectación a la última fecha de evaluación fue de un 85% sin N, 78% sin P y 53% sin K, respecto al testigo. La comparación múltiple de medias entre tratamientos para cada fecha de evaluación no mostró diferencia significancia entre los tratamientos solución completa, sin Ca y sin Mg en el periodo de 19-61 días después del trasplante, sin embargo, a pesar de que los síntomas de Mg iniciaron a los 32 ddt, el efecto negativo en diámetro de tallo se observó a partir de los 68 ddt, con una reducción del 9% respecto al testigo (Cuadro 10 y Figura 16). Lo cual puede estar relacionado a que el Mg es un elemento que se puede traslocar hacia las áreas de mayor demanda del elemento (Taiz y Zeiger, 2002), por lo que la planta puede seguir en crecimiento. Es importante recordar que a las plántulas de moringa se les dio un tratamiento con solución completa, lo que explica y relaciona el crecimiento de las plantas y la concentración de Mg (Cuadro 18) en el tejido vegetal.

El comportamiento del diámetro de tallo en los brotes también fue afectado ante la falta de N, P y K. En la última fecha de evaluación el diámetro se redujo un 81% sin N, 67% sin P y 38% sin K, respecto al testigo (Cuadro 11 y Figura 17), lo que manifiesta la importancia de estos elementos en el desarrollo de la moringa.

Cuadro 10. Comparación de medias del diámetro de tallo, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después del trasplante									
	12	19	26	33	40	47	54	61	68	75
	mm									
Completa	2.75bc	4.533ab	5.983a	9.067a	12.5a	15a	17.767a	19.617a	21.617a	23.95a
Sin N	2.500c	2.933d	2.85d	3.133d	3.333c	3.433d	3.583c	3.6d	3.667e	3.75e
Sin P	2.683c	3.183d	3.5c	3.85c	3.983c	4.25c	4.517c	4.733c	4.983d	5.3d
Sin K	2.717c	4.133c	5.15b	6.95b	8.1b	9.083b	10.133b	10.483b	10.867c	11.35c
Sin Ca	3.017ab	4.517ab	5.8a	8.883a	12.583a	15.117a	17.85a	19.65a	21.717a	23.933a
Sin Mg	3.033a	4.817a	6.3a	9.35a	12.717a	15.083a	17.633a	18.883a	20.333b	21.95b

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre los tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

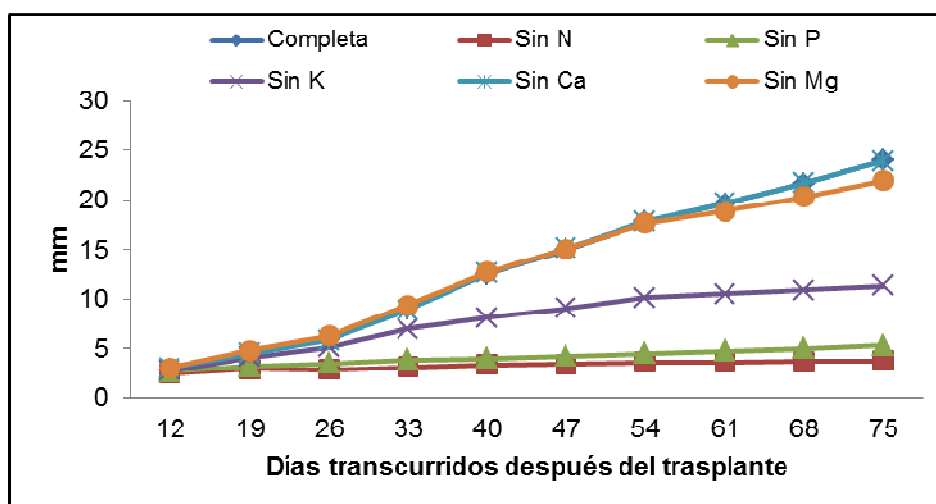


Figura 16. Diámetro de tallo (mm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.

Cuadro 11. Comparación de medias respecto a diámetro de tallo en brotes, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después de cosecha			
	13	20	27	34
	mm			
Completa	3.805 a	4.907 a	6.932 a	8.108 a
Sin N	0.925 c	1.033 c	1.28 c	1.52 c
Sin P	1.342 bc	1.57 c	2.017 c	2.695 c
Sin K	1.872 b	2.762 b	3.922 b	5.025 b
Sin Ca	3.415 a	5.007 a	6.833 a	8.045 a
Sin Mg	3.27 a	4.892 a	6.653 a	8.19 a

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

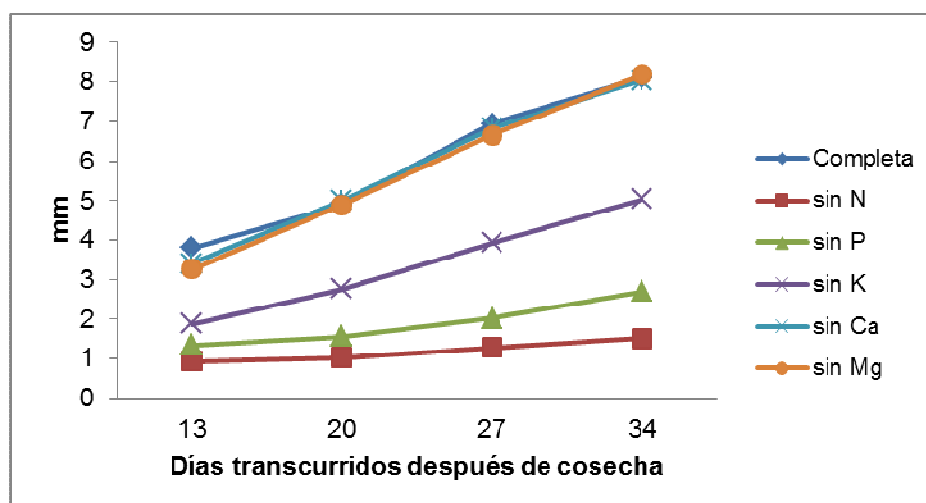


Figura 17. Comportamiento del diámetro de tallo (mm) en brotes, durante el periodo de evaluación.

4.2.2. Longitud de Tallo

Los nutrimentos que influyeron negativamente sobre la longitud de tallo fueron N, P y K, considerando que para el trasplante se seleccionaron plantas de 17 cm de longitud de tallo, las plantas sin N aumentaron solo 11.6 cm durante los 75 ddt. El efecto de la falta de Mg se observó a partir de los 61 ddt. Los valores a los 75 ddt indican claramente el efecto de la ausencia nutrimental sobre la variable, donde se manifestó una reducción del 88% sin N, 79% sin P, 47% sin K y 39% sin Mg, respecto al testigo (Cuadro 12 y figura 18). Los resultados pudieran atribuirse a que la deficiencia de N retarda el crecimiento de las plantas, ya que hay una menor asimilación y síntesis de productos orgánicos, limita el proceso de fotosíntesis y el metabolismo de la planta (Bolívar *et al.*, 2016), además, se limita la producción de bases nitrogenadas por falta de N, la producción de energía y transcripción genética por parte del P, siendo indispensables para la división celular, lo que influye sobre el crecimiento (Taiz y Zeiger, 2010).

La longitud de tallo en los brotes disminuyó un 92% sin N, 81% sin P, 59% y sin K, respecto al testigo. (Cuadro 13 y figura 19). Estos resultados demuestran la importancia de estos elementos, además se concuerda con Pahla *et al.* (2014), quienes demostraron los efectos de N y P en el crecimiento de moringa con mayores incrementos en altura a medida que aumentaban los niveles de N y P.

Cuadro 12. Comparación de medias respecto a longitud de tallo, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después del trasplante									
	12	19	26	33	40	47	54	61	68	75
	cm									
Completa	21.417a	34.55ab	51.333a	78.017a	109.55a	127.5a	149.583a	169.683a	193.55a	220.55a
Sin N	19.583a	20.767c	20.75c	22.8c	24.3c	25.117c	26.867c	27.017d	27.583d	28.667d
Sin P	21.017a	24.033c	24.95c	28.367c	30.983c	32.8c	35.833c	38.9d	42.5d	46.767d
Sin K	22.317a	31.233b	41.117b	61.183b	77.033b	84.133b	93.383b	99.017c	107.15c	116.967c
Sin Ca	22.267a	33.733ab	49.183a	75.783a	110.4a	125.733a	146.167a	161.55ab	185.217ab	216.45a
Sin Mg	22.317a	36.033a	53.2a	78.617a	110.067a	124a	142.75a	153.05b	170b	192.2b

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

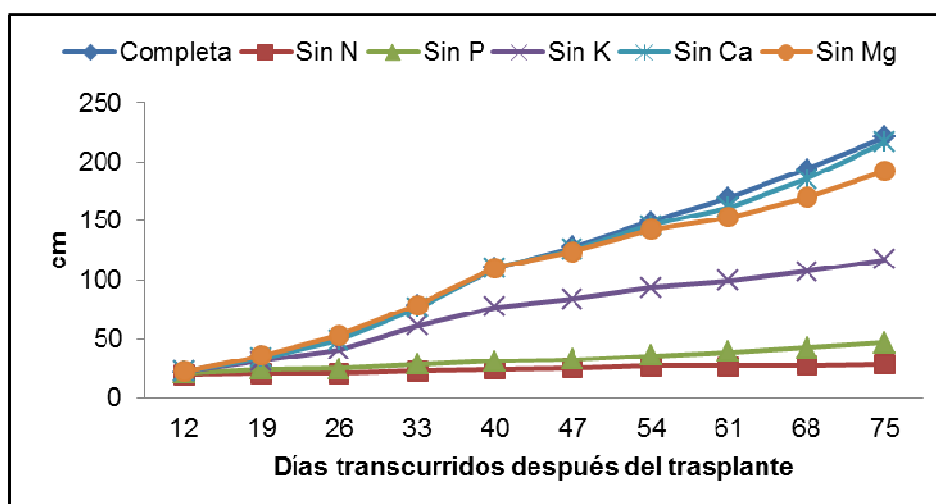


Figura 18. Longitud de tallo (cm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.

Cuadro 13. Comparación de medias respecto a longitud de tallo en brotes, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después de cosecha			
	13	20	27	34
	cm			
Completa	9.819 a	36.838 a	63.112 a	75.902 a
Sin N	0.064 c	0.646 c	3.201 c	6.611 c
Sin P	0.869 c	2.944 c	6.088 c	14.63 c
Sin K	5.829 b	15.074 b	26.611 b	31.759 b
Sin Ca	8.532 ab	33.529 a	57.643 a	70.5 a
Sin Mg	8.583 ab	32.706 a	57.037 a	71.769 a

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

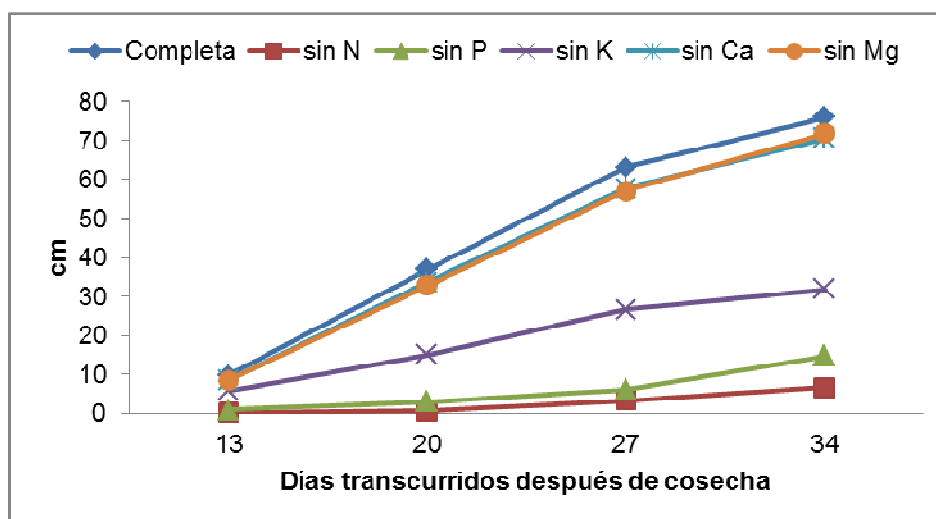


Figura 19. Comportamiento en longitud de tallo (cm) en brotes, durante el periodo de evaluación.

4.2.3. Longitud de Hojas.

La longitud de las hojas disminuyó a partir de los 19 ddt, en los tratamientos sin N, sin P y posteriormente sin K. El comportamiento de esta variable manifestó una reducción del 68% sin N, 60% sin P y 47% sin K con respecto a la solución completa en la última fecha de evaluación (Cuadro 14). En la Figura 20 se observa la tendencia en reducción de la variable en los tratamientos sin Ca, sin Mg y solución completa, a partir de los 54 días después del trasplante; lo que posiblemente este correlacionado con la edad y altura de la planta y las temperaturas, ya que se dio un incremento de hasta 10 °C a partir de esa fecha (Figura 21), lo cual provocó una mayor necesidad de agua y nutrimentos. De igual forma cabe destacar que no se incrementó el volumen de solución. Además, la vía metabólica de fijación de carbono en la moringa es considerada de tipo C3 (Funes-Monzote *et al.*, 2011), lo cual tiene el inconveniente de que en condiciones secas calientes, la eficiencia fotosintética sufre debido a que se cierran los estomas y la concentración de CO₂ en los cloroplastos disminuye por lo que el catalizador rubisco que ayuda a fijar el carbono, comienza a fijar oxígeno en su lugar (Lira-Saldivar, 2007), teniendo un efecto directo en el crecimiento de la planta.

Cuadro 14. Comparación de medias respecto a longitud de hoja, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después del trasplante									
	12	19	26	33	40	47	54	61	68	75
	cm									
Completa	8.1a	12.767a	27.8a	43.417a	47.833a	49.433a	53.267a	51.65a	50.717a	49.567a
Sin N	7.617a	9.783b	9.283c	9.583d	10.883d	12.833d	15.417c	15.383c	15.567c	15.983c
Sin P	8.55a	11.817b	18.417b	19c	19.767c	20.033c	20.65c	20.517c	19.7c	19.783bc
Sin K	8.217a	12.05a	22.017b	34.75b	37.033b	32.7b	28.3b	27.317b	27.25b	25.883b
Sin Ca	8.317a	12.017a	26.183a	42.683a	47.367a	50.35a	55.033a	53.283a	51.2a	49.033a
Sin Mg	8.433a	13.317a	28.533a	43a	48.267a	52.25a	56a	53.15a	49.083a	49.567a

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

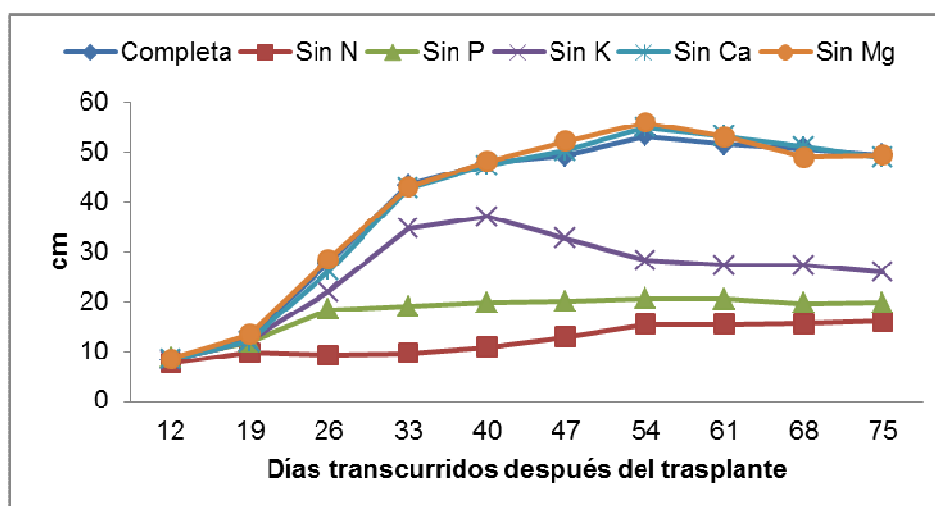


Figura 20. Longitud de hoja (cm), durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.

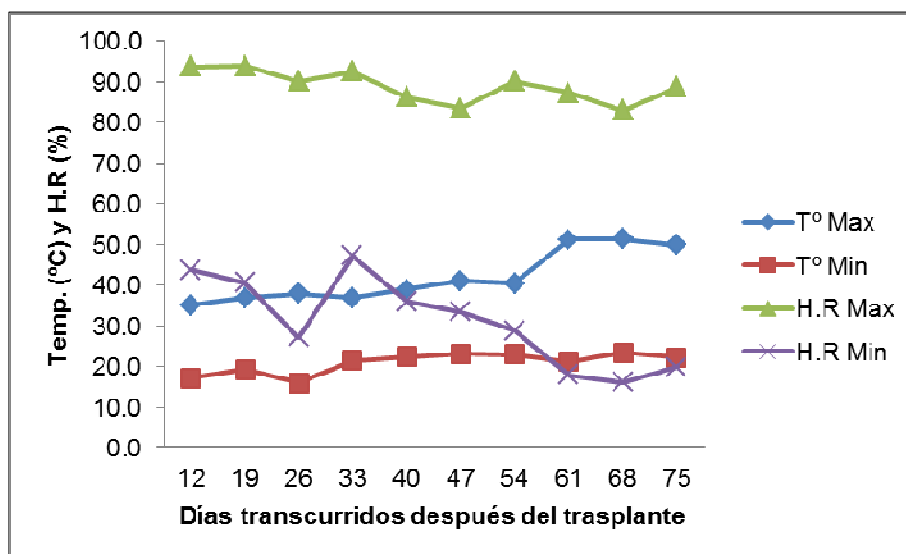


Figura 21. Temperatura y humedad relativa promedio durante el establecimiento del cultivo.

4.2.4. Número de Hojas

El número de hojas fue afectado un 43% sin N y 29% sin P, (Cuadro 15), principalmente a que el crecimiento de las plantas en estos tratamientos se redujo significativamente, debido a la importancia de estos elementos en la división, desarrollo y diferenciación celular, algunas de ellas implicadas y especializadas en la formación de órganos (Taiz y Zeiger, 2002). Sin embargo, la cantidad de hojas en las plantas con ausencia de K no difirió respecto al testigo (Figura 22) a pesar de que el crecimiento en longitud fue limitado, siendo la distancia entre hojas muy corta, lo cual coincide con Rodríguez y Flórez, (2004), posiblemente debido a que el K no forma parte estructural de la planta (Bidwell, 1993) y de acuerdo a los resultados obtenidos, la deficiencia de K pudiera no tener un efecto en la diferenciación de los órganos de la planta, en este caso el número de hojas.

Cuadro 15. Comparación de medias respecto a número de hojas, en cada fecha de evaluación.

Tratamiento	Días transcurridos después de trasplante									
	12	19	26	33	40	47	54	61	68	75
Completa	6a	8.17a	11a	13.33a	15.5a	17.33a	19.5a	21.33a	23a	25a
Sin N	6a	6.33b	7.83c	9.5b	10.5c	11c	11.83c	12.5c	13.17c	14.33c
Sin P	6a	8.17a	9.33b	10.5b	11.67b	13b	14.17b	15.33b	16.5b	17.83b
Sin K	6a	8.67a	11.67a	14a	15.67a	17.33a	18.67a	20.33a	22a	23.5a
Sin Ca	6a	8.83a	11.5a	13.83a	15.5a	17.33a	19.17a	21a	23a	24.67a
Sin Mg	6a	9a	11.33a	13.83a	15.83a	17.67a	19.17a	21a	22.5a	24.17a

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

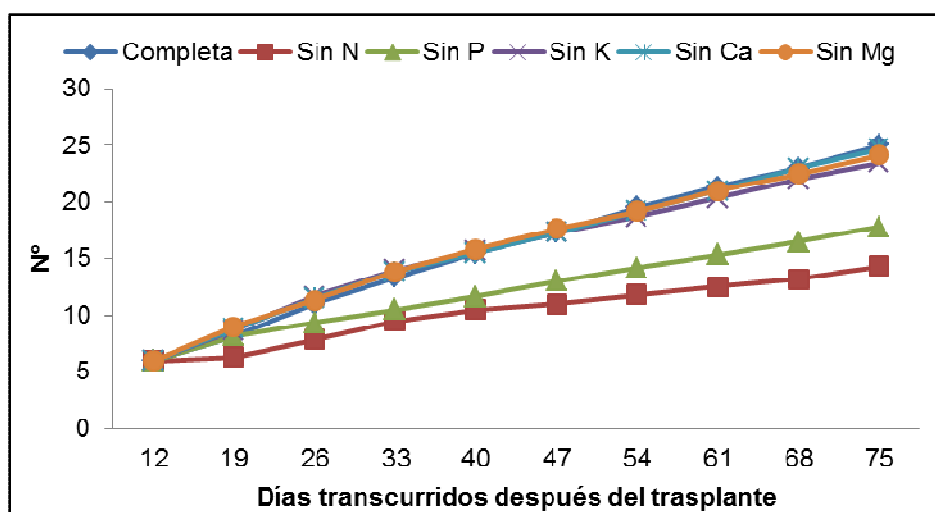


Figura 22. Acumulado de número de hojas, durante el periodo de evaluación correspondiente a la cosecha 1.

4.2.5. Índice de Brotación

La moringa tiene la característica de rebrotar fácil y vigorosamente tras el corte, además del rápido crecimiento en los diferentes brotes, similar al del tallo principal que va de 2 a 4.5 cm por día en promedio (Cuadro 12 y Cuadro 13), lo que la convierte en una planta excelente para la producción de forraje, de ahí la importancia de considerar la respuesta de la moringa para generar brotes ante deficiencia nutrimental, la ausencia de N, P y K influyó negativamente en el número de brotes (Figura 23), además, que los brotes resultantes tuvieron una longitud de tallo significativamente reducida con respecto al testigo (Cuadro 13). Esto debido a que la falta de P provoca una reducción en la expansión celular, razón por la cual, las plantas pueden presentar enanismo (Rodríguez y Flórez, 2004), por otra parte el K es un elemento importante para la síntesis y activación de la nitrato reductasa, considerada enzima clave para la asimilación de N, siendo este elemento importante en el desarrollo del tallo y crecimiento del follaje (Sánchez-Chávez, 2006).

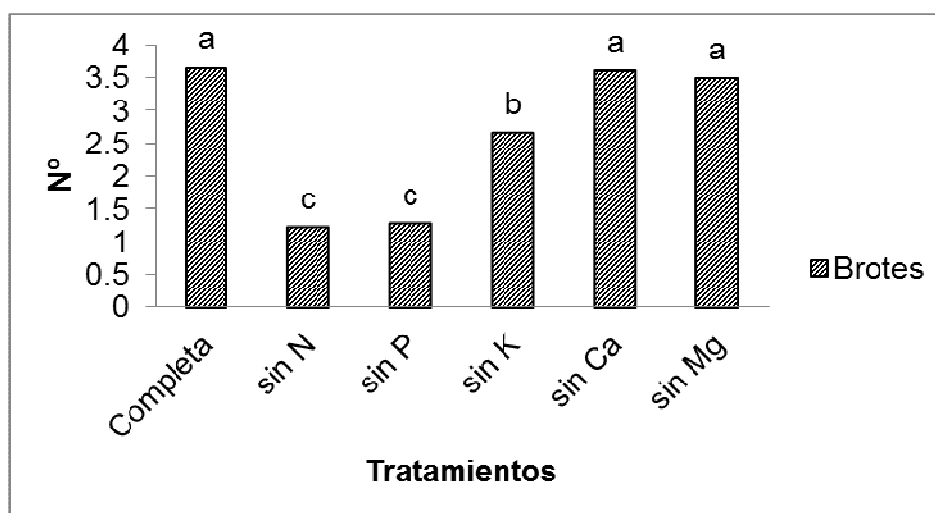


Figura 23. Comparación de medias respecto al índice de brotación.

4.2.6. Desarrollo Radicular

El sistema radicular es uno de los órganos de importancia, ya que es la principal vía por la cual ingresan los nutrimentos. Respecto a la longitud de raíz no hubo diferencia significativa (Cuadro 16), esto posiblemente en función a que el área radicular se encontraba limitada al volumen de la maceta, sin embargo, el ancho de la raíz fue afectado ante la ausencia de N, P y K, al igual que el número de raíces tuberosas, esto debido principalmente a que el P forma parte del ácido fítico, importante en el desarrollo de la raíz (Rodríguez y Flóres, 2004), y el K participa en la translocación de fotosintatos y almacenamiento en la raíz (Uchida, 2000).

El diámetro de raíces en el tratamiento sin N no difirió significativamente con el testigo Cuadro 16, esto debido a que se midió la base de cada raíz tuberosa, visualmente las Figuras 26 y 27 muestran una similitud en el diámetro basal de las raíces, este efecto es debido a que ante la ausencia de N hay una acumulación de carbohidratos (azúcares y almidón) en las hojas y altos niveles de carbono en las raíces, ocasionando un aumento proporcional en la raíz (Boussadia *et al.*, 2010). Sin embargo, la materia seca de la raíz en ausencia de N disminuyó un 26% con respecto al testigo (Cuadro 17).

Cuadro 16. Comparación de medias respecto a las variables consideradas en el sistema radicular.

Tratamientos	Variables			
	Longitud Raíz (cm)	Ancho Raíz (cm)	Nº raíces primarias	Diámetro raíz (mm)
Completa	24.3 a	15.3 a	6.4 a	19.428 a
sin N	24.7 a	7.0 c	2.2 d	17.05 a
sin P	24.2 a	8.0 c	4.2 c	11.768 b
sin K	26.4 a	9.8 bc	4.7 bc	10.644 b
sin Ca	26.0 a	15.0 a	5.3 abc	19.36 a
sin Mg	25.5 a	13.1 ab	5.6 ab	16.027 a

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

4.2.7. Biomasa

La comparación múltiple de medias entre tratamientos, mostró que la producción de materia seca total (Cosecha 1, Cosecha 2 y Raíz), fue afectada un 94.7 % sin N, 92.6 % sin P, 70.5 % sin K, 21.2 % sin Mg y 18.2 % sin Ca, con respecto a la solución completa (Cuadro 17). Sin embargo, la falta de Ca no mostró diferencia significativa respecto al testigo. Vieira *et al.* (2015), no encontraron diferencia estadística en materia seca entre la solución completa y sin Ca, en un periodo de 30 días de suministro de soluciones nutritivas.

Los efectos significativos en la acumulación de biomasa, pudieran atribuirse a que ante la ausencia de N y Mg disminuye la clorofila y por lo tanto la capacidad de fijación de carbono, resultando en una baja producción de materia seca (Boussadia *et al.*, 2010). El K tiene gran influencia en el correcto funcionamiento de los estomas, por lo que su ausencia limita el ingreso de CO₂ a la planta disminuyendo de igual forma la fijación de carbono (Taiz y Zeiger, 2002). Por otra parte, la alta concentración de carbohidratos acumulados en las hojas con la ausencia de N y P (Hermans *et al.*, 2006), no pueden ser sintetizados por falta de energía, siendo indispensable el P para este proceso.

Cuadro 17. Comparación de medias respecto a la biomasa total de la cosecha 1, 2 y sistema radicular

Tratamiento	Materia Fresca		Materia Seca	
	Hoja	Tallo	Hoja	Tallo
Cosecha 1				
				(g)
1 Completa	322.833 a	1117.833 a	85.333 a	193.667 a
2 Sin N	8.493 d	4.915 d	1.855 d	1.093 d
3 Sin P	31.833 d	36.833 d	3.523 d	3.51 d
4 Sin K	84.333 c	222.5 c	30.167 c	46 c
5 Sin Ca	314.333 a	1135.833 a	81 a	184.667 a
6 Sin Mg	248 b	936.833 b	63.333 b	151 b
Cosecha 2				
1 Completa	175.333 ab	412.333 a	44.833 a	72.333 a
2 Sin N	4.650 d	4.090 c	.495 c	.312 c
3 Sin P	11.775 d	14.212 c	1.953 c	1.758 c
4 Sin K	72.090 c	76.945 b	24.167 b	20.833 b
5 Sin Ca	161.833 b	383.667 a	44 a	69.333 a
6 Sin Mg	181.833 a	382.333 a	46.333 a	71.500 a
Raíz				
1 Completa	662.5 a		90.167 a	
2 Sin N	91.5 c		23.833 c	
3 Sin P	116.833 c		26.667 c	
4 Sin K	154.333 c		27.167 c	
5 Sin Ca	559.833 a		81.833 ab	
6 Sin Mg	424.667 b		64.167 b	

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

4.2.8. Proteína Cruda

La comparación de medias entre tratamientos para hoja y tallo reveló que los tratamientos sin N y P fueron los que más influyeron en el contenido de proteína, ya que el N forma parte de la estructura de los aminoácidos los cuales constituyen las proteínas, y su determinación se realiza en base a porcentaje de N total en la planta, por otro lado el P juega un papel fundamental en la transcripción genética de la estructura que tendrán determinadas proteínas (Taiz y Zeiger, 2010). El comportamiento fue similar en los datos de la cosecha 2, los datos se expresaron en gramos de proteína cruda (g P.C) en materia seca (M.S) total acumulada (Figura 24 y 25).

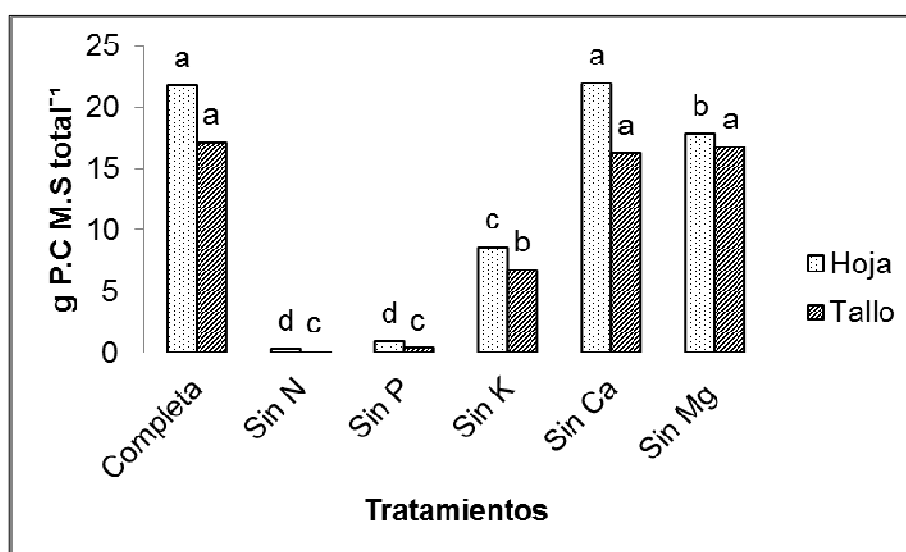


Figura 24. Comparación de medias respecto al contenido de proteína cruda en material vegetal de la cosecha 1.

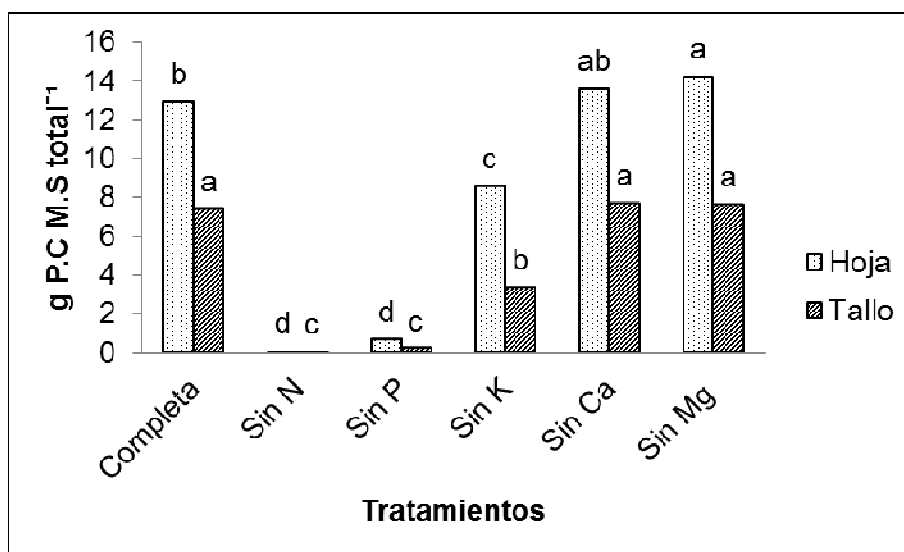


Figura 25. Comparación de medias respecto al contenido de proteína cruda en material vegetal de la cosecha 2.

4.3. Efecto Visual de los Tratamientos en el Desarrollo Radicular

El efecto visual fue significativo en los tratamientos sin N, sin P y sin K, respecto al testigo, el tratamiento testigo (T1), mostró un excelente desarrollo de raíces, comparado visualmente con los demás tratamientos (Figura 26 a la 31), las figuras corresponden solo a la variedad de vaina larga, cabe destacar una expresión similar en el sistema radicular de las plantas de variedad vaina corta.



Figura 26. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva completa (testigo).



Figura 27. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin N.



Figura 28. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin P.



Figura 29. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin K.



Figura 30. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin Ca.



Figura 31. Sistema radicular de plantas evaluadas con solución nutritiva Sin Mg.

4.4. Contenido Mineral en Hoja

El ANVA en el contenido de nutrimentos, no mostró diferencia significativa entre variedades, pero si entre tratamientos. La comparación de medias entre tratamientos mostró como la omisión de N y P influyeron de manera negativa en la acumulación de nutrimentos. La ausencia de K influyó negativamente en la acumulación de N, debido a que el K es un elemento importante para la síntesis y activación de la nitrato reductasa, indispensable para la asimilación de N. La omisión de Mg, repercutió sobre los demás elementos (Cuadro 18).

En el tratamiento sin Ca, se identificó acumulación de este elemento, siendo de 65.5 % menor con respecto al testigo, lo que pudiera atribuirse a una contaminación por parte de los fertilizantes, además, se utilizó sustrato perlita, que de acuerdo con Sonneveld y Voogt, (2009), tiene un 0.8% de CaO, por otro lado, el cultivo de moringa pudiera requerir de menor cantidad de Ca en su etapa inicial. La falta de Ca no influyó sobre los demás nutrimentos, incluso se obtuvo una mayor acumulación de P con respecto al testigo (Cuadro 18).

De acuerdo con Alcántar y Trejo, (2007), el K representa al catión que es absorbido en mayor cantidad por las plantas, sin embargo, bajo la metodología implementada y los resultados obtenidos en el presente trabajo, se muestra una afinidad por parte de la moringa por acumular más Ca que K, a pesar de que la concentración de K en la solución fue mayor que la de Ca. En general, hubo sinergismos y antagonismos en la concentración de cada uno de los macro nutrimentos tras la ausencia inducida en las soluciones nutritivas, además se

observó una mayor acumulación de algunos elementos ante la falta de otros, esto posiblemente a la interacción que existe entre nutrimentos para ingresar a la planta. (Cuadro 18).

El contenido de P y Mg en las hojas, aumentó en el tratamiento sin K con respecto al testigo, debido a que las plantas tuvieron menor crecimiento, lo que ocasionó un aumento de la concentración de nutrimentos en el tejido vegetal. En los tratamientos sin Ca y N, la concentración de P incrementó comparado con la solución completa (Cuadro 19).

Cuadro 18. Comparación de medias respecto a materia seca evaluada en gramos y al contenido de nutrimentos en las hojas, expresado en: gramos de nutriente en el total de materia seca.

Tratamiento	N	P	K	Ca	Mg	Materia
	Nutrimentos (g de elemento en M.S acumulada)					Seca (g)
Completa	3.50 a	0.29 b	1.37 a	1.65 a	0.36 ab	85,33 a
Sin N	0.03 d	0.01 d	0.02 c	0.02 d	0.003 c	1,86 d
Sin P	0.12 d	0.01 d	0.04 c	0.03 d	0.01 c	3,52 d
Sin K	1.38 c	0.26 bc	0.13 c	0.53 c	0.28 b	30,17 c
Sin Ca	3.50 a	0.43 a	1.27 a	0.57 c	0.45 a	81,00 a
Sin Mg	2.85 b	0.23 c	0.60 b	1.01 b	0.04 c	63,33 b

Letras iguales entre una misma columna, representan no significancia, letras diferentes manifiestan diferencia significativa (Tukey $p \leq 0.01$).

Cuadro 19. Comparación de medias de la concentración de nutrimentos en las hojas.

Tratamiento	N	P	K	Ca	Mg
	%				
Completa	4.10 ab	0.34 c	1.60 a	1.94 a	0.42 b
Sin N	2.49 c	0.52 b	0.99 b	0.86 b	0.19 cd
Sin P	3.92 b	0.24 c	1.17 ab	0.90 b	0.36 bc
Sin K	4.57 a	0.86 a	0.42 c	1.74 a	0.90 a
Sin Ca	4.35 ab	0.53 b	1.56 a	0.70 b	0.56 b
Sin Mg	4.52 a	0.37 c	0.95 b	1.59 a	0.07 d

Letras diferentes manifiestan diferencia significativa entre tratamientos (Tukey $p \leq 0.01$).

5. CONCLUSIONES

Los síntomas por deficiencia fueron caracterizados de acuerdo a los efectos observados, solo en los tratamientos sin N, sin P, sin K y sin Mg.

Los síntomas visibles por deficiencia en las hojas de los brotes (Etapa 2), fueron similares a los encontrados en etapa 1.

Las plantas con ausencia de Ca no manifestaron síntomas de deficiencias y no presentaron efectos negativos en el crecimiento, comparadas con las plantas de la solución completa.

Los tratamientos que más afectaron el crecimiento y desarrollo de moringa, en el orden decreciente fueron: sin N, sin P, sin K y finalmente sin Mg.

Respecto al contenido de proteína cruda disminuyó un 99.2 % sin N, 96.5 % sin P, 54 % sin K y 4.8 % sin Mg, con respecto a solución completa.

La concentración de nutrimentos en el tejido vegetal fue variante en los tratamientos, identificando que la ausencia de N y P, influyeron negativamente en la

asimilación de K, Ca y Mg. Además, en ausencia de Ca se incrementó la concentración de P en el tejido vegetal.

De acuerdo a los datos cuantitativos, la moringa demanda una gran cantidad de N, P y K al inicio de su crecimiento, por lo que es importante considerar el suministro de estos elementos antes de la siembra y al momento de la poda vegetativa.

6. BIBLIOGRAFÍA.

- Afrousheh, M., M. Ardalán, and H. Hokmabadi. 2010. Nutrient deficiency disorders in *Pistacia vera* seedling rootstock in relation to eco-physiological, biochemical characteristics and uptake pattern of nutrients. *Scientia horticulturae*, 124(2), 141-148.
- Agbogidi, O. M., and E. M. Ilondu. 2012. *Moringa oleifera* Lam: its potentials as a food security and rural medicinal item. *J. Bio. Innov*, 1, 156-167.
- Ahmed, L. T., I. W. Essam., and A. Y. Abdelgadir. 2014. Effect of Shade on Seed Germination and Early Seedling Growth of *Moringa Oleifera* Lam. *Journal of Forest Products & Industries*, 3(1), 20-26.
- Alcántar, G. G., y L. Trejo. 2007. Nutrición de cultivos. Colegio de Postgraduados. 1ª Edición. Editorial Mundi Prensa. Montecillo, México SA.
- Almanza, A. J. J., D. J. R. Espinoza., L. Rocha., N. Reyes-Sánchez., y B. Mendieta-Araica. 2014. DEGRADABILIDAD RUMINAL DEL FOLLAJE DE *Moringa oleifera* A TRES DIFERENTES EDADES DE REBROTE. *La Calera*, 13(21), 76-81.
- Anicua-Sánchez, R., M. Gutiérrez-Castorena., P. Sánchez-García., C. Ortiz-Solorio., V. H. Volke-Halle., and J. E. Rubiños-Panta. 2009. Tamaño de partícula y relación micromorfológica en propiedades físicas de perlita y zeolita. *Agricultura técnica en México*, 35(2), 147-156.

- Andreau, R., D. Giménez., y J. Beltrano. 2015. Soluciones nutritivas II. Cultivo en Hidroponía. J. Beltrano y DO Giménez (coords.) Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales Universidad Nacional de La Plata. Buenos Aires, Argentina. pp, 91-108.
- Bidwell, R. GS 1993. Fisiología Vegetal. AGT Editor SA México, DF.
- Bolívar, M. I. V., L. A. C. Medellín., y M. M. P. Trujillo. 2016. Efecto de las deficiencias de algunos nutrientes en plantas de lulo (*Solanum quitoense* var. *quitoense*) en etapa de vivero. Revista Facultad de Ciencias Básicas, 5(1-2), 64-81.
- Boussadia, O., K. Steppe., H. Zgallai., S. B. El Hadj., M. Braham., R. Lemeur., and M. C. Van-Labeke. 2010. Effects of nitrogen deficiency on leaf photosynthesis, carbohydrate status and biomass production in two olive cultivars 'Meski' and 'Koroneiki'. *Scientia Horticulturae*, 123(3), 336-342.
- Cakmak, I. 2005. The role of potassium in alleviating detrimental effects of abiotic stresses in plants. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, 168(4), 521-530.
- Castaño M, C. A., C. S. Morales L., y F. H. Obando M. 2008. Evaluación de las Deficiencias nutricionales en el cultivo de la mora (*rubus glaucus*) en condiciones controladas para bosque montano bajo. *Agron.* 16(1): 75 – 88.
- Castellanos, J. Z., 2009. Formulación de la solución nutritiva. En: Manual de Producción de Tomate en Invernadero. Intagri, S. C. Celaya, Gto., México. ISBN: 978-607-95302-0-4.
- Carranco, Z. M., E. O. Sáenz., E. G. Ornelas., H. B. Barragán., y J. A. Ruiz. 2016 EVALUACIÓN DE LA MORINGA (*MORINGA OLEÍFERA* L.) COMO ALTERNATIVA FORRAJERA DE ALTO CONTENIDO NUTRICIONAL PARA LAS PARTES BAJAS DEL ESTADO DE NUEVO LEÓN.

- Correndo, A. A., y F. O. García. 2012. Concentración de nutrientes en planta como herramienta de diagnóstico: Cultivos extensivos. International Plant Nutrition Institute, N° 14, 1-8.
- Cruz da Silva, A. V., A. R. Ferreira dos Santos., A. da Silva Léo., R. Barroso Feitosa., C. Santos Almeida., G. Melo da Silva., and M. S. Alves Rangel. 2012. Moringa genetic diversity from germplasm bank using RAPD markers. Tropical and subtropical agroecosystems, 15(1).
- De Jesús Juárez Hernández, M. 2006. Propuesta para la formulación de soluciones nutritivas en estudios de nutrición vegetal. Interciencia, 31(4), 246-253.
- Díaz, J., M. del Rayo., y H. P. Rosiles Villalobos. 2016. Determinación analítica del plomo en diferentes labiales comerciales.
- Doria, J. 2010. Generalidades sobre las semillas: su producción, conservación y almacenamiento. *Cultivos Tropicales*, 31(1), 00-00.
- De la Roza-Delgado, B.; A. Martínez., A. Argamentería. 2002. Determinación de materia seca en pastos y forrajes a partir de la temperatura de secado para análisis. *Pastos*, 32 (1), 91-104.
- Espinosa, N., A. López., y J. Martínez., 2013. Áreas con Alto Potencial Agroecológico Para el Cultivo de Moringa (*Moringa oleífera* L.) Para la Producción de Biocombustibles en el Estado de Chiapas, México. INIFAP. Chiapas México.
- Falasca, S., y M. A. Bernabe. 2008. Potenciales Usos y Delimitación del Área de Cultivo de Moringa oleífera en Argentina. Revista virtual REDESMA.

- Favela, C. E., R. P. Preciado., y M. A. Benavides. 2006. Manual para la preparación de soluciones nutritivas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Unidad Laguna, Tlaxiaco, Coahuila. ISBN 96-8844051-5.
- Foidl N., P.S. Makkar H., and K. Becker. 2001. The potential of *moringa oleifera* for agricultural and industrial uses. What development potential for Moringa products ?. Managua, Nicaragua. 2nd.
- Förster, N., I. Mewis., y C. Ulrichs. 2013. *Moringa Oleifera*-Establishment and Multiplication of Different Ecotypes *In Vitro*. Gesunde Pflanzen 65: 21-31. DOI: 10.1007/s10343-013-0291-8.
- Funes-Monzote, F. R., G. J. Martín., J. Suárez., D. Blanco., F. Reyes., L. Cepero., y M. Cala. 2011. Evaluación inicial de sistemas integrados para la producción de alimentos y energía en Cuba. Pastos y Forrajes, 34(4), 445-462.
- Godino, M., T. Vázquez., M. I. Izquierdo., y C. Pérez. 2013. Estudio de la Incidencia de los Factores Ecológicos Abióticos (Temperatura y Humedad) en la Germinación y Desarrollo de la *Moringa oleifera* Lam. Sociedad Española de Ciencias Forestales. DOI: 978-84-937964-9-5.
- Gutierrez, V. O., J. E. Estrada., P. S. García., L. T. Chávez., A. M. Lagunas., y E. C. Román. 2000. Crecimiento y distribución de biomasa en girasol en función del nitrógeno y densidad de población en clima cálido. Terra, 18, 313-323.
- Hermans, C., J. P. Hammond., P. J. White., and N. Verbruggen. 2006. How do plants respond to nutrient shortage by biomass allocation?. Trends in plant science, 11(12), 610-617.

- Hoagland, D. R., y D. I. Arnon. 1950. The Water-Culture Method for Growing Plants Without Soil. The College of Agriculture University Of California, Berkeley. Circular 347, 1-32.
- Hochmuth, G. J., y R. C. Hochmuth. 2001. Nutrient solution formulation for hydroponic (perlite, rockwool, NFT) tomatoes in Florida. Fla. Coop. Ext. Serv. HS, 796.
- Instituto Nacional de Estadística y Geografía. (INEGI) 2014. Prontuario de información geográfica municipal. Recuperado de: <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/mexicocifras/datos-geograficos/19/19021.pdf>
- Janeiro, R. 2014. Análisis Químico del Extracto Celular de Peciolo en Fresa Mediante Laboratorios Portátiles (Tesis de Maestría en Ciencias). Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas, Campus Montecillo, Texcoco, Edo. De México.
- Jáuregui-Zuñiga, D. A. V. I. D., A. Moreno. 2004. La biomineralización del oxalato de calcio en plantas: retos y potencial. REB, 23(1), 18-23.
- Lara, C., L. M. Esquivel-Avila., and N. Peñata. 2011. Native phosphate solubilizing bacteria to increase the crops in the department of Cordova-Colombia. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial, 9(2), 114-120.
- Liñan, T. F. 2010. *Moringa oleifera* El Árbol de la Nutrición. Ciencia y Salud Virtual, Vol. 2 No.1 pp. 130-138. ISSN: 2145-5333.
- Lira-Saldívar, R. H. 2007 (reimpresión 2010). Fisiología vegetal. Trillas, México. 237 p.

- López-Pérez, L., R. Cárdenas-Navarro., P. Lobit., O. Martínez-Castro., y O. Escalante-Linares 2005. Selección de un sustrato para el crecimiento de fresa en hidroponía. *Revista Fitotecnia Mexicana*. Sociedad Mexicana de Fitogenética, A.C. México vol. 28, núm. 2, pp. 171-174.
- Magaña, B. W. 2012. Aprovechamiento Poscosecha de la Moringa (*moringa oleífera*). *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, vol. 13, núm. 2, pp. 171-174.
- Martín, C., G. Martín., A. García., T. Fernández., E. Hernández., y J. Puls. 2013. Potenciales Aplicaciones de *Moringa oleífera*. Una revisión Crítica. *Pastos y Forrajes*, Vol. 36, No. 2, 137-149.
- Martins, C. C., C. G. Machado., D. G. de Santana., and C. Zucareli. 2012. Vermiculite as substrate for germination test of ipe seeds. *Semina: Ciências Agrárias*, 33(2), 533-540.
- Mendieta-Araica, B., E. Spörndly., N. Reyes-Sánchez., F. Salmeron-Miranda., y M. Halling. 2012. Biomass production and chemical composition of *Moringa oleífera* under different planting densities and levels of nitrogen fertilization. *Agroforest Syst.* 87: 81–92. DOI 10.1007/s10457-012-9525-5.
- Miranda-Villagómez, É., J. A. Carrillo-Salazar., M-de-las-N. Rodríguez-Mendoza., M. T. Colinas-León., M. Livera-Muñoz., y E. A. Gaytán-Acuña., 2014. Crecimiento y Calidad del Tallo Floral de *Freesia x Hybrida* en Hidroponía. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 37 (1): 31 – 39.
- Mishra, G., P. Singh., R. Verma., S. Kumar., S. Srivastav., K. K. Jha., and R. L. Khosa. 2011. Traditional uses, phytochemistry and pharmacological properties of *Moringa oleífera* plant: An overview. *Der Pharmacia Lettre*, 3(2), 141-164.

- Moyo, B., P. J. Masika., A. Hugo., and V. Muchenje. 2011. Nutritional characterization of Moringa (*Moringa oleifera* Lam.) leaves. *African Journal of Biotechnology*, 10(60), 12925-12933.
- Mofijur, M., H.H. Masjuki., M.A. Kalam., A.E. Atabani., I.M. Rizwanul Fattah., y H.M. Mobarak. 2014. Comparative evaluation of performance and emission characteristics of Moringa oleifera and Palm oil based biodiesel in a diesel engine. *Industrial Crops and Products* 53 78– 84.
- Múnera-Vélez, G. A. 2014. El P elemento indispensable para la vida vegetal. Edición. Universidad Tecnológica de Pereira. Colombia.
- Nouman, W., M. T. Siddiqui., S. M. A. Basra., R. A. Khan., T. Gull., M. E. Olson., and H. Munir. 2012. Response of Moringa oleifera to saline conditions. *Int J Agric Biol*, 14, 757-762.
- Olson, M. E. 2002. Combining data from DNA sequences and morphology for a phylogeny of Moringaceae (Brassicales). *Systematic Botany*, 27(1), 55-73.
- Olson M. E., y J. W. Fahey. 2011. *Moringa oleifera*: Un Árbol Multiusos para las Zonas Tropicales Secas. *Mexicana de Biodiversidad*, 82, 1071-1082.
- Oberpaur, C., V. Puebla., F. Vaccarezza., and M. E. Arévalo. 2010. Preliminary substrate mixtures including peat moss (*Sphagnum magellanicum*) for vegetable crop nurseries. *Ciencia e investigación agraria*, 37(1), 123-132.
- Pandey, A., K. Pradheep., Rita. Gupta., E. Roshini Nayar., and D. C. Bhandari 2011. 'Drumstick tree' (*Moringa oleifera* Lam.): a multipurpose potential species in India. *Genet Resour Crop Evol* 58:453–460. DOI 10.1007/s10722-010-9629-6.

- Pahla, I., F. Tagwira., T. Muziri., and J. Chitamba. 2014. Effects of pH, Nitrogen and Phosphorus on the Establishment and Growth of *Moringaoleifera* Lam.
- Pérez, A., T. Sánchez., N. Armengol., y F. Reyes., 2010. Características y potencialidades de *Moringa oleifera*, Lamark. Una alternativa para la alimentación animal. *Pastos y Forrajes*, Vol. 33, No. 4.
- Pérez, R. 2010. Avanza validación de moringa como alternativa forrajera para ovinos. Fundación Produce. Sinaloa, México.[En línea] [http://www. w3.org/TR/xhtml1/DTD/xhtml1-transitional. dtd](http://www.w3.org/TR/xhtml1/DTD/xhtml1-transitional.dtd).[Consultado en mayo de 2010].
- Pérez A, R. 2011. *Moringa oleífera*: una alternativa forrajera para ovinos. Fundación Produce Sinaloa A.C. Universidad Autónoma de Sinaloa.
- Radek, M., and G. P. Savage. 2008. Oxalates in some Indian green leafy vegetables. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 59(3), 246-260.
- Resh, H. M. 2001. Cultivos hidropónicos: nuevas técnicas de producción: una guía completa de los métodos actuales de cultivo sin suelo. Para técnicos y agricultores profesionales, así como para los aficionados especializados (No. 04; SB126. 5, R4 2001.).
- Reyes S, N., E. Spordly., and I. Ledin 2006. Effect of feeding different levels of foliage of *Moringa oleifera* to creole dairy cows on intake, digestibility, milk production and composition. *Livestock Science* 101 24–31. doi:10.1016/j.livprodsci.2005.09.010
- Rodríguez, M., y V. Flórez. 2004. Elementos Esenciales y Beneficiosos. CYTED 2004; FERTI-RIEGO: TECNOLOGÍAS Y PROGRAMACIÓN EN AGROPLASTICULTURA (25-36)

- Rodríguez-Fuentes, H. 2011. Métodos de Análisis de suelos y plantas: criterios de interpretación. 2ª ed. México: Trillas: UANL. ISBN 978-607-17-0593-8
- Rodríguez-Pérez, R. 2011. Alimentación de vacas lecheras con Moringa oleifera fresco o ensilado y su efecto sobre la producción, composición y calidad de leche (Doctoral dissertation, Universidad Nacional Agraria, UNA).
- Romero, N. 1997. Métodos de análisis para la determinación de nitrógeno y constituyentes nitrogenados en alimentos. En Moron, C., Zacarias, I., y De Pablo, S. Producción y manejo de la composición química de alimentos en nutrición. Santiago, Chile.
- Sánchez-del-Castillo, F., L. González-Molina., E. del C. Moreno-Pérez., J. Pineda-Pineda., y C. E. Reyes-González. 2014. Dinámica Nutrimental y Rendimiento de Pepino Cultivado en Hidroponía con y sin Recirculación de la Solución Nutritiva. Rev. Fitotec. Mex. Vol. 37 (3): 261 – 269.
- Sánchez-del-Castillo, F., E. del C. Moreno-Pérez., J. Pineda-Pineda., J. M. Osuna., J. E. Rodríguez-Pérez., y T. Osuna-Encino. 2014. Producción Hidropónica de Jitomate (*solanum lycopersicum* L.) con y sin Recirculación de la Solución Nutritiva. Agrociencia 48: 185-197.
- Sánchez-Chávez, E., J. M. Soto Parra., J. M. Ruiz Sáez., y L. Romero Monreal. 2006. Biomasa, actividad enzimática y compuestos nitrogenados en plantas de frijol ejotero bajo diferentes dosis de potasio. Agricultura técnica en México, 32(1), 23-37.
- Sepúlveda, Y. L., M. C. Díez., N. W. Osorio., F. H. Moreno., y J. D. León. 2014. Caracterización de los síntomas visuales de deficiencias nutricionales de

- plántulas del roble andino en invernadero. *Agronomía Costarricense*, 38(1), 161-173.
- Shavrukov, Y., Y. Genc, and J. Hayes. 2012. The use of hydroponics in abiotic stress tolerance research. *Hydroponics—a standard methodology for plant biological researches*. InTech, 39-66.
- Simon, E. W. 1978. The symptoms of calcium deficiency in plants. *New phytologist*, 80(1), 1-15.
- Sonneveld, C., and W. Voogt. 2009. *Substrates: Chemical characteristics and preparation* (pp. 227-256). Springer Netherlands.
- Snowball, K., y A. D. Robson. 1991. *Carencias y toxicidades nutricionales que afectan al trigo: Una guía para su identificación en el campo*. CIMMYT.
- Steiner, A.A. 1984. The universal nutrient solution. pp. 633-650. In: *Proceedings 6th International Congress on Soils Culture*. Wageningen. The Netherlands.
- Taiz, L., and E. Zeiger. 2002. *Plant Physiology*. 3rd. Ed. Sinauer Associates Inc., Publishers. Sunderland, Massachusetts U.S.A. 623 p.
- Taiz, L. and E. Zeiger. 2010. *Plant physiology* 5th Ed. Sinauer Associates Inc., Publishers. Sunderland, Massachusetts U.S.A. 778 p.
- Trejo-Rangel, R. 2014. *EVALUACIÓN DE SUSTRATOS Y ENARENADOS EN PRODUCCIÓN DE TOMATE BOLA (Solanum lycopersicum L.) EN INVERNADERO*. Tesis. FAUANL.
- Toral, O., Y. Cerezo., J. Reino., y H. Santana. 2013. Caracterización morfológica de ocho procedencias de *Moringa oleifera* (Lam.) en condiciones de vivero. *Pastos y Forrajes*, Vol. 36, No. 4, 409-416.
- Urrestarazu Gavilán, M. 2004. *Tratado de cultivo sin suelo* (No. SB126. 5. T73 2004).

- Uchida, R. 2000. Essential nutrients for plant growth: nutrient functions and deficiency symptoms. Plant nutrient management in Hawaii's soils, 31-55.
- Vieira, H., L. H. G. Chaves., y R. A. Viégas. 2015. DIAGNOSIS OF MACRONUTRIENT DEFICIENCY SYMPTOMS IN SEEDLINGS OF MORINGA (*Moringa oleifera*).
- Yeh, D. M., L. Lin., and C. J. Wright. 2000. Effects of mineral nutrient deficiencies on leaf development, visual symptoms and shoot–root ratio of *Spathiphyllum*. *Scientia Horticulturae*, 86(3), 223-233.
- World Health Organization. 2014. Interim infection prevention and control guidance for care of patients with suspected or confirmed filovirus haemorrhagic fever in health-care settings, with focus on Ebola.