



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO**

**Centro Universitario UAEM Tenancingo**



**GERMINACIÓN Y PRODUCCIÓN DE PLANTULA DE LISIANTHUS (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinners.) var. Mariachi Blue, EN MEZCLAS DE PEAT-MOSS Y ZEOLITA**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**

**PRESENTA:**

**GABRIEL ENRÍQUEZ DIÁZ**

**DIRECTORES DE TESIS**

**Dra. Elizabeth Urbina Sánchez**

**Dr. Luis Miguel Vázquez García**

**Tenancingo, Estado de México**

**Septiembre de 2017**

## RESUMEN

El *lisianthus* (*Eustoma grandiflorum*) es una planta nativa de la región meridional de los Estados Unidos y habita principalmente en las praderas húmedas de Nebraska, Colorado, Texas y norte de México. Se encuentra en forma silvestre en la tierra desértica, pero no es una planta de desierto verdadera. Pertenece a la familia Gentianaceae, es una planta herbácea bienal, cultivada como anual, de tallo erecto, con follaje y flores ornamentales.

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de bioquímica y biología molecular del Centro Universitario UAEM Tenancingo, en dos etapas: la primera etapa consistió en realizar pruebas de germinación con diferentes concentraciones de ácido giberélico  $AG_3$  (0, 1, 100, 150, 200, y  $300 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ), en condiciones de Luz y Oscuridad, se evaluó el porcentaje de germinación. El diseño experimental fue un completamente al azar con arreglo factorial donde los factores a evaluar fueron ácido giberélico y luz-oscuridad. El análisis de los datos se realizó mediante el uso del paquete estadístico SAS. La comparación de medias se hizo con la prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ).

En la segunda etapa se realizó la producción de plántulas de *lisianthus* en diferentes mezclas de peat-moss:zeolita modificada con  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^+$  en las relaciones siguientes: (0:100, 10:90, 20:80, 30:70, 40:60, 50:50, 60:40, 70:30, 80:20, 90:10 y 100:0) las variables a evaluar fueron número de hojas, diámetro ecuatorial de la plántula, largo de raíz, peso seco y peso fresco de plantula. El diseño experimental fue un completamente al azar con arreglo factorial donde los factores a evaluar fueron mezclas de sustratos (con sus once niveles) y nutrimento

(calcio o potasio). El análisis de los datos se realizó mediante el uso del paquete estadístico SAS. La comparación de medias se hizo con la prueba de Tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ).

Los resultados obtenidos para las pruebas de germinación destacan que el mayor porcentaje de germinación se obtiene cuando las plantas fueron expuestas a condiciones de luz y a una concentración de 1 ppm de ácido giberélico, no existiendo diferencias significativas para la interacción Luz-oscuridad y ácido giberélico.

En cuanto a la segunda etapa de producción de plántulas de lisianthus en diferentes mezclas de peat-moss:zeolita modificada con  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^{+}$  se obtuvieron diferencias significativas entre las interacciones mezclas de sustrato y nutrimento  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^{+}$ . Con la mezcla de sustrato peat-moss:zeolita cargada con  $\text{Ca}^{+2}$  en relación 30:70 se encontraron los mejores resultados para las variables diámetro ecuatorial, número de hojas, y peso fresco, mientras que; para la variable peso seco el mejor tratamiento fue la mezcla de sustrato peat-moss:zeolita cargada con  $\text{K}^{+}$  en relación 70:30, en cuanto al largo de raíz no se tuvieron diferencias significativas entre tratamientos.

Finalmente se concluye que para obtener el mayor porcentaje de germinación para la producción de plántulas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi' se presenta cuando está en condiciones de luz, y cuando se aplica de manera exógena 1 ppm de ácido giberélico, mientras que para la producción de

plántula se requiere de un sustrato de la mezcla peat-moos:zeolita modificada con calcio a una proporción de 30/70.

## CONTENIDO

<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>1</b>
1.1. Justificación .....	3
<b>1.2 Objetivos .....</b>	<b>4</b>
1.2.1. Objetivo general.....	4
1.2.2. Objetivos particulares .....	4
<b>2. REVISIÓN DE LITERATURA .....</b>	<b>5</b>
2.1. El cultivo de lisianthus .....	5
<b>2.2. Origen y distribución .....</b>	<b>6</b>
2.2.1. Clasificación taxonómica.....	7
<b>2.3. Propagación del lisianthus .....</b>	<b>7</b>
2.3.1. Propagación asexual .....	7
2.3.2. Propagación sexual.....	9
2.3.1.1. Cultivares.....	9
2.3.1.1.1. Variedades de día cortó.....	9
2.3.1.1.2. Variedades de día largo.....	10
2.3.1.2. Características de las semillas de lisianthus y sus requerimientos de temperatura y luz para su germinación.....	10
<b>2.4. Condiciones medio ambientales para la producción de plántulas de lisianthus .....</b>	<b>11</b>
2.4.1. Emergencia de la radícula. ....	12
2.4.2. Emergencia de tallo y cotiledones.....	12
2.4.3. Desarrollo de las hojas verdaderas.....	13
2.4.4. Plantas listas para trasplante o embarque.....	14
<b>2.5. Manejo del cultivo de lisianthus .....</b>	<b>14</b>
2.5.2. Ciclo de cultivo de lisianthus.....	15
2.5.3. Condiciones ambientales del cultivo de lisianthus .....	16
2.5.3.1. Temperatura.....	16
2.5.3.2. Luz: Intensidad luminosa y fotoperiodo .....	17
2.5.4. Suelo .....	19
2.5.4. Densidad de plantación del cultivo de lisianthus .....	20

2.5.5. Fertilización .....	20
2.5.6. Riego .....	23
2.5.6.1. Trasplante a desarrollo del primer nudo .....	23
2.5.6.2. Desarrollo del primer entrenudo hasta inducción floral .....	24
2.5.7. Prácticas culturales del cultivo de lisianthus .....	25
2.5.7.1. Pinzado .....	25
2.5.7.2. Deshoje .....	26
2.5.7.3. Tutoreo .....	26
2.5.7.4. Desbotonado .....	26
2.5.8. Principales plagas del cultivo de lisianthus .....	27
<b>2.6. Cosecha, empaque y comercialización .....</b>	<b>30</b>
<b>2.7. Sustratos para la propagación de plántulas lisianthus .....</b>	<b>31</b>
2.7.1. Importancia de los sustratos .....	31
2.7.2. Propiedades de físico químicas de los sustratos .....	33
2.7.2.1 Densidad real y aparente .....	33
2.7.2.2. Porosidad .....	35
2.7.2.3. Granulometría .....	36
2.7.2.4. pH .....	36
2.7.2.5. Capacidad de intercambio catiónico .....	37
2.7.3. Clasificación de los sustratos .....	37
2.7.3.1. Sustratos orgánicos .....	37
2.7.3.2. Sustratos inorgánicos .....	38
2.7.4. Principales sustratos utilizados en la propagación .....	39
2.7.4.1. Perlita .....	39
2.7.4.4. Turba (Peat moss) .....	41
2.7.4.5. Vermiculita .....	42
2.7.4.5. Lana de roca .....	43
2.7.4.6. Fibra de coco .....	44
2.7.4.7. Piedra pómez .....	44
2.7.4.8. Tezontle .....	45
2.7.4.9. Zeolita .....	45
<b>2.8. Proceso de germinación de las semillas .....</b>	<b>46</b>

2.8.1. Etapas de la germinación.....	47
2.8.1.1. Etapa 1: de activación.....	47
2.8.1.1.1. Imbibición de la semilla.....	47
2.8.1.1.2. Elongación celular y emergencia de la radícula.....	48
2.8.1.2. Etapa 2: digestión y translocación.....	48
2.8.1.3. Etapa 3: crecimiento de la plántula.....	49
2.8.2. Factores que afectan la germinación.....	50
2.8.2.1. Tipos de dormición.....	50
2.8.2.1.1. Factores externos.....	51
2.8.2.1.2. Factores internos.....	54
<b>2.9. Hormonas.....</b>	<b>57</b>
2.9.1. Auxinas.....	58
2.9.2. Citocininas.....	59
2.9.3. Etileno.....	60
2.9.4. Ácido abscísico (ABA).....	61
2.9.5. Giberelinas.....	62
2.9.5.1. Efecto de diferentes concentraciones de ácido giberélico (AG <sub>3</sub> ).....	65
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>66</b>
3.1. Ubicación del experimento.....	66
3.2. Obtención de semillas.....	66
3.3. Pruebas de germinación de lisianthus.....	66
3.3.1. Diseño experimental.....	67
3.3.2 Producción de plántulas de lisianthus en diferentes mezclas de Peat-moss: zeolita modificada.....	67
3.3.3 .Diseño experimental.....	68
3.3.4. Variables a evaluar.....	69
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>70</b>
4.1. Pruebas de germinación de semillas de lisianthus.....	70
4.2. Producción de plántulas de lisianthus en diferentes mezclas de peat-moss: zeolita modificada.....	76
<b>5. BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>95</b>





## 1. INTRODUCCIÓN

El *lisianthus* (*Eustoma grandiflorum*) es una planta nativa de los Estados Unidos meridionales y habita principalmente en las praderas húmedas de Nebraska, Colorado, Texas y norte de México, es una especie ornamental poco conocida en México, probablemente porque no se cultiva en grandes extensiones, ya que sólo se reportan producción en Arteaga, Coahuila; Zacatepec, Morelos; Villa Guerrero, Estado de México; Tecamachalco, Puebla y Guadalajara, Jalisco. Ésta ornamental está tomando importancia porque es una flor muy atractiva al consumidor por la elegancia y delicadeza de sus flores y por su excelente conservación en florero.

En general la germinación es un proceso que consiste en la absorción de agua, la reactivación del metabolismo y la iniciación del crecimiento del embrión de una semilla, es un proceso complejo y sensible, tanto a las condiciones ambientales (nutrimentos, temperatura, agua y luz) como a las sustancias endógenas del crecimiento (comúnmente conocidas como fitohormonas). Dentro de los factores ambientales, se ha observado que las semillas de muchas especies requieren luz para germinar se considera fotoblastismo positivo y esta respuesta está bajo el control del fitocromo, pero si es inhibida en presencia de la luz entonces se habla de fotoblastismo negativo. Las semillas no fotoblásticas son aquellas cuya germinación es indiferente a la luz. El valor mínimo de luz para estimular la germinación varía para cada especie, pero en condiciones naturales esta puede depender de diferentes factores. La aplicación del ácido giberélico a un en la oscuridad sustituye el requerimiento luminoso (Hernández, 1990). De acuerdo con

Salisbury y Ross (2000), en muchas semillas fotolaterentes o laterentes, la aplicación de giberelinas sustituye la luz u otro requisito ambiental.

El GA<sub>3</sub> induce la síntesis de  $\alpha$ -amilasa, que es la enzima que toma parte en la desintegración de las reservas de almidón durante la germinación de las semillas. Debido a esta función, es bien conocido su uso como promotor o inductor de la germinación en diversos tipos de plantas.

Las semillas de *lisianthus* son muy pequeñas tanto que, 0.692 g contienen cerca de 1000 semillas, por ello es que se comercializan recubiertas (peletizadas). Su germinación normalmente ocurre entre 10 - 15 días. Las temperaturas que se deben mantener en el momento de la germinación van entre 21 - 27 °C durante el día y mayor de 18 °C durante la noche. Sin embargo no existe información confiable sobre la germinación y producción de plántula de *lisianthus*.

En cuanto a los sustratos el estudio de las propiedades físicas y químicas es indispensable para evaluar su desempeño en cultivos hortícolas. Además, es necesario evaluar directamente la respuesta de la planta, de la cual dependerá su manejo adecuado. En México existen yacimientos de zeolitas en 18 Estados; los más estudiados, y posiblemente de mayor importancia, son los de Oaxaca y Sonora (Ostroumov *et al*, 2005). Las zeolitas son minerales del grupo de los aluminosilicatos hidratados, con estructura porosa (porosidad mayor de 40%), que presentan alta capacidad de retención de humedad (25% p/p) y de intercambio catiónico (160-200 cmol<sub>c</sub> kg<sup>-1</sup>) (Bosch y Schifter, 1988). La porosidad de las zeolitas las distingue como sustratos potencialmente apropiados para usarse en

cultivos hidropónicos (Urbina *et al*, 2011), Sin embargo, la información generada en México es escasa.

Teniendo en cuenta estos antecedentes en la presente contribución se plantearon los siguientes objetivos:

### 1.1. Justificación

El lisianthus es considerado como una especie de alto potencial económico para el mercado Nacional e Internacional, por su belleza y gran variedad de colores. Aun cuando no se cuenta con estadísticas sobre su cultivo y comercialización, se ha observado en el mercado, que su aceptación va en aumento, ya que anteriormente era poco conocida y en los últimos años ha aumentado considerablemente su demanda y poco a poco se va posicionando de un sector importante de mercado.

La forma más común de propagación de lisianthus se realiza por medio de semillas, el costo de la semilla oscila entre los \$.50 y \$1.0; Sin embargo esta etapa es complicada ya que al parecer es una planta que requiere luz para germinar, su germinación es desuniforme y lenta, por lo que la mayoría de los productores prefieren comprar plántulas para la producción de flor de corte. El costo por plántula es relativamente alto (\$ 4.5.00), en comparación con un costo de los esquejes de comparado con cultivos de alto valor comercial como: crisantemo, clavel, etc.

Hasta el momento se cuenta con poca o nula información relacionada con la germinación y producción de plántulas de lisianthus y la escasa información que existe no es vasta, ni confiable; ya que en su mayoría es realizada por la empresa SAKATA. Debido a la carencia de información y a la problemática del cultivo surgió la inquietud de realizar el presente trabajo de investigación sobre el cultivo de lisianthus, planteándonos los siguientes objetivos

## 1.2 Objetivos

### 1.2.1. Objetivo general

Evaluar porcentaje de germinación y producción plantulas de calidad de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn) var. 'Mariachi Blue'.

### 1.2.2. Objetivos particulares

Evaluar el efecto de cinco diferentes concentraciones de ácido giberélico, y sus interacciones, en luz y oscuridad, sobre el porcentaje de germinación de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn) var. 'Mariachi Blue'.

Evaluar once proporciones de la mezcla de sustrato peat-moss:zeololita cargada con calcio o patasio, para la producción de plantulas de calidad de de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn) var. 'Mariachi Blue'.

## 2. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. El cultivo de lisianthus

El lisianthus pertenece a la familia Gentinaceae, es una planta herbácea bienal, cultivada como anual, de tallo erecto, con follaje y flores ornamentales (Backes y Finger, 2007). Es una planta nativa de los estados del norte de México y sur de Estados Unidos. Su hábitat natural le permite adaptarse a condiciones de baja humedad relativa y temperaturas, hasta cierto punto, extremas. Se encuentra creciendo a lo largo del cauce de los arroyos y ríos donde siempre tiene acceso al agua (Domínguez, 2008).

Entre las flores para corte, el lisianthus es una planta de gran valor ornamental que está siendo introducida en los mercados internacionales con gran aceptación comercial gracias a sus sucesivos programas de mejora para la obtención de híbridos (Mazuela *et al.*, 2007). El interés actual de la producción de esta especie es principalmente a la gran diversidad de colores de las flores y la alta productividad (Fox, 1998).

Es una especie que se prevé aumente su demanda, ya que es muy atractiva para el consumidor, con gran variedad de colores y buena duración en maceta (Melgares de Aguilar, 1996). Esta planta ornamental está siendo cultivada como flor de corte y de maceta. Su producción y popularidad está creciendo al ser considerada como una de las diez más vendidas en el sistema holandés (Komeoka, 1998, citado por Camargo *et al.*, 2004). Puede presentar tres colores básicos: azul, rosa y blanco (Halevy y Kofranek, 1984). Existen diferencias en

preferencia en los tres mercados consumidores: el europeo prefiere el azul oscuro, en cuanto al japonés y brasileño prefieren el blanco con bordes azules (Camargo *et al.*, 2004). El lisianthus también se divide en flores simples y dobles, siendo el mercado europeo y japonés los que prefieren las primeras, y el americano y brasileño las flores dobles (Corr y Katz, 1997).

## **2.2. Origen y distribución**

El lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) es una planta nativa de la región meridional de los Estados Unidos y habita principalmente en las praderas de Nebraska, Colorado, Texas y norte de México. Se encuentra en forma silvestre en la tierra desértica, pero no es una planta de desierto verdadera. En su tierra nativa, lisianthus se encuentra creciendo a lo largo de los ríos y en tierras bajas donde siempre tiene disponibilidad de agua. A mediados del verano, las plantas silvestres emiten raíces profundas en busca de agua (Croft y Nelson, 1998).

Su hábitat natural son las praderas. Se ha observado en la parte norte de México, Texas, Oklahoma, Kansas, Nebraska, Colorado, Wyoming y Dakota del Sur (Shinner, 1957; Wood y Weaver, 1982). Sin embargo, fue reintroducida por una empresa particular como híbrido F1 a principios de la década de 1980 donde lisianthus tenía un aspecto nuevo y mejorado (Roh y Lawson, 1984). Su introducción en Europa y Japón se hizo en la década de los treinta del siglo XX. A través de sucesivos programas de mejoramiento genético, realizados en su mayoría por empresas japonesas (Olvera, 2004). Actualmente esta planta se cultiva principalmente en Japón, Europa y Estados Unidos debido a la gran diversidad de flores y alta productividad que presenta (Bárbaro *et al.*, 2009).

### 2.2.1. Clasificación taxonómica

Según Base de datos del herbario del jardín botánico de Missouri, cuyo fundamento es Chace & Reven (2009).

*Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinnars, se clasifica de la siguiente manera:

Clase:	-----	Equisetopsida
Subclase:	-----	Magnollidae
Superorden:	-----	Asteranae
Orden:	-----	Gentianales
Familia:	-----	Gentianaceae
Género:	-----	<i>Eustoma</i>
Nombre Científico:	-----	<i>Eustoma grandiflorum</i> (Raf.) Shinnars

### 2.3. Propagación del lisianthus

La propagación por semilla del lisianthus es generalmente el método más comúnmente empleado (Griesbach y Semeniuk, 1988), sin embargo Verdugo (1994) menciona que existe la posibilidad de multiplicación mediante esquejes o tejido *in-vitro*, pero estos tardan más de dos semanas en enraizar y una vez trasplantado, su sobrevivencia es baja.

#### 2.3.1. Propagación asexual

El uso de la propagación vegetativa o asexual de los cultivares es una alternativa en donde se utiliza el método convencional de propagación a través de esquejes

aunado a su fácil enraizamiento; se deben considerar para ello las características de la propagación vegetativa de otras especies herbáceas (Hass y Miske, 1984)

Havely y Kofranek (1984), usaron esquejes de plantas de *lisianthus* en maceta durante el otoño, enraizándolas en perlita, con riego por aspersión intermitente, obteniendo un excelente enraizamiento y una floración normal bajo condiciones de invernadero durante el invierno del mismo año.

De acuerdo con Griesbach y Semeniuk (1988) las poblaciones de plantas son variables con respecto al periodo de floración, longitud del tallo y número de flores, los híbridos de *lisianthus*, pueden ser una alternativa para obtener poblaciones de plántulas más uniformes; sin embargo, los híbridos que hasta hoy se tienen, no han sido reproducidos; esto es porque son sumamente débiles y difícilmente se conservan con vida. Los híbridos pueden ser reproducidos únicamente a través del cruzamiento de dos líneas similares en mejoramiento. La propagación vegetativa de los cultivares selectos representan una alternativa útil para la propagación de la semilla. La propagación convencional por esquejes puede efectuarse, aunque enraízan fácilmente, la adición de calcio con niebla durante la propagación, resulta en la muerte de la yema apical en adición, solo unos cuantos esquejes pueden ser obtenidos en cada grupo de plantas.

Es por ello, que debido a la necesidad de desarrollar un método para la rápida propagación de genotipos seleccionados de *lisianthus* se ha desarrollado un método a través de la propagación por cultivo de tejidos. La multiplicación asexual de clones selectos por el medio del cultivo de tejidos *in vitro*, puede ser valiosa en



lisianthus, es decir la multiplicación individual de plantas seleccionadas que posean características sobresalientes como lo son: la alta productividad, hábito de crecimiento enano, resistencia a enfermedades y rápido crecimiento (Semeniuk y Griesbach, 1987).

### 2.3.2. Propagación sexual

En la actualidad el lisianthus presenta un gran potencial como cultivo ornamental. las semillas de diversos híbridos han sido recientemente introducidas a México y E.U.A. por compañías como Seed Co., Japón y T. Sakata & Co. de Yokahama, Japón (Hartum, 1991). El costo de la plántula es relativamente alto (\$ 4.50), además que presenta una germinación desuniforme, que dificulta la plantación automática en la cama de cultivo (Pérgola *et al.*, 1992).

#### 2.3.1.1. Cultivares

Las variedades se pueden dividir en variedades precoces y menos precoces:

##### 2.3.1.1.1. Variedades de día cortó.

Las variedades precoces son recomendadas para temporadas de días cortos, en este grupo se menciona a Heidi, que es una variedad que presenta flores sencillas con aproximadamente, 10 nudos. Las flores son grandes tipo spray y muy uniformes, existen aproximadamente 14 colores. Se destaca también la variedad Echo primera variedad en el mundo que tiene el 100% de sus flores dobles en forma de conos, presenta 10 nudos sus tallos muy fuertes, capaces de soportar sus pesadas flores, existen nueve colores separados (Croft y Nelson, 1998).

Según Alvarado (1997), indica que la variedad Echo es la que presenta un menor porcentaje de arrosetamiento y la más alta sobrevivencia al trasplante.

#### 2.3.1.1.2. Variedades de día largo.

Las variedades menos precoces son recomendadas para temporadas de días largos y alta intensidad lumínica, lo que permite que sus tallos florales sean más largos. Las variedades presentes en este grupo son: Flamenco, la cual es de flor sencilla con 13 nudos, son un poco más grandes que la variedad Heidi, pero más robusta; Mariachi, tiene flores dobles con 13 nudos, la planta presenta un hábito de crecimiento erecto produciendo una gran cantidad de flores de corte muy uniformes; y Balboa que presenta flores dobles, seis colores diferentes y 11-14 semanas entre siembra y cosecha (Croft y Nelson, 1998). La variedad Flamenco es la que presenta el más alto nivel de arrosetamiento, cerca del 24 % (Alvarado, 1997).

#### 2.3.1.2. Características de las semillas de lisianthus y sus requerimientos de temperatura y luz para su germinación.

Las semillas de lisianthus son pequeñas se cuentan alrededor de 22,000 semillas·g<sup>-1</sup>, y germinan en 10 a 15 días manteniendo las temperaturas del sustrato entre 20 y 25 °C la semilla no se debe cubrir y se debe de suministrar una intensidad de luz mínima de 49 pies candela Dole y Wilkins (2005). Aunque las semillas germinan mejor con alta humedad o niebla, también pueden utilizarse nebulizaciones intermitentes. Después de la germinación las plantas se deben mantener a temperaturas de 21 a 24 y 16 a 18 °C durante el día y la noche,

respectivamente; por 15 a 30 días, después de ese tiempo las temperaturas se pueden reducir a 21 y 16 °C en el día y la noche. El transplante se realiza después de dos a tres meses o cuando el cuarto o quinto par de hojas se hayan formado (Dole y Wilkins, 2005).

Las semillas peletizadas Sakata son revestidas individualmente con materiales sólidos e inertes que modifican su forma (esférico) y tamaño, con esto se asegura un alto estándar de pureza y vigor, mayor precisión y uniformidad en la germinación, reduciendo gastos en mano de obra y cantidad de semillas, incorporación de fungicidas, nutrientes, reguladores de crecimiento, entre otros; rapidez y eficiencia del sembrado ya que se mejora la visualización de las semillas en el suelo o sustrato y además se mantiene un mayor número de semillas viables (Sakata, 2011).

La siembra de *lisianthus* requiere de semilleros y sustratos estériles, con buen drenaje y buena humedad. Las altas temperaturas, alta humedad relativa y baja intensidad luminosa, provocan un crecimiento pobre, susceptibilidad a enfermedades y en ocasiones, hasta la muerte de la plántula; en cambio para tener un buen desarrollo inicial se requiere de una gran cantidad de luz (Sprau, 1985).

#### **2.4. Condiciones medio ambientales para la producción de plántulas de *lisianthus***

Las semillas peletizadas se siembran en charolas para su germinación (una por cavidad), sin cubrir y se mantienen con suficiente humedad para no dejarlas secar y romper la capsula peletizada (Sakata 2004). El sustrato debe tener una

temperatura entre 20 y 24 °C, buena humedad durante el proceso de germinación y un pH entre 6.0 y 6.5, es óptimo para proveer un buen nivel de calcio a las plántulas; algunos productores han tenido éxito colocando las bandejas de plántulas encima de una manta capilar o plástico para mantener mejor la humedad en el sustrato y también este método promueve un desarrollo más uniforme, durante la etapa de la germinación el *lisianthus* requiere de una radiación de 100 a 300 pies candela o 1000 a 3000 lux (Sakata, 2004)

#### 2.4.1. Emergencia de la radícula.

La emergencia de la radícula ocurre entre los 10 a 14 días, siguiendo el desarrollo de las plántulas, se recomienda colocar las bandejas en un invernadero con buena circulación de aire, la temperatura del medio de cultivo se debe mantener entre los 22 y 25 °C. En cuanto a la temperatura ambiente no debe ser excesiva para no tener problemas con arrosamiento (etapa intermedia en que la planta no crece), el cual es difícil de recuperarse. La temperatura del día no debe de sobrepasar 25 °C y la de la noche no debe ser menor de 5 °C. El período más crítico son los primeros 45 días después de germinación, el pH del medio debe ser de 6.0 a 6.2, la CE debe ser menor a  $0.75 \text{ mmhos}\cdot\text{cm}^{-1}$ , ya que son muy sensibles a las altas concentraciones de sales particularmente a las de amonio su concentración en el medio debe ser menor a 10 ppm, en la carga inicial de fertilizante (Sakata, 2004).

#### 2.4.2. Emergencia de tallo y cotiledones.

La emergencia del tallo y los cotiledones es de 14 a 28 días, durante esta etapa la temperatura del medio de cultivo debe ser de 20 a 22 °C y no mayor a los 25 °C.

Otras condiciones ambientales que se deben evitar son niveles de luz baja y humedad excesiva que induce a enfermedades y plántulas etioladas (Sakata, 2004).

Para mejorar la germinación y el enraizamiento, se debe permitir que el medio de cultivo seque ligeramente, antes de volver a regar. El *lisianthus* desarrolla raíces abundantes rápidamente y se desarrolla mejor con poca humedad una vez que los cotiledones se han expandido. La intensidad luminosa debe estar comprendida entre los 4,800 y los 7,500 lux, con lámparas suplementarias HID por un periodo de 12 a 18 horas diarias, durante tres o cuatro semanas siguientes a la expansión de los cotiledones. La iluminación suplementaria es más importante durante los meses invernales para reducir el tiempo del cultivo. El pH en el medio de cultivo debe ser de 6.0 a 6.2; las sales solubles deben ser menores a  $0.75 \text{ mmhos}\cdot\text{cm}^{-1}$ , la concentración de sales de amonio menor a 10 ppm. Se recomienda iniciar la fertilización con 50 a 75 ppm N con la fórmula 14-0-14 o con nitratos de calcio o potasio, una vez que los cotiledones han abierto totalmente. Considerando que esta etapa es muy larga, puede ser necesario fertilizar una o dos veces con la fórmula 20-10-20 a una concentración de 50 ppm, siempre que la concentración de amonio se mantenga baja. Alternar con riegos con agua sola (Sakata, 2004).

#### 2.4.3. Desarrollo de las hojas verdaderas.

El desarrollo de hojas verdaderas es de 28 a 35 días y durante este periodo la temperatura del medio de cultivo debe ser de 18 a 20 °C, no más de 25° C; se debe permitir que el medio de cultivo seque bien antes de regar nuevamente, para

evitar el marchitamiento permanente. Esto promueve el desarrollo radicular, controla el crecimiento de los brotes y el fungus gnats. Poner luz suplementaria con lámparas HID, que suministren de 4,800 a 7,500 lux durante las tres o cuatro semanas siguientes a la expansión de los cotiledones, por 12 a 18 horas al día.

#### 2.4.4. Plantas listas para trasplante o embarque.

Las plántulas estarán listas para el trasplante de 70 a los 90 días (Sakata, 2004).

Por su parte Pergola (1992), menciona que, el trasplante debe realizarse cuando las plántulas tienen entre tres y cuatro hojas verdaderas. Según Dole y Wilkins (2005), el trasplante debe hacerse después de dos o tres meses o cuando el *lisianthus* tenga entre cuatro y cinco hojas que estén bien expandidas. Croft y Nelson (1998), indica que es importante trasplantar la plántula con un sistema de raíz activo, para evitar problemas de pudrición del tallo.

### 2.5. Manejo del cultivo de *lisianthus*

#### 2.5.1. Arrosetamiento

La roseta es una formación de hojas, sin alargamiento del tallo floral (Shön, 1997), Sin embargo, Harbaguh *et al.* (1992) menciona dos tipos de roseta, la roseta y la semirroseta, que es una formación compacta de hojas de la cual se produce un alargamiento de un tallo secundario, el que puede llegar a florecer, pero esta flor es de mala calidad.

El arrosetamiento es un factor que limita la producción del lisianthus, éste, puede alcanzar hasta un 90 % de las plantas, impidiendo su floración en el periodo aceptable de 140 días y un retraso en la cosecha (Pergola, 1992).

Este fenómeno de formar una roseta vegetativa, anula naturalmente el desarrollo del tallo floral y multiplica su masa vegetativa, se puede deber, tanto a la sensibilidad a altas temperaturas, como a bajas temperaturas en estados inmediatos a la germinación, Se ha determinado que temperaturas de día, entre los 30 y 35 °C; y nocturnas, de 20 y 25 °C, conllevan con casi absoluta certeza a la formación de las tan temidas rosetas vegetativas). Si se aumenta la exposición a altas temperaturas aumenta el porcentaje de plantas arrosetadas, Para evitar los problemas de arrosetamiento se pueden realizar tratamientos con bajas temperaturas (vernalización) o tratamientos en base a hormonas Harbaguh *et al.* (1992).

#### 2.5.2. Ciclo de cultivo de lisianthus

De acuerdo con Mazuela *et al.* (2007), el ciclo del cultivo de lisianthus puede durar entre 90 y 120 días dependiendo de la variedad y época de plantación e indica que una vez trasplantado pasa por tres etapas, las cuales se describen a continuación: La primera etapa dura entre 20 y 30 días, periodo en el que la planta tiene un buen desarrollo de raíces, pero poco desarrollo vegetativo. La segunda etapa comprende otros treinta días aproximadamente y se caracteriza por el alargamiento del tallo y la emisión de tallos secundarios en un número de cuatro a

ocho según la variedad. Estos tallos alcanzan una altura entre 30 y 50 cm y aparecen los botones florales.

En la tercera etapa o fase final con una duración de 30 días aproximadamente los botones engrosan y se desarrollan, a la vez que sus pedúnculos se alargan hasta alcanzar su altura definitiva. Posteriormente los botones cambian de color verde al propio de la variedad y finalmente abren. De acuerdo a Melgares (1996), el número de botones oscila entre cuatro y diez por tallo.

### 2.5.3. Condiciones ambientales del cultivo de lisianthus

El crecimiento de lisianthus y la calidad de la flor son afectadas por la intensidad luminosa y la longitud del día. La luz es uno de los factores climáticos más importantes en el desarrollo floral de lisianthus, por eso es importante desde el punto de vista comercial conocer cómo afecta el fotoperiodo el desarrollo y la iniciación floral de esta especie ornamental. Tradicionalmente, la aparición visible de yemas florales y el tiempo de aparición de la primera flor, son utilizados para indicar el efecto del ambiente en el proceso de floración (Islam *et al.*, 2004).

#### 2.5.3.1. Temperatura

Temperaturas entre los 5 y 20 °C son las más eficaces para inducir la elongación del vástago floral, sin embargo, temperaturas de 15 °C por cuatro semanas son eficientes para plantas que presentan cuatro hojas verdaderas y 10 °C por seis semanas para plantas que tienen ocho pares de hojas (Ohkawa *et al.*, 1994). La temperatura tiene un efecto significativo en el tiempo a floración. Las plantas que



crecen en condiciones de temperatura nocturna de 18 °C florecen 11 a 23 días antes que las que crecen a 13 °C (Halevy y Kofranek, 1984).

La sensibilidad a las temperaturas es muy importante en el periodo que va de la siembra a la formación del cuarto par de hojas, se considera que si la planta ha formado entre el quinto y sexto par de hojas, y no ha aparecido el tallo floral, es que ya se ha formado la roseta. Para evitar este problema, se debe asegurar temperaturas de 23 a 25 °C en el día y 18 a 20 °C en la noche, hasta la formación del segundo o tercer par de hojas; a partir de ese momento, la sensibilidad de la planta a las altas temperaturas parece disminuir (Ohkawa *et al.*, 1994). Las temperaturas de día entre 30 y 35 °C y nocturnas 20 y 25 °C provocan la formación de rosetas, lo que ocasiona que no se desarrolle el tallo floral o que la floración se retrase mucho. Otros factores que influyen en el arrosetamiento son: la irradiación, estrés de la planta y sensibilidad varietal (Melgares, 1996). Las especies naturales de *lisianthus* requieren temperaturas bajas de 2.5 a 7.5 °C durante 90 días para impedir la formación de la roseta (Ohkawa *et al.*, 1994).

#### 2.5.3.2. Luz: Intensidad luminosa y fotoperiodo

Las respuestas a la duración diaria de la luz de diversos fenómenos del crecimiento y desarrollo (germinación, formación de estolones y bulbos, elongación de tallos, floración, etc.) están ya claramente establecidas; sin embargo, estas respuestas son complejas y en la mayoría de los casos están asociadas a otros factores ambientales, como la temperatura, o propios de la planta, como su estado de desarrollo. Desde el punto de vista de la producción, en

la mayoría de las plantas ornamentales la respuesta más importante es la floración (Larson, 2004)

El lisiathus es una planta que tiene respuesta favorable a los días largos, por lo que se recomienda la aplicación de luz artificial (6,500 - 9,700 luxes) para completar de 15 a 20 horas de iluminación, ya que a partir de la sexta hoja verdadera los días cortos reducen el periodo de floración pero se obtienen tallos más cortos.

Los niveles óptimos de luz son de (40,000 a 60,000 Lux). Los niveles más altos de luz fomentan un mayor número de botones y buen desarrollo de flores. Sin embargo, la luz excesiva (más de 7,000 p.c./70,000 luxes) puede reducir la longitud del tallo (PanAmerican Seed TM, 2012)

La sombra puede ser necesaria para incrementar la longitud del tallo. Durante el invierno, cuando existen menos de 12 horas luz, puede utilizarse la luz suplementaria (incandescente o HID). Los días largos (más de 14 horas luz) o la interrupción nocturna de 10 P.M. a 2 A.M. aceleran la floración. La luz HID es preferible ya que aumenta la calidad de las flores y disminuye el tiempo de producción (PanAmerican Seed TM, 2012)

Vidalie (1992), menciona que las plantas de lisianthus son heliófilas, ya que requieren de una alta luminosidad y clima soleado para su mejor crecimiento. Según Sakata (2011) la luz ultravioleta intensifica el color de la flor.

El fotoperiodo es el conjunto de los procesos mediante los cuales muchos organismos y vegetales regulan sus funciones biológicas como puede ser el caso

del crecimiento o la reproducción, utilizando como indicador la alternativa día-noche de los diversos días del año, donde encontramos días de larga duración y días de menor duración dependiendo de la estación del año y por lo tanto del ciclo del sol (Hopkins y Huner, 2003).

La floración no se ve influenciada por el fotoperiodo, por lo que no es necesario el uso de técnicas de iluminación para obtenerlas. Pero si podría mejorarse la calidad si se ilumina con luz artificial en épocas de baja radiación (Melgares, 1996)

El lisianthus, debido a la respuesta compleja de los diversos cultivares ha sido clasificada como planta de día neutro o como planta cuantitativa de día largo (Harbaugh, 2007). Por su parte Melgares (1997) menciona que la floración del lisianthus no se ve influenciada por el fotoperiodo, si bien en épocas de días largos la calidad y la cantidad de flores por planta es mayor que en días cortos.

La floración no se ve influida por el fotoperiodo por lo que no es necesario aplicar técnicas de iluminación para obtenerla pero si podría mejorarse la calidad si se ilumina con luz de absorción en épocas de baja radiación como puede ser en invierno que podría reducir el tiempo de floración (Olvera, 2004).

#### 2.5.4. Suelo

El suelo para la plantación debe ser rico en materia orgánica (7 %), debe estar libre de enfermedades y patógenos. La profundidad del suelo no debe ser menor a 45 centímetros y presentar buen drenaje y aireación. Las temperaturas óptimas del suelo se encuentran entre 13 y 23 °C (Croft y Nelson, 1998)

Un suelo bien drenado es esencial para su normal desarrollo, por lo tanto, plantar en camas altas bien preparadas es lo apropiado por ser una planta originaria de praderas semidesérticas no toleran exposiciones a lluvias fuertes, las cuales podrían dañar las raíces con pudriciones, además del daño a tallos y botones florales, que sería irreversible. El lisianthus crece mejor en suelos con un pH entre 6.5 a 6.7 es favorecido con niveles altos de calcio y fósforo, suelos muy bien drenados. Conductividad eléctrica apropiada entre 1 a 1.3 ds cm<sup>-1</sup> y un alto contenido de materia orgánica, las temperaturas óptimas del suelo deben encontrarse entre 13 y 23 °C (Salazar, 2008).

#### 2.5.4. Densidad de plantación del cultivo de lisianthus

Se recomienda un espaciamiento entre una y otra planta de 10 -15 x 15 cm, utilizando una o dos líneas de alambre, para apoyar las varas que tiende a curvarse por el peso de las flores (Verdugo, 1994 y Sakata, 2004).

#### 2.5.5. Fertilización

El lisianthus no requiere alta fertilización. Se debe mantener un equilibrio de 1 – 0.5 – 1.2 de N-P-K. La conductividad eléctrica no debe superar 1.0 mmhos (Vidalie, 1992). De acuerdo con Dole y Wilkins, (2005) el cultivo del lisianthus requiere de altos niveles nutrimentales, ya que la insuficiencia de nutrimentos da como resultado plantas pequeñas, reduce el desarrollo de brotes basales y axilares y conduce a la formación de pocas flores y genera síntomas de deficiencia. Los mismos autores señalan que para plantas en maceta, una vez que las raíces de estas se han establecido en los contenedores se deben fertilizar dos

veces a la semana con 250 ppm de N y K. El lisianthus requiere de altos niveles de potasio y calcio con una relación de 1:1.5. Se recomienda el uso de nitrato de calcio y nitrato de potasio como fertilizantes principales, para mantener los niveles altos de pH (6.5 a 6.8) del sustrato.

Camargo *et al.* (2004), reportan que la absorción de nutrimentos para lisianthus cv. Echo cosechados a 120 días fue: 238.8 N; 157.1 K; 33.9 S; 17.5 Mg; 14.9 P; 10.6 Ca ( $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) y micronutrimentos: 1,281.3 Fe; 294.4 B; 127.1 Mn; 121.1 Cu y 35.8 Zn ( $\text{g}\cdot\text{ha}^{-1}$ ). En la etapa de plántulas fueron utilizados en  $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ : 38.5 N; 1.7 P; 31.6 K; 15.5 Ca; 0.06 Mg; 2.7 S; y micronutrimentos se aplicaron a una dosis ( $\text{g}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) de: 44.8 B; 14.4 Cu; 32.8 Mn; 32.8 Mo y 3.0 Zn; en la fase de crecimiento se utilizaron para los macronutrimentos ( $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ ): 222.6 N; 5.5 P; 172.8 K; 114.3 Ca; 1.0 Mg; 13.4 S y micronutrimentos ( $\text{g}\cdot\text{ha}^{-1}$ ): 67.9 Cu; 196.9 Mn; 195.7 Mo y 5.6 Zn y en la etapa de floración se utilizaron: 114.1 N; 4.1 P, 106.4 K; 80.1 Ca; 0.3 Mg; 8.6 S ( $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$ ) y micronutrimentos ( $\text{g}\cdot\text{ha}^{-1}$ ): 38.1 Cu; 187.9 Mn; 177.2 Mo y 57.6 Zn. Manteniendo la conductividad eléctrica (CE) de la solución nutritiva a  $0.9 \text{ mS cm}^{-1}$ .

Backes *et al.* (2007), obtuvieron buenos resultados en el crecimiento, desarrollo y absorción nutrimental en diferentes cultivares de lisianthus con el uso de la solución nutritiva propuesta por Barbosa *et al.* (2000), la solución nutritiva de Steiner y una solución nutritiva de prueba cuya composición de macronutrimentos de  $\text{NO}_3^-$ ;  $\text{NH}_4^+$ ;  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ ;  $\text{K}^+$ ;  $\text{Ca}^{2+}$ ;  $\text{Mg}^{2+}$  y  $\text{SO}_4^{2-}$  en  $\text{mmol}\cdot\text{L}^{-1}$  fue de: 11.51, 2.88, 1.95, 12.92, 1.51, 0.5 y 1 para la solución de Barbosa; de 9, 3, 1, 7, 4.5, 2 y 3.5 para la solución de Steiner; y de 12.8, 3.2, 0.7, 6.6, 1.5, 2.7 y 3.3 para la solución

nutritiva de prueba. La composición de los micronutrientos B, Cu, Fe, Mn, Mo y Zn en  $\text{mol}\cdot\text{L}^{-1}$  fue de 30, 0.5, 60, 30, 0.5 y 1.5 en las soluciones de nutrientes para la producción de *lisianthus* en hidroponía bajo el sistema de flujo laminar de nutrientes.

Velázquez (2008) reporta que la extracción total nutrimental de *lisianthus* cv. Mariachi fue de 24.1, 4.58, 32.61, 7.79, y 11 de N, P, K, Ca y Mg en  $\text{kg}\cdot\text{ha}^{-1}$  y 171.6, 137.5, 204.1, 86, y 38  $\text{g}\cdot\text{ha}^{-1}$  de Fe, Mn, Zn, B, y Cu, respectivamente.

En relación al potasio se dice que es un nutriente requerido por las células para aumentar su turgencia, mantener su potencial osmótico, en especial las células oclusivas, encargadas de la apertura de los estomas. Se encuentra implicado en la captación de agua del suelo, retención de agua en los tejidos vegetales y transporte a larga distancia de agua y asimilados en el xilema y en el floema. El potasio es requerido también como activador de más de 60 enzimas. Este nutriente tiene ciertos efectos sobre la calidad, debido a que las frutas y verduras que crecen con un aporte adecuado de potasio resisten, durante mucho más tiempo, que las que no han tenido un suministro adecuado de dicho ion.

El calcio es un ion que se encuentra en la planta en forma de pectato, componente importante de las paredes de las células vegetales. Está implicado en la expansión y división celular, influye en el pH celular, estabilidad estructural y permeabilidad de las membranas celulares. Actúa como ión regulador en la traslocación de carbohidratos, por efecto que ejerce sobre las células y paredes vegetales. También juega su papel en el proceso mitótico. Igualmente, ejerce un papel

benéfico, ya que proporciona vigor a la planta, rigidez a la paja y a granos, e interviene en la formación de semillas (Urrestarazu, 2004).

#### 2.5.6. Riego

Según Maldonado y Contreras (2005), el cultivo de *lisianthus* se riega por goteo con un número de líneas que varía de acuerdo al ancho de la “cama de siembra”. En el caso de camas de 1 m de ancho, se utilizan tres líneas de riego, el manejo de riego se puede dividir en tres periodos fundamentales: trasplante a desarrollo del primer nudo; desarrollo del primer entrenudo hasta la inducción floral e inducción a floración.

##### 2.5.6.1. Trasplante a desarrollo del primer nudo

Durante esta etapa es necesario que la planta se establezca y comience a desarrollar raíces. Para ello, en el transcurso de las primeras semanas se deben mantener el suelo con un alto contenido de humedad; incluso en el periodo estival se debe reforzar con riegos aéreos. Una vez que las plantas comienzan la generación de pelos radicales nuevos, los riegos se pueden empezar a distanciar y es el momento de comenzar la fertilización.

El manejo del riego está determinado por la capacidad de retención de humedad de suelos: aquellos que presenta un alto contenido de arcilla no podrán regarse tan seguido como los que tienen un mayor contenido de arena y, en consecuencia, menor retención de humedad. Durante esta fase de desarrollo es fundamental que el cultivo genere un sistema radical sano y vigoroso, el cual se reconoce por la presencia de abundantes fibras de color blanco que abarcan un gran espacio del

suelo. En este momento el desarrollo aéreo de la planta no es tan exuberante como el desarrollo radical y tal situación tiende a confundir a los floricultores que esperan un mayor crecimiento. Del punto de vista de la fertilización durante este estado es conveniente la aplicación de productos que estimulen el desarrollo radical de las plantas.

#### 2.5.6.2. Desarrollo del primer entrenudo hasta inducción floral

En la segunda etapa, en que se produce el crecimiento de las hojas y de las varas es necesaria la aplicación de nitrógeno. Se puede evaluar el programa de fertilización en función del diámetro de tallos, y del ancho y color de hojas. Es en este periodo cuando las hojas aumentan de diámetro. La planta puede llegar a crecer 60 cm y el tallo puede tener un diámetro de 12 a 15 mm. Si la plantación se hace en agosto, en este periodo hay desarrollo de brotes laterales, aumentando la producción de flores por planta. Sin embargo no solamente el nitrógeno es importante; el potasio también lo es, ya que determina la calidad final de la vara, debido a la resistencia que le confiere al tallo. Normalmente en este periodo se pueden usar mezclas de fertilizantes del tipo 23-14-14 (N-P-K), agregando micro elementos y calcio.

El manejo del riego debe permitir airear el suelo, evitando así el desarrollo de *Fusarium oxysporum* o de *Botrytis cinerea*. La primera enfermedad ataca la raíz, tapando los haces vasculares, mientras que la segunda ataca el cuello y provoca muerte de plantas.



Inducción a floración es la fase en que la planta se prepara para el desarrollo de la floración por lo que es fundamental regar, evitando saturar el suelo. Sin embargo, una vez abierta la segunda flor pues culturalmente debería cortarse la primera flor, se puede suspender el riego para permitir la apertura homogénea de al menos dos flores. Ya cosechada la vara, se deben reiniciar los riegos y se comienza a manejar de nuevo la planta siguiendo las etapas descritas anteriormente, en espera de producir una cosecha tres a cuatro meses más tarde.

## 2.5.7. Prácticas culturales del cultivo de *lisianthus*

### 2.5.7.1. Pinzado

Esta práctica consiste en romper la dominancia apical de las plantas cuando presentan menos de tres nudos. Normalmente se debería realizar con dos, dejando un solo nudo con posibilidades de desarrollar brotes laterales que podrán ser varas florales. El riego por sectores tiene que ser homogéneo, puesto que esta práctica demanda una mayor concentración de fertilizantes. Dependiendo de la época en que se realice, el pinzado puede permitir el retraso de la floración desde dos semanas hasta más de un mes. Si no se realiza selección de tallos, puede generar un gran aumento del número de varas, pero delgadas y cortas (Maldonado y Contreras, 2005).

Por otro lado, Griesbach y Semeniuk (1992) menciona que es posible realizar un pinzado a seis o siete nudos una vez que la planta ha alcanzado suficiente altura; de este modo rebrota por los nudos que quedan, y se obtiene un número mayor de

tallos por planta, aunque de menor calidad. La mayoría de los productores no realizan esta labor porque prefieren obtener una calidad mayor.

#### 2.5.7.2. Deshoje

Labor que disminuye el desarrollo de *Botrytis* en el cultivo, al evitar los excesos de humedad por medio de la ventilación a nivel cuello. Al realizarlo se debe dejar las dos primeras hojas, pues ellas trabajan en la elaboración de azúcares, cuando se cosecha la primera producción. El deshoje se puede combinar con aplicaciones de una mezcla de fungicidas (Maldonado y Contreras, 2005).

#### 2.5.7.3. Tutoreo

Para evitar el acame de la planta y obtener tallos derechos deberá establecerse la malla que va a contener a las plantas, es necesario que la malla de alambre o hilo este espaciada en cuadros de 20 cm, se colocaran en promedio de un solo nivel de malla los cuales a su vez estarán sostenidos por “tutoreos” o postes de madera, colocados a lo largo de la cama los cuadros o espacios sirven de guía de siembra para mantener erecta la planta (ICAMEX, 2014).

#### 2.5.7.4. Desbotonado

Es una forma de mejorar la calidad de la vara. El desbotonado consiste en retirar el primer botón floral. Así se puede obtener mayor altura de corte final como también la apertura de más flores a la vez. Sin embargo, si el desbotonado se realiza cuando el tallo floral no está succulento si no que lignificado, se ocasionan daños de presentación en la vara floral (Maldonado y Contreras, 2005).

#### 2.5.8. Principales plagas del cultivo de lisianthus

Dentro de las plagas de importancia que ocasionan daños al cultivo de lisianthus se encuentra la mosquita (*Trialeurodes vaporariorum*), larva minadora (*Lyriomiza sp.*), trips de california (*Frankliniella occidentalis*), pulgones (*Aphis sp.*) (Maldonado y Contreras, 2005).

La araña roja (*Tetranychus urticae*) es un ácaro que succionan la savia de las plantas y causa la pérdida de color en follaje y flores.

La larva minadora (*Lyriomiza trifolii*) desarrolla dentro de las hojas, consumen el parénquima, formando galerías que aumentan de tamaño a medida que la larva crece. Una vez que la larva completa su desarrollo, sale de la hoja y cae al suelo para seguir su ciclo (Maldonado y Contreras, 2005).

La mosca blanca (*Trialeurodes vaporariorum*) es un insecto que succiona la savia y pueden deformar hojas y flores. Debilitamiento de la planta y generación de fumagina debido a liberación de mielecilla sobre la cual se desarrolla un hongo oscuro que deprecia la calidad, se puede controlar con control cultural. Eliminar malezas dentro del invernadero y en sus alrededores. Colocar trampas amarillas en las cabeceras de los invernaderos desde el trasplante (Maldonado y Contreras, 2005).

El Trips californiano (*Frankliniella occidentalis*) es un pequeños insecto cuyas larvas y adultos realizan picaduras en hojas y flores, en donde producen manchas

y decoloraciones, que en caso de ataques fuertes, deprecian parcial o totalmente la flor. Sus daños indirectos son importantes, ya que este insecto es vector del Virus de la marchitez manchada del tomate (TSWV).

Los pulgones (*Aphis sp.*) son insectos que debilitan las plantas y son transmisores de virus que producen mosaicos y necrosis (CMV). Se puede presentar esta plaga durante el almacigo (Maldonado y Contreras, 2005).

Los simphillidos (*Scutigrella sp.*) consumen raíces, produciendo el debilitamiento progresivo y muerte de la planta. Se puede controlar de manera cultural con: aplicaciones de guano antes de plantación, solarización y vaporización (Maldonado y Contreras, 2005).

El fungus gnats o short fly (*Sciara spp, Orfelia spp.*) los adultos son pequeñas moscas de unos 2 mm de largo, viven alrededor de siete a 10 días poseen un cuerpo grisáceo a negro, esbelto, como los mosquitos con piernas largas, antenas y un par de alas, con manchas amarillas, realizan la puesta en las hojas sus huevos son apenas visibles, ovalados, lisos, brillantes y de color blanco semitransparente eclosionan en cuatro a seis días. Las larvas o gusanos son de 5.5 mm de largo y transparente, se desarrollan dentro de las hojas, comiéndose el parénquima situado entre las dos caras de la hoja, formando completado su desarrollo, sale de la hoja y se deja caer al suelo donde realiza la metamorfosis y se transforma en adulto, completando así el ciclo (Maldonado y Contreras, 2005).

Estas moscas aparecen cuando el sustrato está muy húmedo. En sí, la mosca adulta no afecta a la planta, el problema son sus larvas que se comen raíces y

brotos vegetativos nuevos. Los síntomas son marchitamiento repentino, la pérdida de vigor, pobre crecimiento, amarillamiento y pérdida de follaje (Maldonado y Contreras, 2005).

Los adultos se controlan muy bien con trampas hechas con franjas de nylon amarillo embarradas de un pegamento. Sin embargo, nada de esto será suficiente a menos que se revise la cantidad de agua que se aplica en tu sistema (Peña, 1993).

*Botrytis (Botrytis cinerea)* es un hongo que ataca en cultivos invernales, llegando a arruinar plantaciones enteras. La prevención es un factor importante a considerar, por ello es que se debe realizar un adecuado manejo del invernadero, para lograr una buena ventilación. Si la planta ya se estableció, se deben usar los siguientes productos químicos (Corr y Kats, 1997).

*Rhizoctonia (Rhizoctonia sp.)* es un hongo del suelo que puede causar putrefacción de la corona. Esta enfermedad afecta inmediatamente después del trasplante. Para su control se puede utilizar Rubigan (Fenarimol, Dow AgroScience U.S.A.), Rizolex (Metil tolclofos) (Corr y Kats, 1997).

*Fusarium (Fusarium oxysporum)* este hongo puede causar putrefacción de la raíz, marchitamiento vascular (el que es muy severo cuando hay altas condiciones de temperatura, alta concentración de amonio y baja concentración de calcio y boro). Los principales síntomas son: el marchitamiento de la planta y blanqueo del follaje; no tienen control químico (Corr y Kats, 1997).

El virus del Bronceado del Tomate (Tomato Spotted Wild Virus, TSWV), es transmitido por el trips *Frankliniella occidentalis*, provoca deformación de la parte apical de los brotes, los cuales toman un color marrón, y en algunos casos, se pueden ver mosaicos. Si los trips no son controlados, estos pueden diseminar fácilmente la enfermedad. El control de esta enfermedad debe ser preventivo a nivel del vector (Corr y Kats, 1997).

## **2.6. Cosecha, empaque y comercialización**

Al empezar la floración, normalmente, aparece un botón más desarrollado que los demás, que es eliminado tratando de uniformizar la floración y tener en el tallo de dos a tres flores abriendo al mismo tiempo (Domínguez, 2008). El corte de los tallos de lisianthus se realiza cuando tres flores comienzan a abrir. Si se realiza antes, puede ser que no abran muchos capullos terminales, además de que su atractivo para el consumidor es menor. Si por el contrario, se corta con demasiados botones florales abiertos, se pueden producir daños durante la manipulación y el transporte, y su duración en jarrón será menor. Los tallos se cortan escalonadamente según vayan floreciendo. El empaque se realiza dependiendo del volumen visual del bounche dependiendo del número de botones que contenga cada tallo floral, puede llevar de 4 a 10 tallos el ramillete con un costo que oscila entre los \$80, y \$140, luego rebrota por los nudos dejados y da una nueva producción a los tres o cuatro meses, aunque será de menor calidad que la primera (Mazuela *et al.*, 2007).

## 2.7. Sustratos para la propagación de plántulas *lisianthus*

El sustrato es considerado como cualquier medio sólido orgánico, inorgánico o mezcla, que se utilice para cultivar plantas en contenedores, con altura limitada que proporciona a las plantas las condiciones adecuadas para su desarrollo, además de permitir que la solución nutritiva se encuentre disponible para la planta (Burés, 1997).

De acuerdo con Abad y Noruega (1997) un sustrato es aquel material sólido natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o mezclado, permite el anclaje del sistema radical, que desempeña así un papel de soporte para la planta, pudiendo intervenir o no en el proceso de nutrición mineral de la planta.

### 2.7.1. Importancia de los sustratos

Una de las ventajas del uso de sustratos lo constituye el mejor control de plagas y enfermedades de la raíz de diversidad de plantas hortícolas, las cuales son comunes cuando se utiliza el suelo como medio de crecimiento. Para el sistema de cultivo en suelo se han desarrollado diversos métodos de desinfección con la finalidad de incrementar rendimiento y calidad de producto. Entre estos se encuentran: la solarización, vaporización, con el objeto de evitar el uso de moléculas químicas complejas y tóxicas como el bromuro de metilo, metam sodio, entre otros (Chávez *et al.*, 2009).

No obstante, la solarización y vaporización, y los métodos químicos son poco rentables por la superficie a desinfectar así como la cantidad de mano de obra que se necesita para llevarlas a cabo, sin garantizar esto un suelo 100 % libre de fitopatógenos. Por otra parte, en los últimos años la preocupación del consumidor por el cuidado del medio ambiente así como por adquirir productos de calidad llevaron a la prohibición del uso de ciertos productos para la desinfección del suelo, tal como el bromuro de metilo. La presencia de suelos improductivos por sobreexplotación, heterogeneidad, así como por carecer de características físicas y químicas apropiadas para la agricultura, ha llevado a desarrollar las técnicas de cultivo de plantas en maceta o contenedor.

La problemática asociada al manejo de los desechos sólidos, la necesidad de reducir la superficie destinada a los vertederos y la búsqueda de alternativas para el reciclaje de los desechos de origen orgánico, afectan a la sociedad en general (Hidalgo *et al.*, 2009). En tal sentido, la transformación de los desechos en sustratos y el uso adecuado de los mismos para fines hortícolas surge como una alternativa viable, técnica y económica.

Los desechos orgánicos transformados en sustratos mediante técnicas tales como el compostaje o vermicompostaje proveen propiedades adecuadas para el crecimiento de los cultivos, como la reducción del tamaño de partícula que lleva a una mayor retención del agua por el sustrato, el incremento de la capacidad de intercambio catiónico y mejora la capacidad de aireación, las cuales dependerán de la naturaleza de los materiales (Frederickson *et al.*, 2007; Acevedo y Pire, 2007).



## 2.7.2. Propiedades de físico químicas de los sustratos

La primera etapa para el uso de un sustrato es la caracterización del mismo, con el objeto de conocer sus propiedades físico-químicas y biológicas, que determinan el tipo de contenedor, riego y fertilización del cultivo (Cadahia, 2005). De acuerdo con Díaz (2004) para caracterizar los sustratos es indispensable concebir a los sustratos en contenedor como un sistema formado por tres fases: una fase sólida la cual asegura el anclaje del sistema radical y la estabilidad de la planta, una fase líquida que asegure el suministro de agua y nutrimentos a la planta, y una fase gaseosa que asegure el intercambio de oxígeno y bióxido de carbono entre las raíces y el medio externo.

Las raíces crecen dentro del contenedor en un ambiente restringido en ese ambiente, las propiedades físicas y dentro de ellas las relaciones agua-aire del sustrato, cobran gran importancia en la implementación de un sistema de manejo (Valenzuela y Gallardo, 2002). De acuerdo con Bures(1997) la combinación de la estructura generada por las partículas del sustrato en el espacio y las características del material (naturaleza, composición elemental y estructura interna) determinan las propiedades de un sustrato que permite el manejo adecuado de la fertilización y del riego, por lo tanto el éxito del cultivo.

### 2.7.2.1 Densidad real y aparente

La densidad real ( $D_r$ ) es la relación entre la masa o peso de las partículas y el volumen real que ocupan, siendo el volumen real el ocupado por la materia sólida del sustrato incluyendo los poros internos cerrados (Fórmula 1). Se determina por

picnometría. Las partículas de sustrato deben estar inalteradas para determinar la densidad real. Si se utilizan muestras trituradas o pulverizadas, la densidad será más elevada, puesto que se eliminarán los poros internos cerrados.

De acuerdo a Burés (1997), hay dos formas de calcular la  $D_r$  a partir del contenido de materia orgánica (formula 1), considerando que la materia orgánica y la materia mineral tienen densidades reales fijas, se expresa en  $\text{g}\cdot\text{cm}^{-3}$  o  $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$  y partir del contenido de cenizas (C, % referido a materia seca) de la muestra considerando que el sustrato es una muestra de dos componentes, uno orgánico (su materia orgánica) y otro mineral (sus Cenizas) (Fórmula 2) (Burés 1997).

Fórmula 1.

$$D_r = \frac{\text{masa sustrato secado a } 105^{\circ}\text{C}}{\text{volumen de solidos}}$$

Fórmula 2.

$$D_r = \frac{1}{\frac{\% \text{ mo}}{100 * 1500} + \frac{\% \text{ mm}}{100 * 2650}}$$

% mo representa el porcentaje de material orgánica

% mm representa el porcentaje de material mineral

La densidad real  $D_r$  se define como el coeficiente entre la masa de las partículas del medio de cultivo y el volumen que ocupan, sin considerar los poros y huecos. Su valor es propio del material y, a diferencia de  $d_a$ , no depende del grado de

compactación ni del tamaño de la partícula. Para sustancias minerales, la densidad real suele ser próxima a la del cuarzo ( $2.65 \text{ g}\cdot\text{mL}^{-1}$ ), mientras que para los compuestos orgánicos se toma el valor medio de  $1.50 \text{ g}\cdot\text{mL}^{-1}$  (Ansorena, 1994).

La densidad aparente ( $D_a$ ) es la relación entre la masa o peso de las partículas y el volumen aparente que se ocupan se expresa en  $\text{g}\cdot\text{cm}^{-3}$  (Burés, 1997). Se define como la masa seca o materia seca del medio contenido en un centímetro cúbico (Ansorena, 1994).

$$D_a = \frac{\text{peso sustrato seco a } 105^\circ\text{C}}{\text{volumen aparente sustrato}}$$

$D_a$ =densidad aparente

#### 2.7.2.2. Porosidad

La porosidad es el porcentaje de su volumen de un medio de cultivo que no se encuentra ocupado por su fase sólida (Ansorena, 1994). De acuerdo con Burés (1997) la porosidad es el volumen total del sustrato de cultivo no ocupado por partículas orgánicas ni minerales; y su fórmula se describe a continuación:

$$ETP = \left(1 - \frac{D_a}{D_r}\right) \cdot 100$$

Donde:

$D_a$ =densidad aparente

$D_r$ =densidad real

ETP=Espacio poroso total

### 2.7.2.3. Granulometría

Según Burés (1997), la granulometría se determina por tamizado de muestras secas al aire o a la estufa. La importancia de conocer su tamaño de las partículas reside en que éstas definen a su vez el tamaño de los poros situados entre ellas.

Generalmente, los sustratos están constituidos por partículas de distintas propiedades físicas de un sustrato suelen variar considerablemente en función de la distribución porcentual de cada uno de los rangos de tamaños en que estén clasificadas las partículas. Es muy importante que todo sustrato quede definido por esta característica. Alarcón (2000) menciona que para la caracterización así como para la definición de la textura de los suelos existe una normativa sobre el tamaño de las partículas; sin embargo, para los sustratos no están concretados estos rangos y por lo tanto resulta difícil establecer comparaciones entre sustratos con base a los porcentajes de los distintos tamaños de las partículas que componen dicho sustrato. No obstante se menciona que la mejor granulometría de un sustrato es aquella textura media a gruesa, con una distribución del tamaño de los poros entre 30 y 300  $\mu\text{m}$  equivalente a una distribución del tamaño de las partículas entre 0.25 y 2.5 mm, que retiene suficiente agua fácilmente disponible y presenta además, un adecuado contenido de aire (Puustjarvi, 1994).

### 2.7.2.4. pH

El pH (potencial de hidrogeno) es una medida de la acidez o alcalinidad de una solución, indica la concentración de iones hidronio  $[\text{H}_3\text{O}^+]$  presentes en determinadas sustancias (Cepeda, 1991). El pH ejerce sus efectos principales

sobre la asimilabilidad de los nutrimentos, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica. (Cadahia, 2005).

#### 2.7.2.5. Capacidad de intercambio catiónico

La capacidad de intercambio catiónico (CIC) es la capacidad que tiene un sustrato para absorber e intercambiar iones. Se expresa generalmente en miliequivalentes por 100 gramos de sustrato o por litro de sustrato, la CIC es la suma de todos los cationes intercambiables o complejo de cambio (Burés, 1997).

Se considera a la conductividad eléctrica (CE) como el valor recíproco de la resistencia eléctrica, que es la resistencia de una columna de líquido de sección 1 cm<sup>2</sup> y longitud 1 cm; se expresa en dSm o mmho·cm<sup>-1</sup> y expresa de una manera aproximada la concentración de sales ionizadas en la solución del sustrato (Cepeda, 1991).

#### 2.7.3. Clasificación de los sustratos

Atendiendo a los diferentes tipos de materiales utilizados como sustratos, estos se pueden clasificar, según su origen y proceso de manufacturación en orgánicos e inorgánicos de origen natural con o sin manufacturación y sintéticos (Alarcón, 2006). En cuanto a su origen y características fisicoquímicas (Cadahia, 2005) menciona que los materiales pueden ser químicamente activos o inertes.

##### 2.7.3.1. Sustratos orgánicos

Los sustratos orgánicos son todos aquellos que proceden de materiales naturales u orgánicos, ya sea directamente de la producción agrícola y/o sometidos a algún

proceso de descomposición, entre los más conocidos y de uso más común son las turbas, fibra de coco, acícula de pino, cascarilla de arroz, aserrín, composta, lombricomposta entre otras (Alarcón, 2006).

#### 2.7.3.2. Sustratos inorgánicos

Una característica importante que tiene este tipo de sustratos es que no son biodegradables (Infoagro, 2000). Dentro de los sustratos inorgánicos de origen natural, y que no sufren proceso alguno previo a su uso, se incluyen las gravas, las arenas de distintas granulometrías y las tierras de origen volcánico, entre este grupo se encuentran la piedra pómez o “tepojal”, y el tezontle (Alarcón, 2006).

En los sustratos inorgánicos de origen natural, pero con procesos de manufacturación incorporados antes de su uso (normalmente tratamientos con calor), se incluyen la lana de roca, la vermiculita, y la perlita. Además de los sustratos sintéticos que provienen de la síntesis de productos químicos entre los que se encuentran el poliestireno y el poliuretano (Alarcón, 2006).

#### 2.7.4. Principales sustratos utilizados en la propagación

El uso que se les da a los diferentes sustratos depende de gran medida del cultivo y de la finalidad de la actividad a realizar, de ahí que se empiecen a diferenciar diversas tipologías de sustratos: para semilleros, para enraizamiento de esquejes, para forestales (Coll, 2005) y para la producción de cultivos como tal. La producción de almácigos o semilleros cada vez exige más una constancia en las aplicaciones tecnológicas y el conocimiento técnico sobre su elaboración (Guzmán, 2003).

Debido a que estos almácigos se elaboran en bandejas, el sustrato empleado es un factor fundamental, puesto que de este depende en gran parte la calidad de ese almácigo (Quesada y Méndez, 2005). En cuanto al cultivo de plantas en sustratos se requiere de un manejo más específico debido a las limitaciones que impone el contenedor así como el conocimiento de la interacción planta-sustrato, ya que el contenedor impone limitaciones en el volumen disponible de material así como en la retención de humedad y contenido de gases (Méndez, 2007).

##### 2.7.4.1. Perlita

La perlita natural es una roca volcánica vítrea formada por enfriamiento rápido, constituyendo un material amorfo que contiene entre un 2 y un 5 % de agua atrapada y que tiene una densidad aparente de unos 1500 kg de materia seca por m<sup>3</sup>. Este material en su manipulación industrial se granulan y se precalienta de 300 a 400 °C y se vierte en hornos a 1000 °C, donde, por efecto de las altas temperaturas, el agua atrapada se evapora rápidamente, expandiéndose en el

proceso el material para formar una espuma de densidad aproximada a 120 kg de materia seca por  $\text{m}^3$ . La perlita expandida se extrae de los hornos por aspiración y se transporta a los mecanismos de molienda y cribado, donde se obtiene la granulometría deseada. La perlita comercial se expande en distintas granulometrías, siendo generalmente las granulometrías medias (entre 3 y 5 mm) las más apreciadas su densidad aparente varía entre 60 y 200 kg de materia seca por  $\text{m}^3$  (Burés, 1997).

Aunque la perlita suele conocerse por sus características de buena aireación, adecuada retención de agua, estas dependen de la granulometría tomando su capacidad de aireación valores entre 0 y 70 % y el contenido de agua fácilmente disponible hasta el 45 % según la fracción granulométrica analizada. Por ello, es necesario determinar la granulometría para conocer las propiedades que tendrá el material. Además, la perlita comercial suele contener cantidades variables de polvo fino que aumentan con el grado de manipulación, favoreciendo la retención de agua y dificultando la aireación (Burés, 1997).

La perlita expandida es un material casi inerte, que no se descompone biológica o químicamente, si bien se cita que a pH inferiores a cinco puede aparecer fitotoxicidad por solubilización del aluminio. Su pH es neutro (6.5 a 7.2) aunque puede alcanzar valores muy básicos con conductividad eléctrica muy baja (0.01 a  $0.12 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ ), su capacidad de intercambio catiónico es casi nula. No contiene microorganismos, siendo completamente estéril por su proceso de obtención, la perlita puede ser utilizada varias veces, pudiéndose esterilizar mediante vapor de agua (Burés, 1997).



#### 2.7.4.4. Turba (Peat moss)

La turba o peat moss es un material orgánico producido por la descomposición lenta de vegetales; es un sustrato que se extrae de depósitos de restos de vegetación acuática, pantanosa o de ciénega que se encuentran en regiones pantanosas con exceso de humedad y deficiencia de oxigenación, la mayoría de ellos de épocas geológicas remotas que han permanecido activos o congelados durante varios miles de años. Uno de los principales elementos que lo integran son los restos parcialmente descompuestos de musgo del género *Sphagnum moss*. (Bastida 2002).

Según las especies vegetales y las condiciones ecológicas en las que se descomponga, se reconocen tres tipos de turba: 1) bajo, es de agua estancada con carrizos, cañas, sauces y otros, 2) alto, de regiones situadas a elevada altitud y clima frío, con alta precipitación con una gran proporción de musgo, siendo los más utilizados en la horticultura, 3) medianos, desarrollados en condiciones intermedias a las condiciones anteriores (Ansorena, 1994).

La turba de *Sphagnum* ha sido la materia orgánica más usada frecuentemente como un sustrato para la producción comercial de plántulas (De Grazia *et al.*, 2007). Sus características físicas, químicas y biológicas permiten una excelente germinación y crecimiento de las plántulas, pero su costo elevado y explotación no sostenible, ha comenzado a restringir su uso (Fernández *et al.*, 2006).

Jasinski (2008), reporta los principales países productores de peat moss durante 2006 y 2007, así como sus reservas y reservas base, los principales países

productores de turba de todo el continente Americano son Canadá y Estados Unidos de América con una producción de 1250 y 615 (miles de toneladas métricas), respectivamente.

La turba tiene una porosidad alta, lo que le permite una capacidad de retención de humedad también alta ( $477 \text{ mL}\cdot\text{L}^{-1}$ ); sin embargo de ésta agua retenida, alrededor del 40 % se encuentra en forma de difícil disponibilidad para la planta (Bastida, 2002).

Las características químicas reportadas muestran que la turba tiene un pH ácido que oscila desde 3.5 a 5.0. Su conductividad eléctrica depende del grado de descomposición del material (Schmilewski, 2008), siendo la más común entre 0.2 y  $0.7 \text{ dS}\cdot\text{m}^{-1}$ , propias de un material moderadamente descompuesto. La turba es un material con un alto contenido de materia orgánica y bajas concentraciones de nitrógeno lo que infiere que es un material químicamente estable (relación C:N igual a 31); la concentración de nutrientes presentes en el material es variable y depende principalmente del origen de éste (Bastida, 2002).

#### 2.7.4.5. Vermiculita

La vermiculita natural es un mineral cuya composición es la de un silicato hidratado de magnesio y que pertenece al subgrupo de los filosilicatos (arcillas) es de aspecto parecido a las micas, de las que procede por procesos de alteración; existen diversos tamaños y densidades, destinándose generalmente a la horticultura los tipos de 1 a 4 mm y densidad aparente entre 85 y 100 kg de materia seca por  $\text{m}^3$ . Este material tiene una gran capacidad de retener agua

dentro de los espacios interlaminares y también entre las partículas individuales. Es un material muy ligero y adsorbe gran cantidad de nutrientes. El pH de la vermiculita es neutro, si bien debido a la presencia de impurezas procedentes de rocas carbonatadas, la reacción es normalmente alcalina. La capacidad de intercambio catiónico es muy elevada de 90 a 150 meq·L<sup>-1</sup>, similar a la de los materiales orgánicos como la turba; por ello no es correcto agrupar este material junto a otros materiales inorgánicos casi inertes, como la perlita y la arena puesto que sus propiedades químicas y físicas se parece más a los componentes orgánicos. Muchas vermiculitas contienen del 5 al 8 % de potasio y del 9 al 12 % de magnesio asimilables. No adsorbe los aniones Cl<sup>-</sup>, NO<sub>3</sub><sup>-</sup> y SO<sub>4</sub><sup>2-</sup>, sin embargo adsorbe parte de PO<sub>4</sub><sup>-3</sup> que puede formar compuestos insolubles. También pueden fijar grandes cantidades de amonio de forma no asimilables; ayudando a regular la cantidad de nitrógeno disponible para las plantas cuando se utilizan abonos amoniacales.

El principal inconveniente de la vermiculita radica en que se comprime con facilidad, teniendo a colapsarse y disgregarse perdiendo su estructura, por lo que no resulta aconsejable para cultivos de ciclo largo, además de que se dificulta su mecanización de su aplicación en mezclas (Burés, 1997).

#### 2.7.4.5. Lana de roca

La lana de roca (o “rockwool”) consiste en una mezcla de 60 % de diabasa, 20 % de roca calcárea que se vierte en hornos para su fundido a 1000-1100°C, es un medio artificial formado por fibras 0,0005 mm de grueso y 3 mm de longitud, el

producto final puede ser un granulado (copos o gránulos), bloques de propagación o planchas de cultivos. Los gránulos pueden ser hidrófilos o hidrófobos. Los gránulos hidrófilos son para cultivo directo y semilleros y los gránulos hidrófobos para airear en mezclas en sustrato (Burés, 1997).

La lana de roca es un material muy poroso (96 % en volumen) que retiene grandes cantidades de agua y de aire, siendo casi toda el agua fácilmente disponible para las plantas, el pH varía entre neutro y alcalino, se considera un material inerte (Burés, 1997).

#### 2.7.4.6. Fibra de coco

La fibra de coco consiste en partículas de lignina y celulosa, con una relación C:N de 80. Este material tiene elevada capacidad de retención de agua y se ha utilizado tradicionalmente para mejorar las propiedades físicas y químicas de los suelos (Burés, 1997). El mismo autor indico que su pH varía entre 4.0 y 7.0; su conductividad eléctrica puede variar entre 0,1 y 6,0  $\text{dS}\cdot\text{m}^{-1}$ . La capacidad de intercambio catiónico esta entre los 20 y 30  $\text{meq}\cdot\text{L}^{-1}$ . La porosidad total es superior al 80 %, con aireación muy elevada.

#### 2.7.4.7. Piedra pómez

La piedra pómez es una piedra de origen volcánico, casi estéril, que no contiene microorganismos ni semillas de malas hierbas. Su pH es de alrededor de 7, con conductividad eléctrica muy baja y tiene una capacidad de intercambio catiónico baja, aireación elevada y tiene poca agua fácilmente disponible (Burés, 1997).

#### 2.7.4.8. Tezontle

El tezontle, arena volcánica, es un material procedente de las erupciones volcánicas, constituido por silicatos de aluminio, formados por fragmentos de lava porosos, redondeados o irregulares de 2 a 50 mm; en general, el tezontle en su estado natural presenta partículas de tamaños variables, tiene buena aireación, la retención de humedad está en función de las partículas; tezontles de partículas pequeñas presenta un buen drenaje, la densidad aparente va de media a alta; con poco aporte de nutrientes, baja capacidad amortiguadora de cambios de pH, contenido de sales variable, baja capacidad de intercambio catiónico, porosidad del 65 al 70 %, con alta porosidad interna, pH de neutro a alcalino de 7.5 a 8.6, aunque también existe, con pH ácido (Burés, 1997).

#### 2.7.4.9. Zeolita

El término zeolita proviene de las palabras griegas zein (hierve) y lithos (piedra) que significa “piedra que hierve”, fue designado por el suizo Cronstedt en 1756. El término se aplica a un grupo de aluminosilicatos con estructura porosa, que presenta alta capacidad de retención de humedad y de intercambio catiónico, su origen es ígneo por enfriamiento de lava basáltica (Stamatakis *et al.*, 2001). La zeolita clinoptilolita se clasifica así, cuando la relación  $[Na + K] > [Ca]$  y tiene una relación Si:Al de alrededor de 4.5 a 5 (Ming y Mumpton, 1989). Las zeolitas tienen alta capacidad de intercambio catiónico; entre los cationes adsorbidos se encuentran:  $Na^+$ ,  $K^+$ ,  $Ca^{2+}$  y  $Mg^{2+}$ , los cuales, excepto  $Na^+$ , podrían ser

aprovechados por las plantas cuando se emplea como sustrato en cultivos hidropónicos (Urbina *et al.*, 2011).

## **2.8. Proceso de germinación de las semillas**

La semilla es el órgano que permite la dispersión, propagación y perpetuación de las plantas espermatofitas esto se lleva a cabo mediante la transformación de la semilla en un nuevo individuo por el proceso de la germinación (Azcón y Talón 2000). Los mismos autores exponen que la estructura de la semilla y su fisiología están adaptadas para actuar como unidad de dispersión esta posee reservas que sustentarán la nueva plántula hasta que esta pueda establecerse como un organismo fotosintéticamente autotrófico. La semilla representa un proceso de adaptación que asegura el mantenimiento de las especies.

Noggle y Frits (1976), citado por Jiménez (1989) establecen que durante la germinación de las semillas ocurren los siguientes procesos: imbibición en agua, hidratación de los organelos subcelulares, cambios en la organización subcelulares del embrión y el endospermo o cotiledón, cambios en la actividad del fitocromo, activación y síntesis de nuevas enzimas, digestión de reservas alimenticias, translocación de moléculas orgánicas solubles hacia el embrión, síntesis de proteínas y otros constituyentes celulares, incremento en la absorción de oxígeno y la actividad respiratoria, elongación celular, síntesis o activación de reguladores del crecimiento, diferenciación celular, redistribución de metabolitos dentro del eje embrionario y cambio en los niveles de O<sub>2</sub> y CO<sub>2</sub>.

Para que todos estos procesos se lleven a cabo, Hartam y Kester (1987) mencionan que es necesario que se cumplan las siguientes tres condiciones, que la semilla sea viable, es decir, que tengan un embrión vivo y capaz de crecer; que no existan barreras físicas, químicas o fisiológicas para la germinación y que este expuesta a condiciones ambientales apropiadas como: disponibilidad de agua, temperaturas óptimas de acuerdo a la especie, provisión de O<sub>2</sub> y en ocasiones luz.

### 2.8.1. Etapas de la germinación

#### 2.8.1.1. Etapa 1: de activación

En esta etapa se involucran los siguientes procesos de acuerdo al trabajo realizado por Jiménez (1989).

##### 2.8.1.1.1. Imbibición de la semilla

La imbibición es un fenómeno físico y ocurre aún en semillas muertas, está implicada en la reactivación de la semilla bajo ciertas condiciones externas (temperatura, composición del sustrato o suelo y contenido de humedad).

Esta fase tan rápida de absorción de agua provoca perturbaciones temporales en la membrana de la semilla y por consiguiente una pérdida del medio circundante de solutos y diferentes metabolitos de bajo peso molecular (azúcares, ácidos orgánicos, iones, aminoácidos, polipéptidos, entre otros). Al finalizar la fase inicial de la imbibición, las membranas recobran su configuración más estable y se reduce la pérdida de solutos. Uno de los aspectos metabólicos más importantes al inicio de la imbibición es la actividad respiratoria, ésta es fundamentalmente

anaerobia durante los primeros instantes de la imbibición y se transforma en aerobia a medida que la radícula o el eje embrionario atraviesa los tejidos circundantes y la cubierta seminal.

A los pocos minutos de iniciarse la imbibición, comienza la aparición de los ribosomas libres para integrarse en el complejo ternario de iniciación de la síntesis de proteínas. Podemos dividir en dos grupos los genes expresados en el período de imbibición de las semillas viables: 1) aquellos que codifican enzimas y otras proteínas necesarias, para la actividad metabólica celular básica (respiración, síntesis de ácidos nucleicos y proteínas, síntesis de membranas), que están incluidas como proteínas de housekeeping (quehaceres domésticos), y los que pueden estar relacionados en procesos específicos de la germinación.

#### 2.8.1.1.2. Elongación celular y emergencia de la radícula

El primer signo visible de la germinación es la emergencia de la radícula, la cual resulta de la elongación de las células más bien de la división de éstas. En una semilla no durmiente, la emergencia de la radícula puede ocurrir en unas cuantas horas o en varios días después de la siembra y usualmente se considera el final de la etapa 1.

#### 2.8.1.2. Etapa 2: digestión y translocación.

Durante la digestión y la translocación, compuestos como las grasas, proteínas y carbohidratos almacenados en el endospermo, los cotiledones, el perispermo o el gametofito femenino, son digeridos a sustancias más simples, las cuales son



translocadas a los puntos de crecimiento del eje embrionario. Las proteínas almacenadas presentes en la mayoría de las semillas, son fuente de aminoácidos y nitrógeno esencial para la plántula en crecimiento, el almidón, presente en muchas semillas como fuente de energía se convierte en azúcar.

Con la emergencia radicular finaliza la germinación y se inicia el crecimiento de la plántula; se conoce como emergencia radicular el proceso por el que la radícula o eje embrionario rompe los tejidos envolventes y pasa de un metabolismo preferentemente anaeróbico a otro típicamente aerobio. La emergencia indica la finalización de la germinación y el crecimiento de la plántula. Este proceso lo conduce básicamente a la elongación celular y puede estar acompañado por actividad mitótica.

#### 2.8.1.3. Etapa 3: crecimiento de la plántula.

El desarrollo de la plántula resulta de la división celular continua en puntos de crecimiento separados del eje embrionario, seguido por una expansión de las estructuras de la plántula. La iniciación de la división celular en los puntos de crecimiento del eje embrionario, se incrementa el peso fresco y el peso seco de la plántula, pero disminuye el peso total de los tejidos de almacenamiento. La tasa de respiración, medida por la absorción de  $O_2$  aumenta constantemente con el progreso del crecimiento.

Las semillas almacenan durante el proceso embriogénico una serie de sustancias de reserva, características de cada especie. Estas sustancias se acumulan fundamentalmente en los cotiledones y en el endospermo y tienen la misión de

alimentar a la nueva plántula una vez producida la emergencia radicular. Esta relación (fuente-sumidero) finaliza cuando la plántula alcanza competencia fotosintética. Para que las sustancias de reserva puedan entrar a formar parte de las rutas metabólicas del eje embrionario o el embrión, se requiere una hidrólisis previa de la misma para, así, poder ser conducidas a estos órganos en crecimiento a través de las rutas correspondientes (Azcón y Talón, 2000).

## 2.8.2. Factores que afectan la germinación

### 2.8.2.1. Tipos de dormición

La dormición se puede ser primaria o secundaria se refiere a que si la capacidad de germinación de la semilla está impedida antes o después de su dispersión, respectivamente. Esto no es impedimento para que existan otros tipos de dormición. Tal es el caso de las impuestas por las cubiertas seminales duras, las cuales comprimen el embrión, que no suele ser durmiente y le impide germinar. La giberelina es necesaria para la germinación y su ausencia da por resultado inevitable el letargo, este presente o no, un inhibidor. Los principales mecanismos que causan letargo en la semilla o lo prolongan impidiendo la germinación son los siguientes: factores ambientales: exigencia de luz para germinación; positiva o negativa, altas temperaturas, ausencia de agua, factores internos: testa de la semilla que impide el intercambio gaseoso, y presenta efectos mecánicos, inmadurez del embrión, baja concentración del etileno, presencia de inhibidores, ausencia de promotores del crecimiento. Mecanismos de cronometraje:

postmaduración, desaparición de inhibidores, síntesis de promotores del crecimiento (Azcón y Talón 2000).

#### 2.8.2.1.1. Factores externos.

De acuerdo con Jimenez (1989), para la germinación de todos los tipos de semillas es necesario el suministro adecuado de oxígeno, humedad y una temperatura favorable; además algunos clones de semillas necesitan luz y por otra parte, es necesario que el medio circundante esté libre de altas concentraciones de sales inorgánicas, venenos e inhibidores.

Hartam y Kester (1987) mencionan que el contenido de agua es un factor importante en el control de germinación de la semilla, señalan que a una concentración menor del 40 al 60% de agua en la semilla, en base a su peso fresco, no se efectúa la germinación. Las temperaturas elevadas incrementan la absorción de agua, de manera que las temperaturas más altas de las semillas en respiración, pueden causar un aumento en la absorción de agua. Una vez que la semilla germina y emerge la radícula, la provisión de agua en la plántula depende de la capacidad de las nuevas raíces para absorber agua. La cantidad de humedad proporcionada a la semilla en imbibición antes de que salga la radícula es de particular importancia, ya que puede afectar el porcentaje de germinación.

La temperatura es considerada como el factor ambiental de mayor importancia en la regulación de la germinación y el control subsecuente de las plántulas. Las semillas que no han embebido agua, pueden soportar un amplio rango de temperaturas. Sin embargo, después de iniciado el proceso de germinación, la

mayoría de las semillas toleran un rango mucho menor de temperaturas. También este factor puede afectar el porcentaje de germinación, este es por lo general se reduce a temperaturas bajas, pero aumenta gradualmente con la elevación de la temperatura; los procesos respiratorios en las semillas, estimados después de la imbibición, debido a que el embrión está compuesto por células meristemáticas, generalmente se considera que necesita al oxígeno para sostener el incremento en respiración. La imbibición de agua y la elongación celular no requiere oxígeno y es posible que la emergencia de la radícula ocurra en ausencia de  $O_2$ . Sin embargo, el proceso de división celular que involucra la síntesis de metabolitos celulares para procesos aeróbicos requiere necesariamente la presencia de  $O_2$ ; el mecanismo básico de la sensibilidad de las semillas a la luz implica un pigmento fotoquímicamente reactivo llamado fitocromo, ampliamente presente en las plantas. La exposición de las semillas embebidas a la luz roja (660 a 760 nm) hace que el fitocromo de la semilla cambie a fitocromo rojo lejano (Pfr), que estimula la germinación. La exposición a la luz infrarroja (700 a 800 nm) ocasiona un cambio a la forma alterna (fitocromo rojo o Pr) que inhibe la germinación (Hartman y Kester, 1987).

Según Bidwell (2002), la exigencia de luz para romper el letargo es baja: 540-2160 lux durante 1 segundo pueden ser suficientes, pero intensidades más bajas durante periodos más largos cumplen el mismo propósito. La luz se percibe a través del pigmento fitocromo siendo la luz roja promotora de la germinación y la luz roja lejano inhibitoria, ahora se cree que el fitocromo se liga a la membrana cuando se ilumina y ahí media o nula la acción del  $AG_3$  de modo que el

mecanismo de control (sea cual sea su naturaleza exacta) probablemente se asocia con las membranas celulares.

Las semillas de las especies que responden a la luz generalmente no están domesticadas y son ricas en grasas; Se dice que las semillas que requieren luz para germinar son fotolátentes, el término latencia es utilizado para describir de forma general las semillas o yemas que no crecen cuando se exponen a condiciones de humedad, aireación y temperaturas favorables para el crecimiento. Las semillas que germinan normalmente en la oscuridad son inhibidas por la luz, se consideran latentes después de exponerlas a la luz (Salisbury y Ross 2000).

Las exigencias de temperatura y de luz están interrelacionadas, bajo condiciones de temperatura, alternamente algunas semillas que requieren luz germinan en la oscuridad. Ciertos tratamientos químicos con nitrato de plata, tiourea y  $AG_3$  eliminan la exigencia de luz en algunas semillas. Este requerimiento puede localizarse en lugares diferentes al embrión pues en algunas especies los embriones *in vitro* germinan en la oscuridad, la luz roja y el  $AG_3$  tienen un efecto sinérgico; es decir, la combinación de ambos factores estimula la germinación más que ellos por separado. Se ha sugerido que el fitocromo además de su posible papel en la promoción de síntesis de giberelina, o quizás en lugar de él, puede también, a través de su efecto en la permeabilidad de las membranas, facilitar la movilización de la giberelina a los sitios de reacción. Esta idea puede explicar los peculiares efectos de la interacción de luz y temperatura.

En algunas semillas el letargo es impuesto por la presencia de la testa; si ésta se quita la semilla germina. Pueden estar presentes dos tipos de mecanismos: uno bioquímico o fisiológico y el otro puramente mecánico. La testa es casi impermeable a la difusión de los gases y el embrión puede mantenerse en condición de letargo por falta de oxígeno, la estratificación causa un marcado descenso en la cantidad de ABA presente en la testa de estas semillas y es también necesaria para la activación de la síntesis de giberelina. En realidad puede ser que la giberelina no se forme sino hasta más tarde, bajo la influencia de temperatura más cálida, pero su síntesis no tiene lugar a menos que la semilla haya experimentado un periodo de baja temperatura. Hay actualmente tres hipótesis principales sobre la acción del fitocromo: 1) por la activación genética; 2) por la activación enzimática, y 3) por modulación de las propiedades de las membranas. La activación de genes o incluso de enzimas es muy posible y puede explicar algunas respuestas del fitocromo. El fitocromo afecta la permeabilidad de la membrana y muchas respuestas rápidas dependen de un acelerado transporte de iones para que se establezcan respuestas osmóticas. Así, el fitocromo (el pfr, la forma activa) puede afectar la actividad de las enzimas ligadas a las membrana (incluyendo las ATPasas transportadoras de iones) o de otras moléculas reguladoras (particularmente ácido giberélico) (Bidwell, 2002).

#### 2.8.2.1.2. Factores internos.

La longitud del tiempo en el cual las semillas pueden permanecer viables es extremadamente variable y depende tanto de las condiciones de almacenamiento como del tipo de semilla. El periodo de tiempo el cual las semillas permanecen

viables está determinado por factores genéticos y ambientales, siendo de estos un efecto decisivo sobre la longevidad de una semilla dada, ya que permitirán que permanezca viable por un periodo más largo genéticamente posible, o provocaran que esta pierda su viabilidad en una etapa más temprana (Jiménez, 1989).

Las semillas viables de algunas especies de plántulas económicamente importantes, no siempre germinan cuando se exponen a condiciones que se consideran óptimas para su germinación. Tales semillas tienen un periodo persistente de descanso y se clasifican como semillas en letargo o dormancia, esto puede atribuirse de acuerdo con Camacho y Murillo (1987) a causas tales, como: impermeabilidad de las cubiertas al agua y baja permeabilidad a los gases, resistencia mecánica al crecimiento del embrión, permeabilidad selectiva a los reguladores de crecimiento, bloqueos metabólicos y presencia de inhibidores, embriones rudimentarios, adquisición de mecanismos inhibitorios.

En la naturaleza la dormancia juega un papel importante ya que permite la preservación de las semillas y además regula su germinación de manera que coincida con los periodos del año en que haya condiciones naturales favorables para la supervivencia de las plántulas. Sin embargo, bajo condiciones de cultivo la dormancia constituye un serio problema, ya que estas semillas no permiten aprovechar al máximo la capacidad germinativa de los lotes y dificultan las labores de siembra por lo lento y e incompleto de su germinación, además de que requieren tratamientos caros, largos, para que puedan germinar (Camacho y Murillo, 1987).

La cantidad de clorofila que cubre el embrión a medida que las semillas maduran es especialmente importante para determinar si las semillas de una determinada especie serán fotolaterentes (Salisbury y Ross 2000). En general, los embriones que durante la maduración permanecen cubiertos por tejidos maternos con cantidades elevadas de clorofila, requieren luz para germinar, mientras que los que están cubiertos por tejidos maternos con poca o nula clorofila no la necesitan. Aparentemente eso se debe a que la clorofila absorbe las longitudes de onda del rojo e impiden la formación de pfr en los embriones en maduración, por lo que las semillas maduras (de las cuales ha desaparecido la mayor parte de la clorofila) necesitan longitudes de onda del rojo para promover la germinación.

De acuerdo con Salisbury y Ross (2000) en muchas semillas fotolaterentes o laterentes por otras razones, la aplicación de giberelinas sustituye a la luz u otro requisito ambiental. Este resultado sugiere que  $p_{fr}$  puede romper la fotolaterencia provocando las síntesis de giberelinas. La latencia también se puede superar con una giberelina, especialmente una mezcla de  $AG_4$  y  $AG_7$  que a veces es tan eficaz como las  $GA_3$  para romper la latencia de la semilla en concentraciones bajas (Salisbury y Ross, 2000).

De acuerdo con Takaki (2001) las semillas de las plantas se pueden clasificar como insensibles a la luz (germinan independientemente de su presencia o ausencia), fotoblásticas positivas (con requerimiento de luz) o fotoblásticas negativas (cuando la presencia de luz inhibe su germinación).



En semillas se ha reportado que el fitocromo está implicado en el proceso de germinación; el término fitocromo hace referencia a una familia de cromoproteínas que captan y absorben luz en el espectro rojo y rojo lejano. Hasta el momento se han descrito cinco tipos de fitocromo diferentes, y se ha encontrado que fitocromo PhyA (fitocromo A) es el responsable de las respuestas VLFR (respuesta de muy baja fluencia) por inducir el proceso de germinación al permitir a las semillas percibir luz de muy baja intensidad, y que fitocromo PhyB (fitocromo B) capta o detecta los cambios de rojo-rojo lejano (Suárez *et al.* 2011).

Araya *et al.* (2000) menciona que la luz es un requisito absoluto para la germinación de muchas especies. La iluminación parece promover el aumento de la concentración de sustancias promotoras de la germinación o disminuir la concentración de inhibidores, o de una combinación de estos dos efectos (Arteca, 1996).

## 2.9. Hormonas

Hormona es un fitorregulador natural que tiene acción en un lugar de la planta distinto de donde se produce (Villego, 1998).

Las hormonas son factores estimulantes del desarrollo, pero este es uno de sus efectos y no su acción fundamental. En realidad, las moléculas directamente responsables de los procesos del desarrollo son, como es lo general en el metabolismo, las enzimas. Las hormonas son mensajeros cuyo papel sería de un intermediario entre el estímulo (a menudo la luz o la temperatura) y la respuesta de la planta (germinación, floración) conforme al esquema siguiente [Estimulo-

sensor (molécula receptora)-intermediario (hormona)-Efecto (molécula operativa)-respuesta]. Las hormonas se clasifican en cinco grupos bien establecidos: auxinas, giberelinas, citocininas, ácido absícico y etileno; es probable que existan otras hormonas aparte. Además, las plantas presentan inhibidores del desarrollo. Los inhibidores del grupo del ácido abscísico o abscisina deberían realmente considerarse como hormonas, pero manteniendo el concepto tradicional se separan aquí de ellas Rojas y Rovalo (1985).

### 2.9.1. Auxinas

La principal auxina presente en las plantas es el ácido indolacético, (IAA), su estructura es similar a la del aminoácido triptófano, a partir del cual se sintetiza. Se han manufacturado algunas auxinas sintéticas con estructura química similar. El IAA se sintetiza en meristemo apical del sistema aéreo, hojas y semillas. No se transloca en xilema o floema sino que se desplaza por la planta dentro de las células parenquimatosas con tal rapidez que no puede ser explicada sólo por difusión. El movimiento del IAA se denomina transporte polar, debido a que siempre es unidireccional, o polar, a partir de la parte superior del sistema aéreo hacia las raíces. El transporte polar requiere energía y no se debe de la influencia de la gravedad. Si una sección de tallo se invierte, las auxinas siguen desplazándose hacia el extremo de la planta en que se encuentra la raíz (Villego, 1998).

Las auxinas causan elongación celular en plantas. Recuérdese que la elongación celular ocurre en los meristemos apicales justo abajo de la zona de división celular. Al parecer, las auxinas modifican las paredes celulares en esta región de modo que pueden expandirse. El efecto de las auxinas en la expansión de la pared celular es explicado por un mecanismo conocido como hipótesis de crecimiento por acidez. Según esta hipótesis, las auxinas accionan una bomba de protones en la membrana plasmática. Esto hace que desde el citoplasma fluyan iones  $H^+$  (protones) a través de la membrana plasmática hacia la pared celular, con lo que esta se acidifica y se activan algunas enzimas que rompen enlaces entre moléculas de la pared celular. Como resultado, la pared celular se hace flexible y es capaz de estirarse cuando se acumula agua en la vacuola (Rojas y Rovalo, 1985).

### 2.9.2. Citocininas

Las citocininas forman el grupo de hormonas naturales descubierto más recientemente y, por tanto, el menos conocido en su acción y sus efectos. Son hormonas cuya acción típica es activar la división celular y retardar la senescencia de los órganos. Se trata de derivados de la adenina, algunos de los cuales se han encontrado en forma natural en las plantas y otras moléculas son sintéticas (Rojas y Rovalo, 1985).

La síntesis natural de las citocininas no se conoce, pero químicamente basta sustituir con ciertos grupos el  $N_6$  de la adenina, compuesto que se encuentra en

todas las células, de gran importancia biológica por conferirle actividad citocinica; estos grupos son benzilaminopurina, naftalaminopurina, furfurilaminopurina y otros similares (Rojas y Rovalo, 1985).

Los efectos de citocinina en la fisiología del vegetal son varios, pero dos de ellos son típicos y fundamentales. Un efecto es producir una mayor actividad en el ritmo de la mitosis celular. Por lo cual se le ha llamado hormona de la división celular. Otro efecto es retardar el envejecimiento o senescencia de los órganos y los fenómenos a que este da lugar, como el amarillamiento y caída de las hojas, sea por el DNA o porque la presencia de citocinina hace afluir, por un mecanismo no conocido, auxina y nutrientes a las hojas.

Estos efectos fundamentales determinan otros que son realmente notorios en la práctica agrícolas, tales como: la inducción de iniciación del crecimiento de tallos y ramas; el rompimiento del letargo de las yemas y semillas de muchas especies; efecto sobre el fenómeno de dominancia apical, aunque este es muy complejo y parece depender de un balance entre citocininas, giberélinas y auxinas (Rojas y Rovalo, 1985).

### 2.9.3. Etileno

El etileno lo sintetizan las plantas a partir del aminoácido metionina, no hay duda de que el etileno se produce de modo natural por las plantas y que tiene efectos hormonales en el curso normal del desarrollo; sin embargo, es un hecho que muchos tejidos que normalmente forman muy poco etileno elevan la síntesis en tres a 10 veces más si se lacera, quema con ácidos o bases, o se les sujeta a otra

forma de estrés. La acción fundamental del etileno parece ser sobre las membranas celulares (plasmalema y membranas intracelulares, adhiriéndose a un receptor desconocido). Esta hormona tiene efectos morfogénicos por la producción de espínstia en las hojas de tomate e inducción de raíces adventicias. Algunas especies como la piña, son determinadas a florear por aplicación del etileno. Es también conocido su gran efecto sobre la maduración de los frutos, activándola de modo que pueda llegar en poco tiempo a sobre madurez; el etileno es despedido en forma natural por frutos en senescencia (Rojas y Rovalo, 1985).

#### 2.9.4. Ácido abscísico (ABA)

Es un compuesto derivado del ácido mevalónico por una serie de reacciones bien conocidas. La biosíntesis del ABA tiene lugar en los frutos, semillas, raíces, hojas y tallos, es un hecho comprobado que en las hojas se produce un aumento considerable en la producción de ABA como respuesta a una situación de déficit hídrico. En encharcamiento de las raíces, el frío y ciertas alteraciones patológicas también estimulan la producción de ABA en la planta. La luz influye igualmente sobre el contenido de ABA en la planta. Desde los lugares donde es producido, el ABA se transporta rápidamente a toda la planta a través del xilema y el floema. El ABA está implicado en numerosos procesos de vital importancia en el desarrollo de los vegetales como son: regulación de la apertura estomática. Las aplicaciones exógenas de ABA provocan el cierre inmediato de los estomas en las hojas; dormición de yemas y semillas, abscisión de hojas y frutos, inhibición de la síntesis de RNA y proteínas, inhibición del crecimiento de muchas partes de la planta (hipocotilos, radículas, hojas, raíces.) Pérez y Martínez, 1994).

### 2.9.5. Giberelinas

Las giberelinas son compuestos isoprenoides que se supone fundamentalmente proceden del ácido mevalónico, son muy estables y de rápida distribución por el floema, junto con otros compuestos del fotosintetizado. Considerando que la síntesis de giberelinas es muy compleja y costosa, las giberelinas más comúnmente usadas ( $GA_1$  y  $GA_3$ ), así como la mezcla de giberelinas  $GA_4$  y  $GA_7$  (comúnmente llamada  $GA_{4+7}$ ) se obtienen por extracción del medio por el cual creció el hongo *Fusarium moniliforme*. También existe la ruta semi-sintética en la cual se utiliza cierta giberelina obtenida de *Fusarium moniliforme* como el producto de partida para las siguientes transformaciones sintéticas (Grochowska y Mejía, 2003).

La acción fundamental de las giberelinas es sobre el RNA desinhibiendo genes, se ha comprobado que hay un receptor, para la giberelina en la capa de aleurona de la semilla Rojas y Rovalo (1985).

Los efectos de la giberelina son de diversa índole, dos son típicos: uno, es inducir la producción de la asimilasa, que pone la energía a disposición de la célula; otro es la acción sobre el enanismo, al producir crecimiento normal de plantas genéticamente enanas e incluso de especies cuyo natural desarrollo del tallo hace que nunca pasen del estado de roseta, como la col, pues el tratamiento con giberelina alarga los entrenudos y rompe su formación de roseta, otros efectos importantes muestran que hay interacciones de la giberelina con el fitocromo pues el tratamiento con giberelina provoca en ocasiones la germinación de semillas y

yemas, rompiendo el letargo, y la floración de especies de días cortos a largos. Las giberelinas actúan sobre la floración también induciendo partenocarpia y buen desarrollo del fruto, cuando las plantas no tratadas fallan en fructificar, también aumentando el porcentaje de flores masculinas. La interrelación luz-giberelina depende de la especie considerada y del tipo de respuesta bajo control; en realidad, no parece que la función del fitocromo sean la de no impedir, de alguna manera, la síntesis de giberelina, sino más bien la de regular la sensibilidad o respuesta de la planta a la giberelina.

En semillas, las giberelinas tienen un papel importante en el proceso de salida del periodo de latencia y en la germinación. En semillas de manzano durante la etapa media de su estratificación (en temperaturas bajas, ocurre un incremento de nivel de la GA<sub>3</sub>. Las giberelinas son liberadas de sus conjuntos y también sintetizadas de nuevo. El nivel más alto de giberelinas se ha observado en el eje del embrión de las semillas de manzano, trigo, arroz y otras especies (al final de la latencia, si esta tiene lugar). La participación muy activa de la giberelinas al final de la latencia de semillas, fue comprobada también utilizando externamente esta hormona (Grochowska y Mejía 2003).

Durante la germinación las giberelinas son hidrolizadas por las enzimas glicolíticas. Una gran cantidad de AG<sub>20</sub> en forma de glicósidos (AG<sub>20</sub>-D-O-glucosido) presentes en granos de cebada son una fuente potencial de las síntesis de giberelinas libres, independientemente de la síntesis de novo, de éstas durante la germinación. Las formas de giberelinas consideradas como inactivas pueden

ser también las formas de transporte de estas hormonas (Grochowska y Mejía 2003).

Las giberelinas participan en la germinación de muchas plantas. El embrión en la semilla produce giberelinas que inducen otras respuestas fisiológicas implicadas en la germinación; en plantas que requieren ciertas condiciones de iluminación o bajas temperaturas para germinar, el tratamiento con tales compuestos puede sustituir el requerimiento ambiental específico (Viljee, 1994).

Las giberelinas tienen un cometido importante en la producción de enzimas para la germinación de granos y cereales, y su mecanismo de acción se ha estudiado en detalle en semillas de cebada mientras germinan. El embrión de cebada produce giberelinas, que estimulan a la semilla a sintetizar enzimas digestivas. Estas enzimas digieren el almidón almacenado en el endospermo de la semilla, con lo cual dicha sustancia está disponible para la planta joven en la forma de azúcar (Viljee, 1998).

Las giberelinas pueden tener influencia sobre la expresión de algunos genes, por ejemplo, sobre los responsables de la síntesis  $\alpha$ -amilasa, proteasa, fosfatasa y  $\beta$ -glucanasa. Poco después (2-4 horas) de tratar a las semillas de cebada con giberelinas (GA) ocurre la síntesis de las polirribosomas y las membranas de retículo endoplasmático, y después la síntesis de  $\alpha$ -amilasa, lo que procede inmediatamente a la germinación. Las semillas de mutantes deficientes en giberelina no germinan (si no hay GA, no hay germinación). La hipótesis de Ross y Bradbeer dice que el preenfriamiento remueve el bloqueo de la biosíntesis de



giberelinas lo que es muy probable ya que durante la latencia muchas funciones conectadas con el crecimiento son bloqueadas (Grochowska y Mejía 2003).

#### 2.9.5.1. Efecto de diferentes concentraciones de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>)

Las giberelinas han sido directamente implicadas en el control y la promoción de la germinación en diferentes especies (Arteca 1996). Araya *et al.* (2000), encontraron que la adición de giberelinas al medio de cultivo promovió una mayor y más rápida germinación de las semillas de jaúl (*Alnus acuminata* Kunth) *in vitro*, especialmente bajo exposición a la luz. El ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) no eliminó el requerimiento luminoso de las semillas de jaúl, ya que a la oscuridad, ninguna de las concentraciones de ácido giberélico logró alcanzar los porcentajes de germinación observados en semillas colocadas a la luz. Además, que las concentraciones altas (100-500 mg·L<sup>-1</sup>) también promovieron la germinación; pero cuando se compararon con 5 mg·L<sup>-1</sup> presentaron una inhibición de 10 % y de 35 % respectivamente (Araya *et al.*, 2000).

## 3. MATERIALES Y MÉTODOS

### 3.1. Ubicación del experimento

La presente investigación se realizó en el laboratorio de Bioquímica y Biología Molecular del Centro Universitario UAEM Tenancingo, ubicado en Tenancingo, Estado de México en la Carretera Tenancingo - Villa Guerrero km 1.5 en las coordenadas geográficas 18° 58' 07".0 latitud norte y entre los paralelos 99° 36' 41".7 longitud oeste con relación al meridiano de Greenwich, y una altitud de 2055 msnm.

### 3.2. Obtención de semillas

Las semillas peletizadas para las pruebas de germinación y producción de plántula de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) se compraron de la empresa Gloeckner de productora de semillas SAKATA, con un porcentaje de germinación del 98 %, con un contenido de 1000 semillas (0.692 g)

### 3.3. Pruebas de germinación de lisianthus

El 21 de junio de 2014 se comenzó a evaluar el porcentaje de germinación de semillas de lisianthus var 'Mariachi Blue' en cajas de Petri de 8 cm, en las cuales previamente se colocaron 0.9 g de zeogel y se humedeció con 6 mL de diferentes soluciones de ácido giberélico AG<sub>3</sub> a concentraciones de 0, 1, 100, 150, 200, y 300 mg·L<sup>-1</sup>, posteriormente se colocaron en luz y oscuridad. Los tratamientos de luz se les suministró una intensidad luminosa de 1986 luxes con un fotoperiodo de 16 h luz y 8 de oscuridad, las semillas que se mantuvieron en oscuridad se

envolvieron en papel de estraza, para evitar el paso de la luz, ambos tratamientos se mantuvieron a una temperatura promedio 22.7°C máxima y 21.6°C mínima día/noche y una humedad relativa de 91.7% máximo y 66.1% mínimo.

### 3.3.1. Diseño experimental

Para esta primera etapa se utilizó un diseño completamente al azar con arreglo factorial 2 x 6 donde los factores fueron: Intensidad luminosa, luz (1986 luxes) u oscuridad (0 luxes) y concentraciones de  $AG_3$  (0, 1, 100, 150, 200, y 300  $mg \cdot L^{-1}$ ), de tal manera que se conformaron 12 tratamientos con tres repeticiones, cada una de éstas estuvo constituida por 10 unidades experimentales. La variable a evaluar fue porcentaje de germinación cuyos datos se transformaron al arcoseno. Para realizar el análisis de varianza se utilizó el paquete estadístico (SAS institute, 1985). Para la comparación de medias se aplicó la prueba de Duncan y para las interacciones se utilizó la prueba de Sheffé.

### 3.3.2 Producción de plántulas de lisianthus en diferentes mezclas de Peat-moss: zeolita modificada

En la segunda etapa del experimento se produjeron plántulas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue', para lo cual se sembraron semillas en charolas de poliestireno las cuales se llenaron con 11 mezclas de sustrato Peat-moss:zeolita, modificada con  $Ca^{+2}$  o  $K^+$  en las relaciones siguientes: (0:100, 10:90, 20:80, 30:70, 40:60, 50:50, 60:40, 70:30 80:20, 90:10 y 100:0), de tal manera que se conformaron 22 tratamientos con cuatro repeticiones, cada una de ellas consistió de cinco unidades experimentales. Después de la siembra las

semillas se regaron con la solución de ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) a 1 ppm y se colocaron en luz a 1980 luxes, para su germinación. Las plántulas se regaron diariamente a 9:00 a.m. con agua destilada hasta que apareció el primer de hojas verdaderas. Posteriormente hasta alcanzar tres meses de la siembra. Se realizaron dos aplicaciones Muralla Max (Imidacloprid y betacyflutrin) 0.7 mL·L<sup>-1</sup> a la aparición del Fungus nat y otra aplicación una semana después.

A cada una de las mezclas de los sustratos se les determinó su densidad aparente, pH en una relación 2:1 agua destilada:sutarato de acuerdo con Ansorena (1994), la conductividad eléctrica (CE) se evaluó de acuerdo con la metodología registrada por (Urbina *et al.*, 2011). La capacidad de contenedor (CC) se llevó a cabo colocando las muestras en una olla de presión y se saturó a 150 kpa a 120 °C con agua destilada. Se tomó aproximadamente 50 g de muestra humedad y se secó en una estufa a 105 °C por 24 h se dejó enfriar y se tomó su peso, en el laboratorio Agrumlab. El agua disponible se determinó mediante la diferencia entre la capacidad de contenedor (CC) y el punto de marchitamiento permanente, (PMP).

### 3.3.3 .Diseño experimental

El diseño experimental fue un completamente al azar con arreglo factorial donde los factores a evaluar fueron mezclas de sustratos (con sus once niveles) y nutrimento (calcio o potasio). El análisis de los datos se realizó mediante el uso del paquete estadístico SAS. La comparación de medias se hizo con la prueba de tukey ( $\alpha \leq 0.05$ ).

#### 3.3.4. Variables a evaluar

Las variables a evaluar fueron: contenido nutrimental de nitrógeno, fósforo, calcio, potasio y magnesio, el nitrógeno se determinó mediante el método de microkjeldahl, y el fósforo, calcio, potasio, y magnesio, se determinó por el método de digestión húmeda convencional. También se evaluaron las variables, longitud de raíz, diámetro ecuatorial, número de hojas, peso fresco, y peso seco. Para la variable longitud de raíz se utilizó una regla de 30 cm, en el caso de diámetro ecuatorial se utilizó un bermier digital, marca truper y para el peso seco y peso fresco se utilizó una báscula granulométrica.

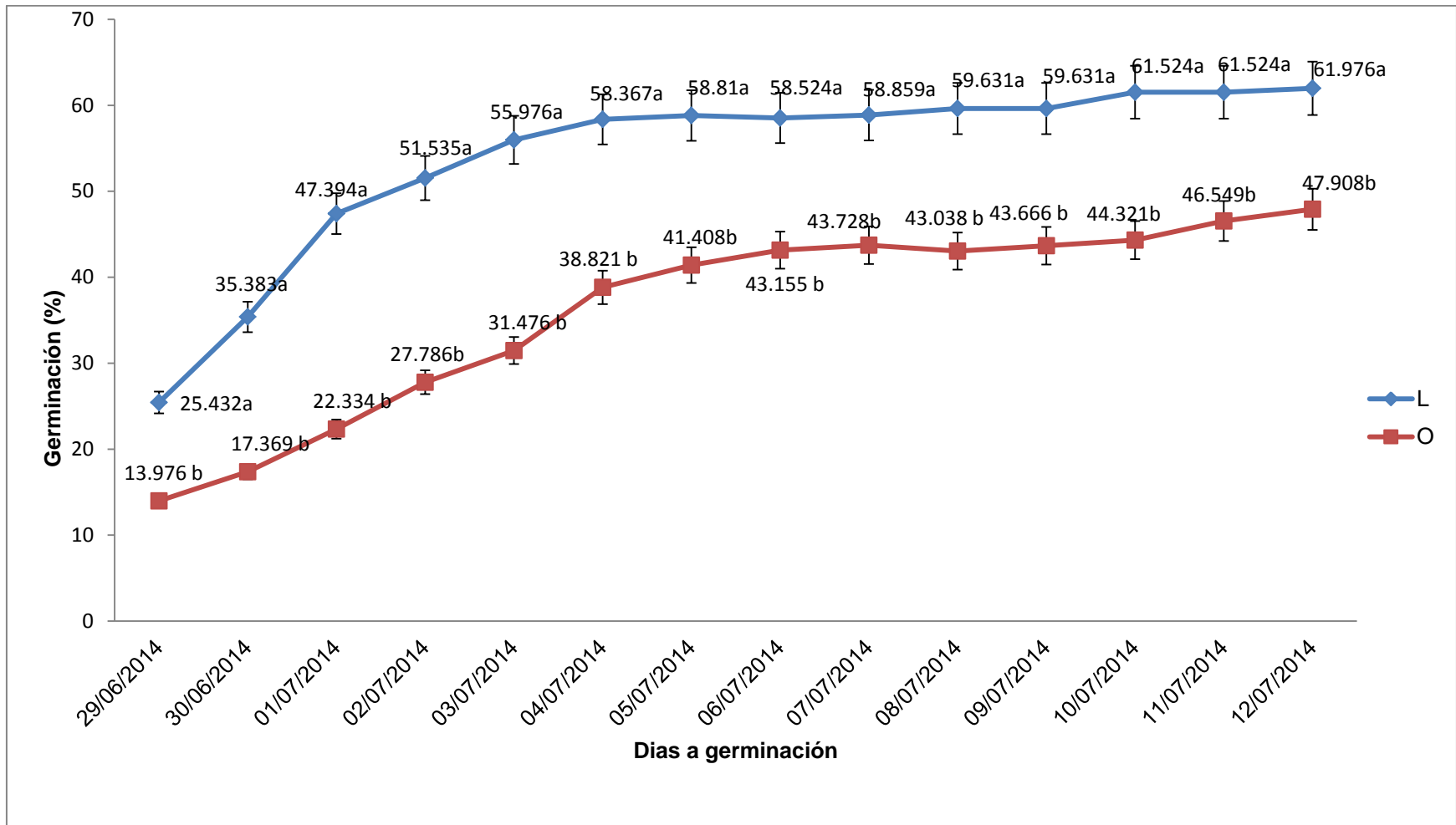
## 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Pruebas de germinación de semillas de *lisianthus*

Se pusieron a germinar semillas de *lisianthus* el 21 de junio de 2014 y su germinación comenzó ocho días después. Los resultados expuestos en la Gráfica 1 indican que las semillas que se colocaron bajo condiciones de luz tuvieron el mayor porcentaje de germinación con respecto a las que se mantuvieron en oscuridad. En la misma gráfica se observa que 20 días después de la siembra se tuvo un 61.9 % de germinación, en semillas expuestas a la luz, mientras que en oscuridad se tienen únicamente 47.9%, teniendo un 29.2 % más de germinación bajo condiciones de luz que en oscuridad. Esto indica que las semillas de *lisianthus* responden a la luz para germinar, estas son semillas pequeñas que 1000 semillas pesan alrededor de 0.692 g. De acuerdo con Suárez *et al.*, 2011 mencionan que las semillas pequeñas son consideradas dependientes de luz para germinar. como es el caso de las semillas de *lisianthus* consideradas como semillas pequeñas al pesar 1000 semillas tan solo 0.692g. Se dice que las semillas que requieren luz son fotolátentes Según Salisbury y Ross (2000). De acuerdo con (Jull y Blazich 2000) y Takaki (2001) las semillas de las plantas se pueden clasificar como insensibles a la luz (germinan independientemente de su presencia o ausencia), fotoblásticas positivas (con requerimiento de luz) o fotoblásticas negativas (cuando la presencia de luz inhibe su germinación).

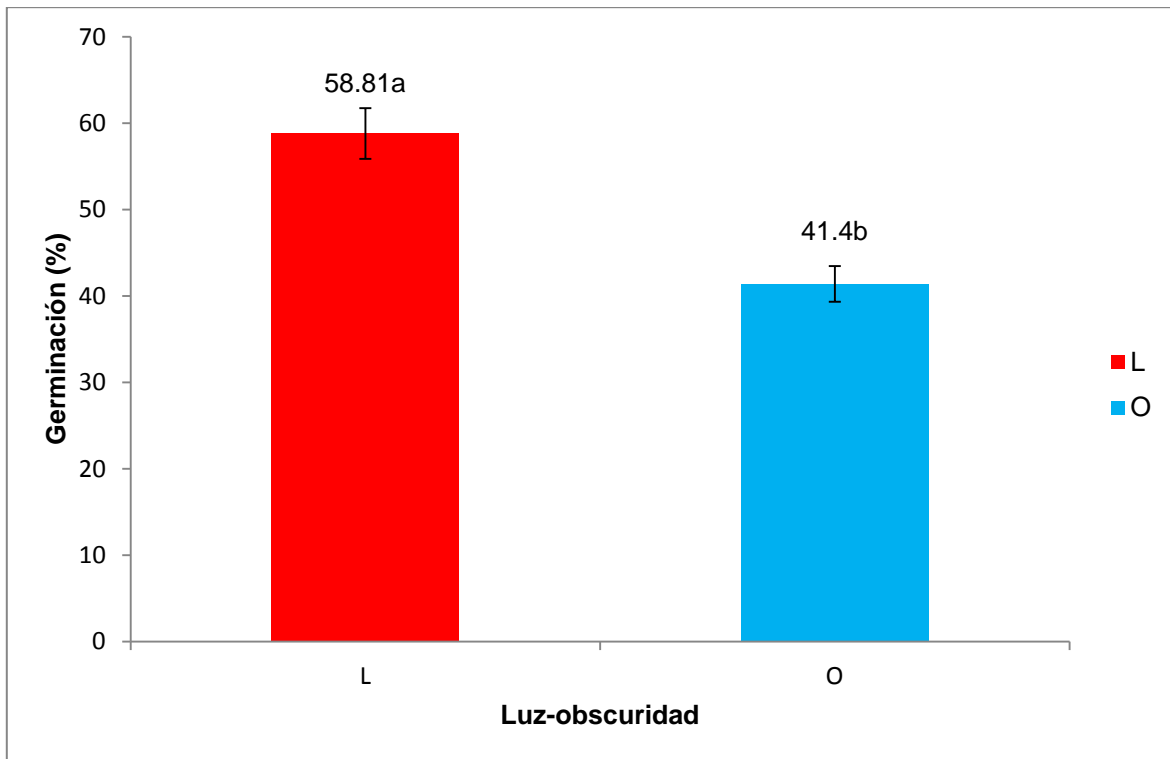
Según Sakata (2004) indica que las que las semillas de *lisianthus* germinan 14 días después de la siembra. En la Gráfica 1 y 2 se observa que existieron

diferencias altamente significativas para el factor luz-obscuridad. Las semillas de *lisianthus* tratadas con luz a una intensidad luminosa de 1980 luxes presentaron mayor porcentaje de germinación en comparación con las semillas establecidas en obscuridad, se puede ver que a los 14 días después de la siembra se tiene un 58.8 % de germinación en luz y un 41.4 % en oscuridad lo que representa una tasa de germinación de 42 % más en semillas establecidas en luz, con respecto a las que se establecieron en oscuridad (Gráfica 2). En cuanto a las semillas mantenidas en luz, en la Gráfica 1 se destaca que hubo un incremento en la germinación de los 14 a los 20 días después de la siembra de 5.2 %; mientras que del inicio de la germinación ocho días después de la siembra hasta los 14 días después de la siembra se tiene una tasa de germinación del 131.5 %. De lo que se deduce que el incremento en la tasa de germinación que ocurre de los 14 a los 20 días después de la siembra es insignificante, con respecto al incremento que se da de los 8 a los 14 días después de la siembra. Estos resultados concuerdan con Sakata (2004) quien dice que la germinación se da de los 8 a los 14 días después de la siembra.



**Gráfica 1. Porcentaje de germinación de semillas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue" en luz (L) y oscuridad (O).**





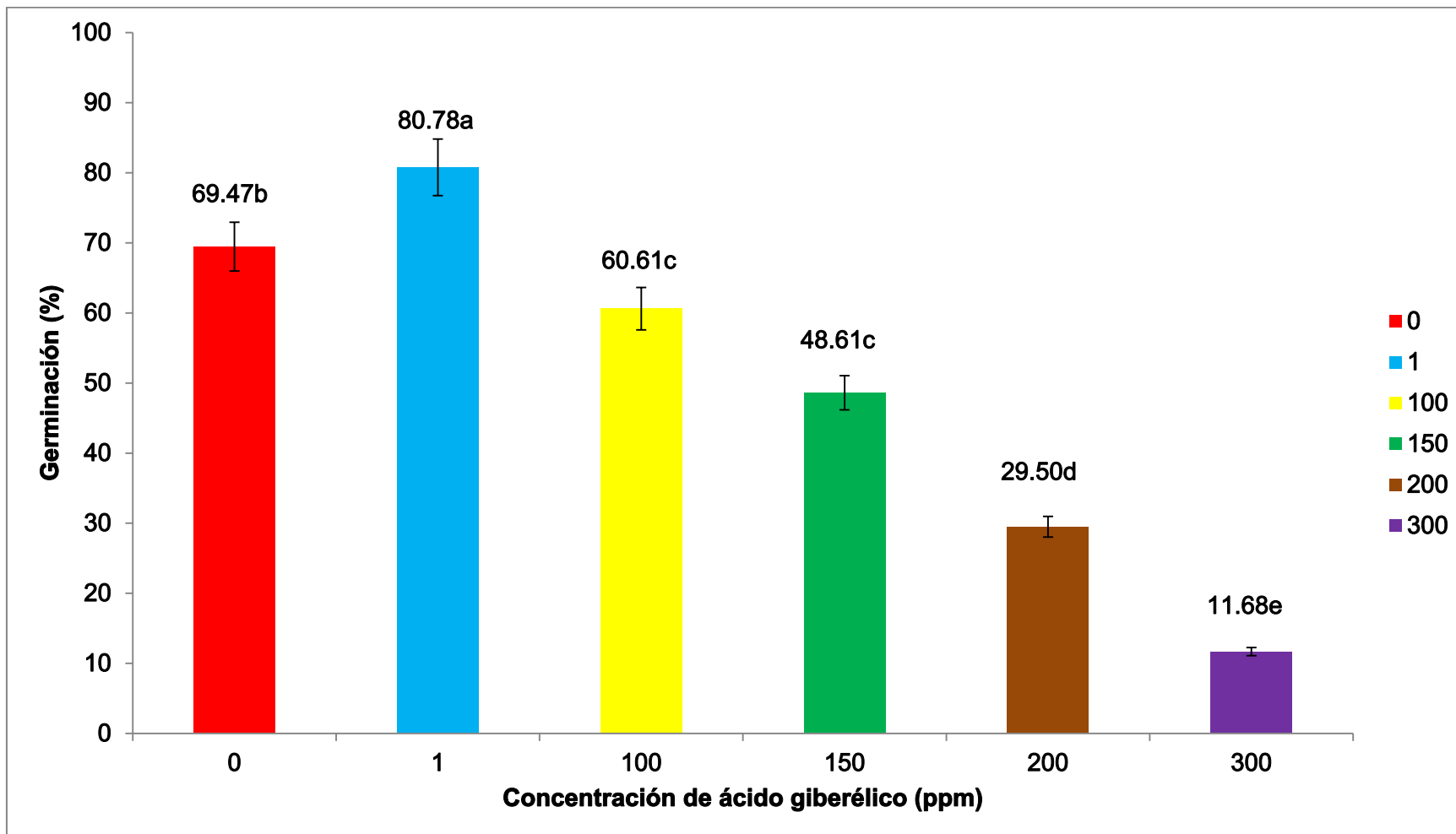
**Gráfica 2.** Efecto de la luz y obscuridad sobre el porcentaje de germinación de semillas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue", a los 14 días de establecidas

En la Gráfica 2, se advierte que existen diferencias altamente significativas entre los tratamientos durante el proceso de germinación de semillas de lisianthus expuestas a diferentes concentraciones de ácido giberélico, y que la mejor respuesta se dio cuando estas se trataron con ácido giberélico a 1 ppm. Las giberelinas participan en la germinación de muchas plantas. El embrión en la semilla produce giberelinas que inducen otras respuestas fisiológicas implicadas en la germinación; en plantas que requieren ciertas condiciones de iluminación o bajas temperaturas para germinar, el tratamiento con tales compuestos puede sustituir el requerimiento ambiental específico (Viljee 1994).

De acuerdo con Salisbury y Ross (2000) en muchas semillas fotolateras o lateras por otras razones, la aplicaci3n de giberelinas sustituye a la luz u otro requisito ambiental. El mismo autor indica que las giberelinas aplicada eliminan el bloqueo gen3tico y la necesidad de luz en semillas fotoblasticas

En la Gr3fica 3, se observa que existieron diferencias altamente significativas para el factor concentraci3n 3cido giber3lico en relaci3n al porcentaje de germinaci3n, a los 14 d3as despu3s de la siembra. La mejor respuesta a la germinaci3n de semillas de lisianthus se present3 cuando las semillas se trataron con una concentraci3n de 1 ppm de AG<sub>3</sub>.

Al comparar el porcentaje de germinaci3n de las semillas de lisianthus tratadas con 1 ppm de AG<sub>3</sub> con respecto al testigo (Gr3fica 3) se observa que hay un incremento del 16.3% de germinaci3n al ser tratadas con 1 ppm de AG<sub>3</sub>, en la misma gr3fica; tambi3n se hace notar un incremento de 85.5 % de germinaci3n en semillas tratadas con 1 ppm de AG<sub>3</sub>, con respecto a las semillas tratadas con 300 ppm.



**Grafica 3.** Porcentaje de germinación en semillas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. “Mariachi Blue” tratadas con ácido giberélico los 14 días de establecidas

#### 4.2. Producción de plántulas de *lisianthus* en diferentes mezclas de peat-moss: zeolita modificada.

Para la producción de plántulas se utilizaron 11 mezclas de sustrato peat-moss:zeolita y se les determinó sus propiedades físicas. En el cuadro 1 se observa que existieron diferencias altamente significativas para las variables, densidad aparente, densidad real, conductividad eléctrica, pH.

De acuerdo con Ansorena (1994), la densidad aparente óptima para un sustrato debe ser menor que  $0.4 \text{ g.cm}^{-3}$  de acuerdo a este parámetro las mezclas 30:70, 40:60, 50:50, 60:40, 80:20, 90:10, y 100:00 peat- moss:zeolita, entran en este nivel. En cuanto al pH el mismo autor indica que el óptimo para un sustrato es de 5.2 a 6.3. Cabe destacar que el pH de todos los sustratos se encuentran en este rango. Con relación a la CE indica que un nivel óptimo es de 0.75 a 3.49 las mezclas muestran una CE menor a 0.75 excepto la zeolita, con una CE de 1.17 considerada como óptima, según Ansorena (1994).

**Cuadro 1. Propiedades físico químicas de las 11 mezclas de sustrato Densidad aparente, real, pH y conductividad eléctrica, tomados a las 2 y 24 h.**

MEZCLAS Peat-moss:zeolita	Da ---- g.cm <sup>-3</sup> ----	Dr	pH (2 h) ----- 2 h -----	CE (2 h)	CC	PMP	AGUA DISPONIBLE
0:100	0.67a	0.72a	5.71c	0.87a	36.36h	21.91h	14.45h
10:90	0.54b	0.60b	5.56d	0.31e	45.3g	28.52g	16.77g
20:80	0.43c	0.48c	5.96 <sup>a</sup>	0.55b	51.5f	33.11f	18.39f
30:70	0.3d	0.37d	5.86b	0.39b	53.83f	34.83ef	18.99ef
40:60	0.32d	0.36d	5.75c	0.54d	55.36e	35.97ed	19.39ed
50:50	0.28d	0.32d	5.43e	0.55e	56.83e	37.05cde	19.77cde
60:40	0.22e	0.26e	5.29e	0.36e	57.7cd	37.69cd	20.00cd
70:30	0.52b	0.58fb	5.77b	0.21c	58.6bc	38.36bc	20.23bc
80:20	0.13f	0.17f	5.77b	0.20c	59.76a	39.22abc	20.53bc
90:10	0.12f	0.15f	5.9b	0.19c	60.9a	40.06ab	20.83ab
100:0	0.14f	0.17f	5.48e	0.17e	62.83a	41.49a	21.33a

▣ Densidad aparente y real (Da y Dr)

El sustrato se saturó con agua en una relación 2:1 (agua:sustrato) para medir pH y conductividad eléctrica (CE).

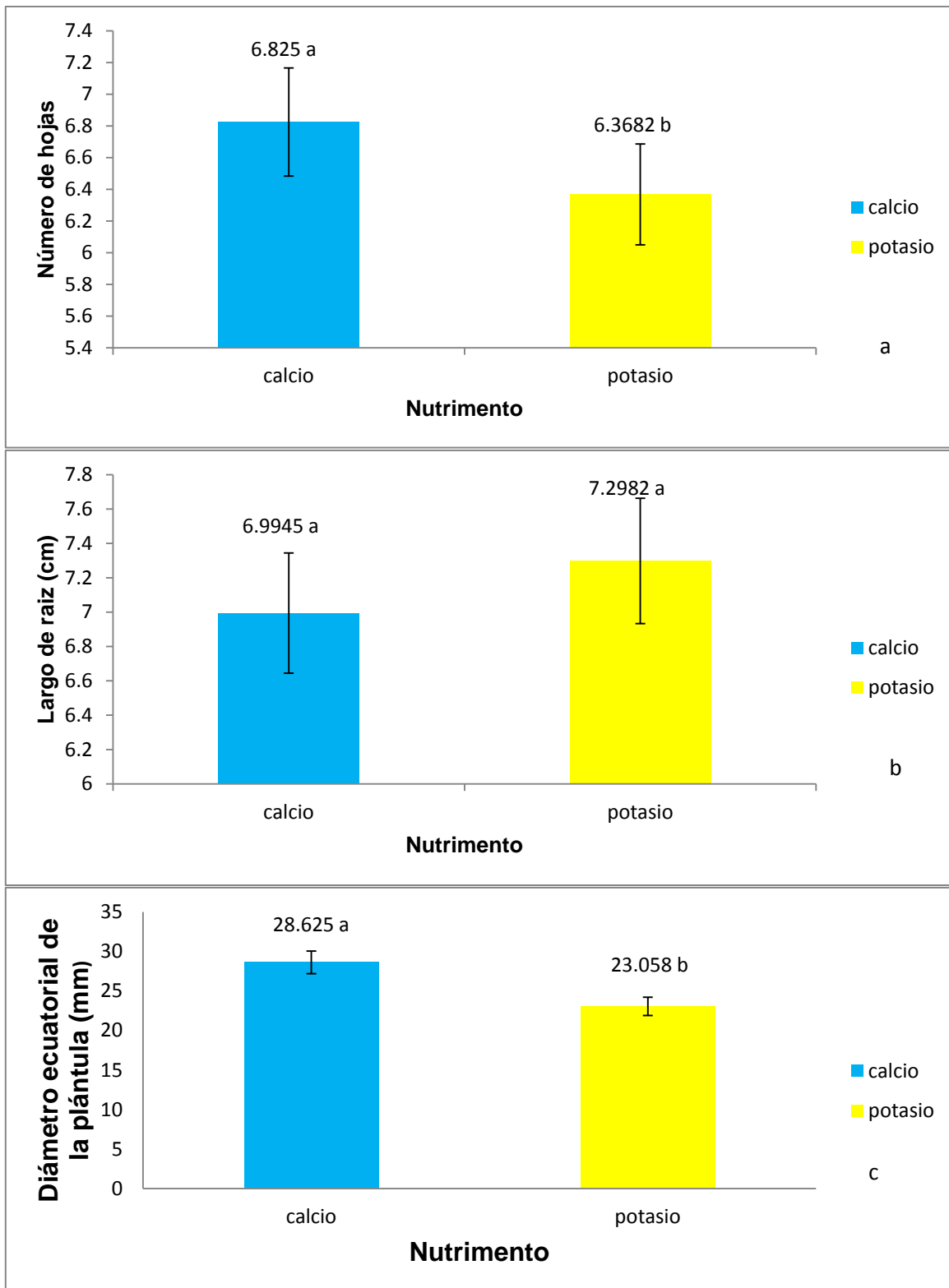
Medias con letras diferentes para cada variable son estadísticamente diferentes (Tukey;  $p \leq 0.05$ ).

Existieron diferencias altamente significativas para las variables número de hojas, largo de raíz y diámetro ecuatorial en plántulas de *lisianthus* var 'Mariachi Blue' por efecto del nutrimento contenido en la zeolita cargada (calcio o potasio), (Grafica 4a, 4b y 4c).

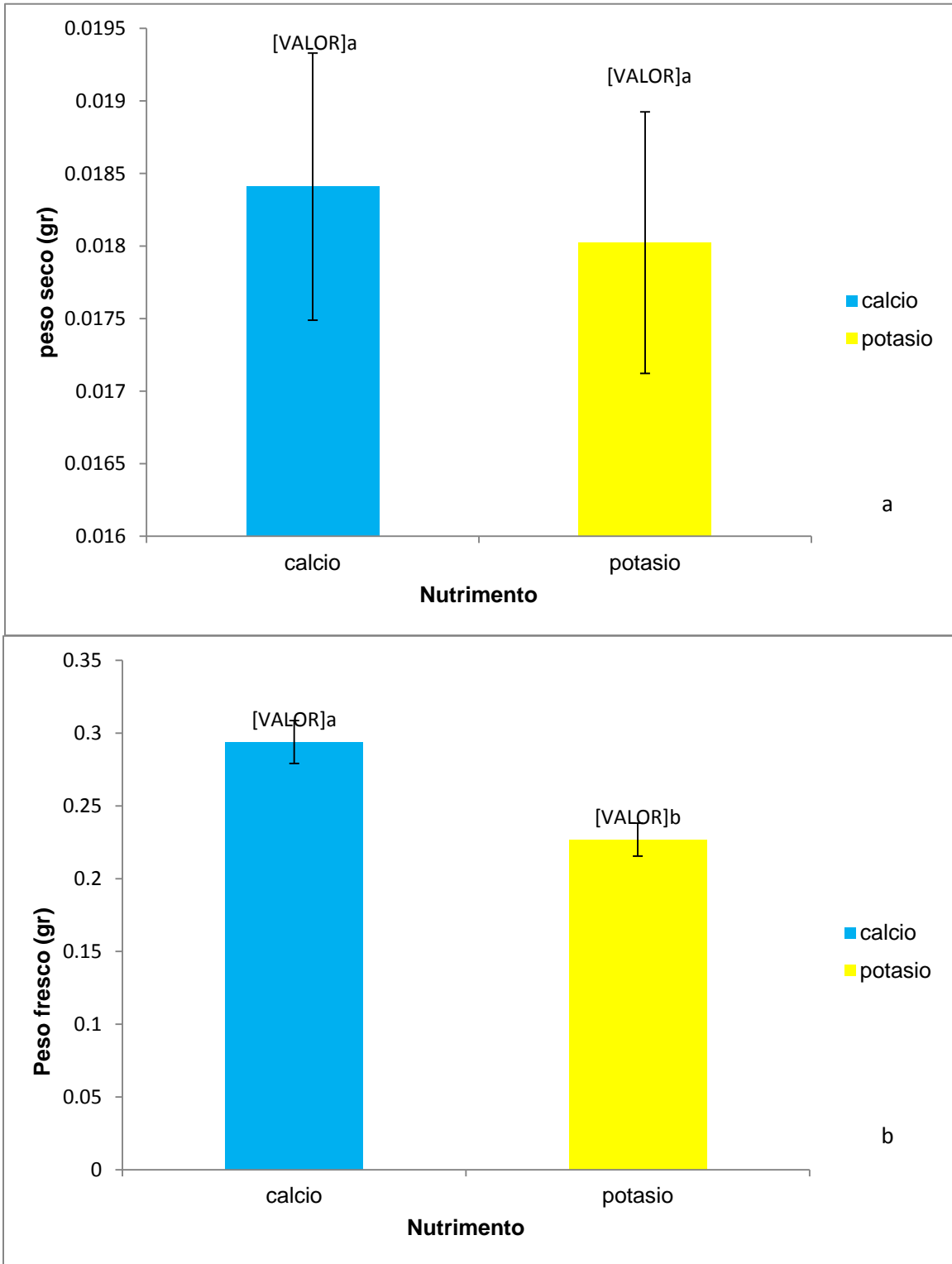
Las plántulas que crecieron en las mezclas de sustratos peat-moss:zeolita cargada con calcio tuvieron un mayor número de hojas y un mayor diámetro ecuatorial (Gráficas 4a y 4c) que las que se cultivaron en las mezclas de los sustratos peat-moss:zeolita cargadas con potasio. De acuerdo con Urrestarazu (2004) el calcio interviene en la división celular, estabilidad estructural, y permeabilidad de las membranas celulares proporcionándole vigor a la planta.

En cuanto a la variable longitud de raíz en plántulas de *lisianthus* se observa que a pesar de que no existieron diferencias significativas entre los tratamientos zeolita

cargada con  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{K}^+$  (Gráfica 4b), las plántulas que se produjeron en sustratos con zeolita cargada con  $\text{K}^+$  mostraron raíces 4.11% más largas que las que se mantuvieron en sustratos a base de peat-moss:zeolita cargada con  $\text{Ca}^{2+}$ . Resultados similares fueron reportados por Urbina *et al.*, (2011), quienes encontraron que plántulas de jitomate que se cultivaron en zeolita cargada con potasio  $\text{K}^+$  tuvieron mayor volumen, mayor peso seco y fresco de raíz, así como; una mayor concentración y extracción de  $\text{K}^+$  y mínima concentración y extracción de  $\text{Ca}^{2+}$ , en el follaje (tallo+hoja), con respecto a las cultivadas en las zeolitas cargadas con  $\text{Ca}^{2+}$  o  $\text{Mg}^{2+}$ , ellos infieren que las raíces tuvieron una demanda de  $\text{K}^+$  que pudo ser satisfecha en mayor grado a partir de la zeolita cargada con  $\text{K}^+$ , lo que coincide con lo indicado. Yan-bo Jia *et al.* (2008), indicaron que la deficiencia de  $\text{K}^+$  no sólo afecta a la ultraestructura de raíz, si no que también da lugar a la morfología de la raíz y el crecimiento. Chen y Gabelman (1990), señalan que la zeolita sirve como una fuente controladora de  $\text{K}^+$  y amortiguadora de pH.



**Gráfica 4.** Efecto del calcio o potasio sobre la variables número de hojas (a), largo de raíz (b), diámetro ecuatorial (c) en plantas de lisanthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue".



**Gráfica 5.**Efecto del calcio y potasio sobre la variable peso seco (a) y fresco (b) de plantas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue"



Se puede ver que existieron diferencias significativas para la variable peso seco de plántula en relación al efecto principal zeolita modificada con  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^{+}$ .

La variable peso fresco de plántula si se ve afectada por efecto de la zeolita modificada  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^{+}$  existieron diferencias altamente significativas entre los tratamientos (Grafica 5 b).

Las plántulas cultivadas en zeolita modificada cargada con  $\text{Ca}^{+2}$  muestran un mayor peso fresco de plántula, lo cual se puede deber a que el calcio. De acuerdo con Urrestarazu (2004), el calcio interviene en la división celular en la estabilidad estructural, permeabilidad de las membranas celulares proporcionándole vigor a la planta. De lo anterior se determina que el peso fresco es igual al peso seco más agua entonces esto está indicando que el  $\text{Ca}^{+2}$  interviene en una mayor absorción de agua por la plántula, lo que se refleja en el peso fresco y peso seco.

Se observa que todas las plántulas de *lisianthus Eustoma grandiflorum* var. Mariachi Blue mostraron niveles suficientes en relación al contenido de nitrógeno, fosforo, potasio y calcio pero no fue así para el magnesio cuyos niveles fueron superiores al rango de suficiencia, sin embargo este nutrimento no llega a ser toxico para las plántulas esto se determinó de acuerdo a la guía general para el criterio de rangos (Cuadro 2).

**Cuadro 2. Concentración de nutrimentos en plántulas de *lisianthus Eustoma grandiflorum* var. “Mariachi Blue”.**

MEZCLAS Peat-moss:zeolita	Nitrógeno	PO <sub>4</sub> <sup>=</sup>	K <sup>+</sup>	Ca <sup>+2</sup>	Mg <sup>+2</sup>
			%		
Ca 0:100	3.1	0.41	2.45	0.52	0.79
Ca 10:90	2.7	0.46	2.66	0.57	0.57
Ca 20:80	3.7	0.43	3.00	0.53	0.69
Ca 30:70	3.8	0.43	2.65	0.46	0.82
Ca 40:60	3.5	0.29	2.86	0.58	0.81
Ca 50:50	3.6	0.46	2.68	0.68	0.76
Ca 60:40	3.9	0.55	2.92	0.45	0.88
Ca 70:30	3.6	0.34	3.22	0.50	0.74
Ca 80:20	3.8	0.54	3.04	0.47	0.79
Ca 90:10	3.6	0.40	3.07	0.47	0.78
Ca 100:0	7.2	0.77	3.74	0.53	0.04
<b>Promedio</b>	<b>3.8</b>	<b>0.41</b>	<b>2.94</b>	<b>0.52</b>	<b>0.69</b>
K 0:100	6.0	0.27	3.02	0.52	0.28
K 10:90	6.1	0.48	2.35	0.54	0.45
K 20:80	3.9	0.58	3.12	0.56	0.33
K 30:70	3.7	0.36	2.88	0.44	0.69
K 40:60	3.7	0.48	3.38	0.34	0.76
K 50:50	3.6	0.52	2.99	0.32	0.45
K 60:40	3.9	0.52	3.30	0.41	0.64
K 70:30	3.3	0.36	3.58	0.27	0.67
K 80:20	2.7	0.48	3.48	0.35	0.73
K 90:10	4.0	0.64	3.01	0.35	0.77
K 100:0	3.7	0.40	3.55	0.27	0.62
T 50:50	2.8	0.72	3.01	0.50	0.46
T 0:100	0.0	0.50	2.46	1.75	0.17
<b>Promedio</b>	<b>4.05</b>	<b>0.46</b>	<b>3.15</b>	<b>0.42</b>	<b>0.58</b>

Al realizar el promedio del contenido de N, PO<sub>4</sub><sup>=</sup>, k<sup>+</sup>, Ca<sup>+2</sup>, Mg<sup>+2</sup> de las plantas cultivadas o sembradas en las mezclas de sustratos peat-moss: zeolita cargada con potasio los niveles de este nutrimento fueron superiores a las que estuvieron en las mezclas de peat-moss:zeolita cargada con calcio dichas plántulas

mostraron un 6.6% más de este elemento. De manera similar se comportaron las plántulas de *lisianthus* que permanecieron en las mezclas de peat-moss: zeolita cargada con calcio teniendo un 19.2% más de este elemento (Urbina *et al.*, 2011).

Se observa que no existieron diferencias significativas para la variable número de hojas, pero si existieron diferencias altamente significativas para las variables longitud de raíz y diámetro ecuatorial por efecto del factor principal mezclas de sustratos, peat-moss:zeolita (Graficas 6a, 6b, 6c).

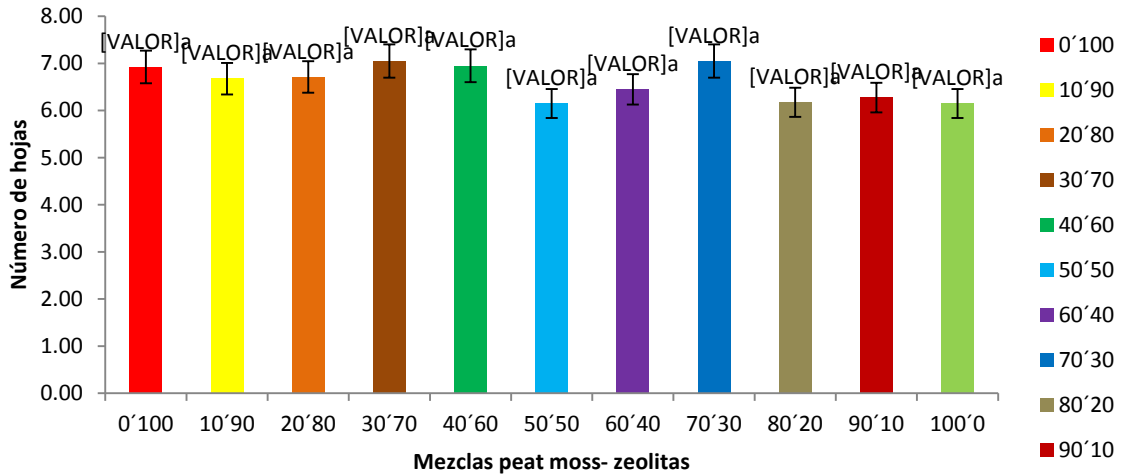
Cabe destacar que la mayor longitud de raíz de plántulas de *lisianthus* se presentó cuando éstas se produjeron en una mezcla de sustrato de 70:30 peat-moss:zeolita, éstas mostraron un incremento de 53.21 % lo que es igual a 5.46 cm más largas que las plántulas que se cultivaron en zeolita (0:100) que fueron las que tuvieron una menor longitud de raíz.

Se señala que el menor diámetro ecuatorial de las plántulas de *lisianthus* se presenta cuando éstas se mantuvieron en el sustrato 100:0, el cual sólo contenía peat-moss. En la misma gráfica, se expone que las plántulas que se establecieron en una mezcla de sustratos de 70:30 peat-moss:zeolita fueron 15.26 mm o 49.28 % más grandes que dichas plantas (Grafica 6c).

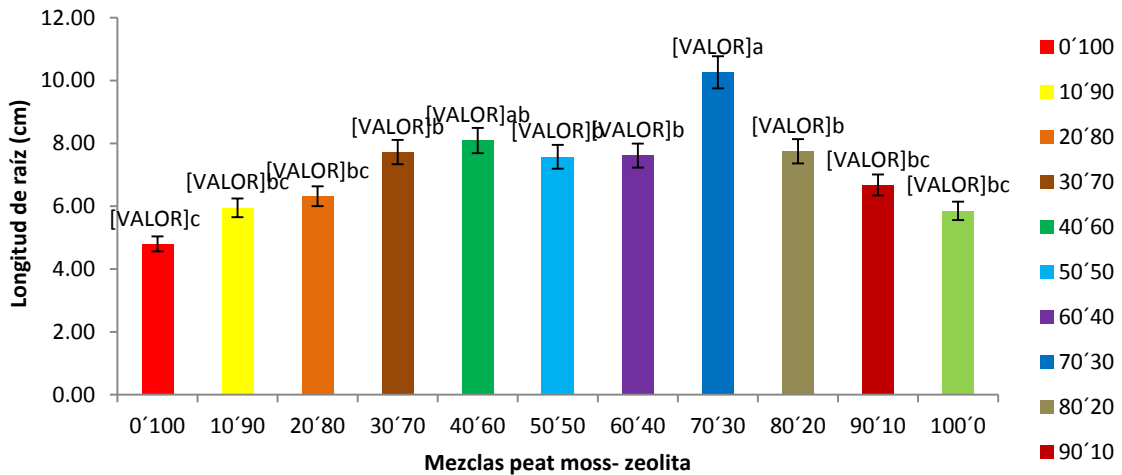
Con respecto al factor principal mezcla de sustratos, se destaca que los mayores valores para las variables número de hojas, longitud de raíz, diámetro ecuatorial y peso seco de *lisianthus* ocurrieron en la mezcla de sustrato 70:30 peat-moss:zeolita.

En relación al efecto principal mezcla de sustratos peat-moss: zeolita modificada cargada con  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{K}^+$  se presentaron diferencias altamente significativas Para las variables peso fresco de la planta y diferencias significativas para la variable peso seco de la plántula (Grafica 7a y 7b).

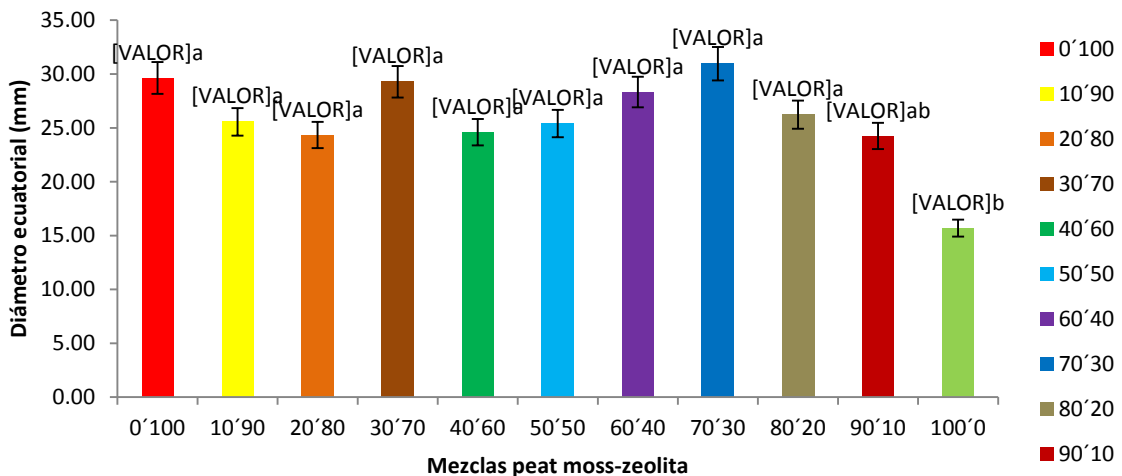
El mayor peso seco se obtuvo en plántulas que se mantuvieron en un sustrato de peat-moss:zeolita modificada con una relación 70:30. En cambio el mayor peso fresco se presenta cuando las plántulas crecieron en un medio a base de 30% peat-moss y 70% zeolita.



a

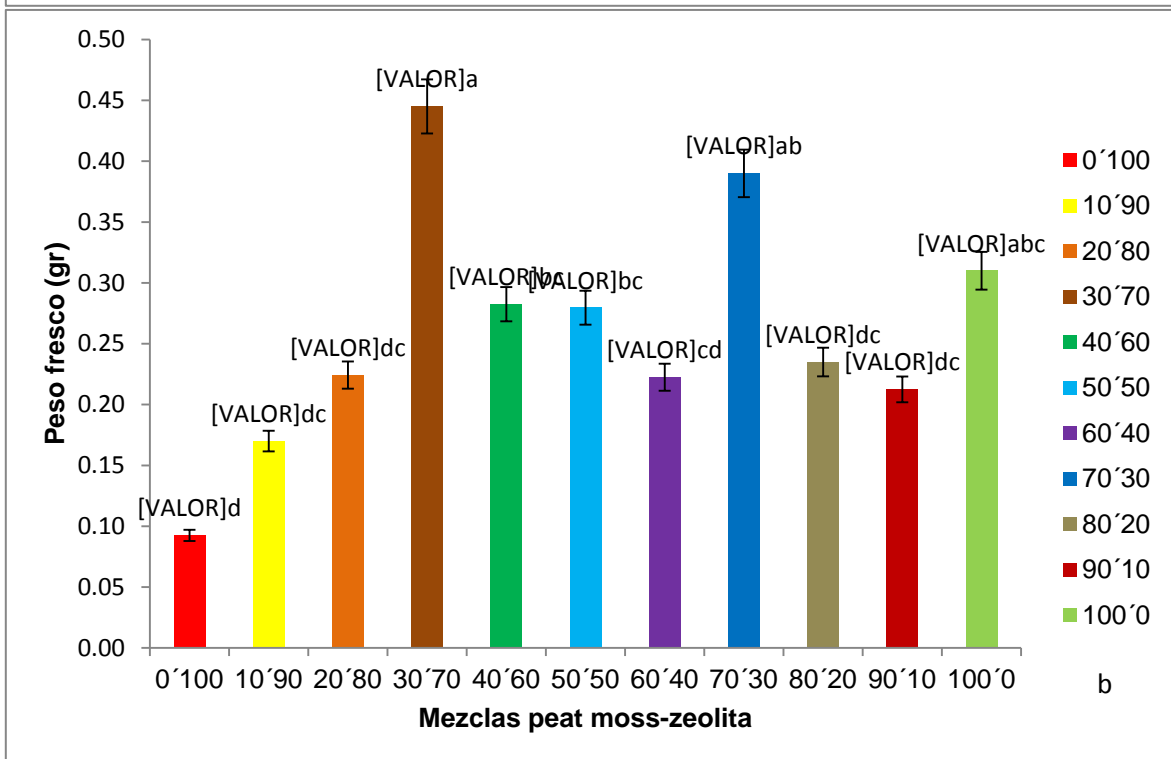
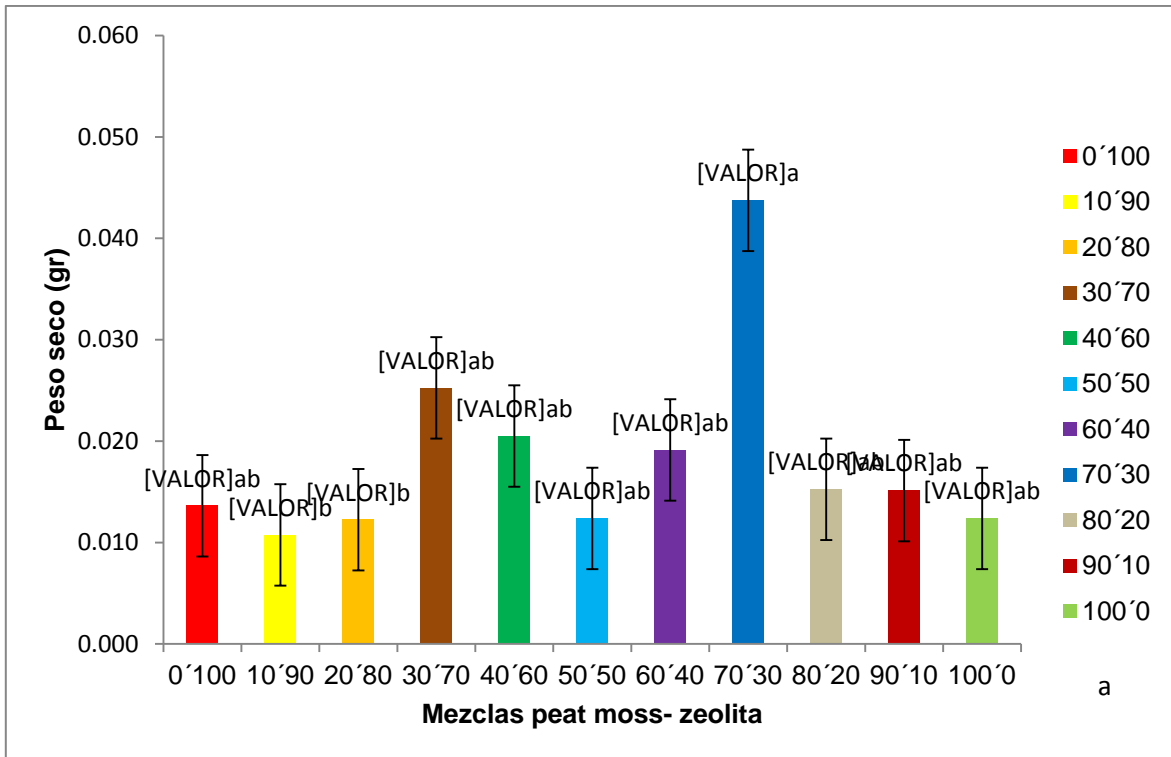


b



c

**Gráfica 6.** Efecto de las mezclas de sustratos peat –moos:zeolita sobre las variables número de hojas (a), longitud de raíz(b) y diámetro ecuatorial(c) de plántulas de (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. “Mariachi Blue”



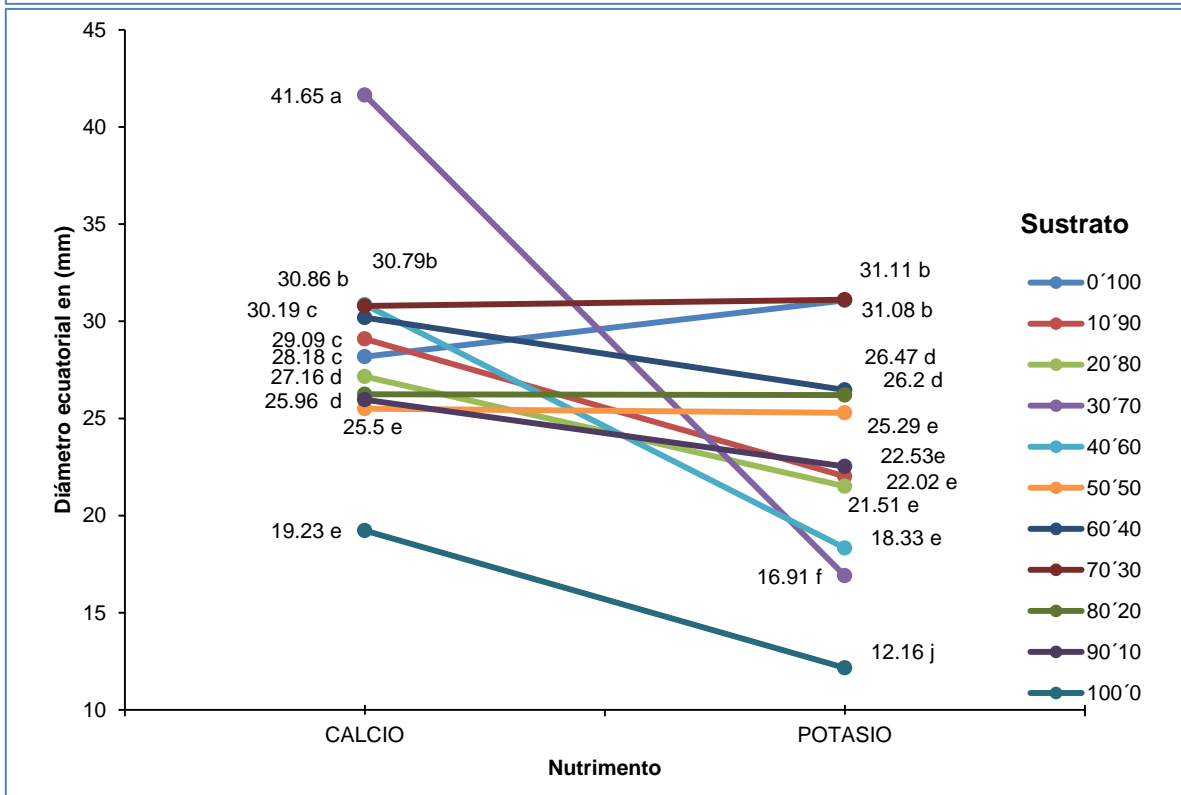
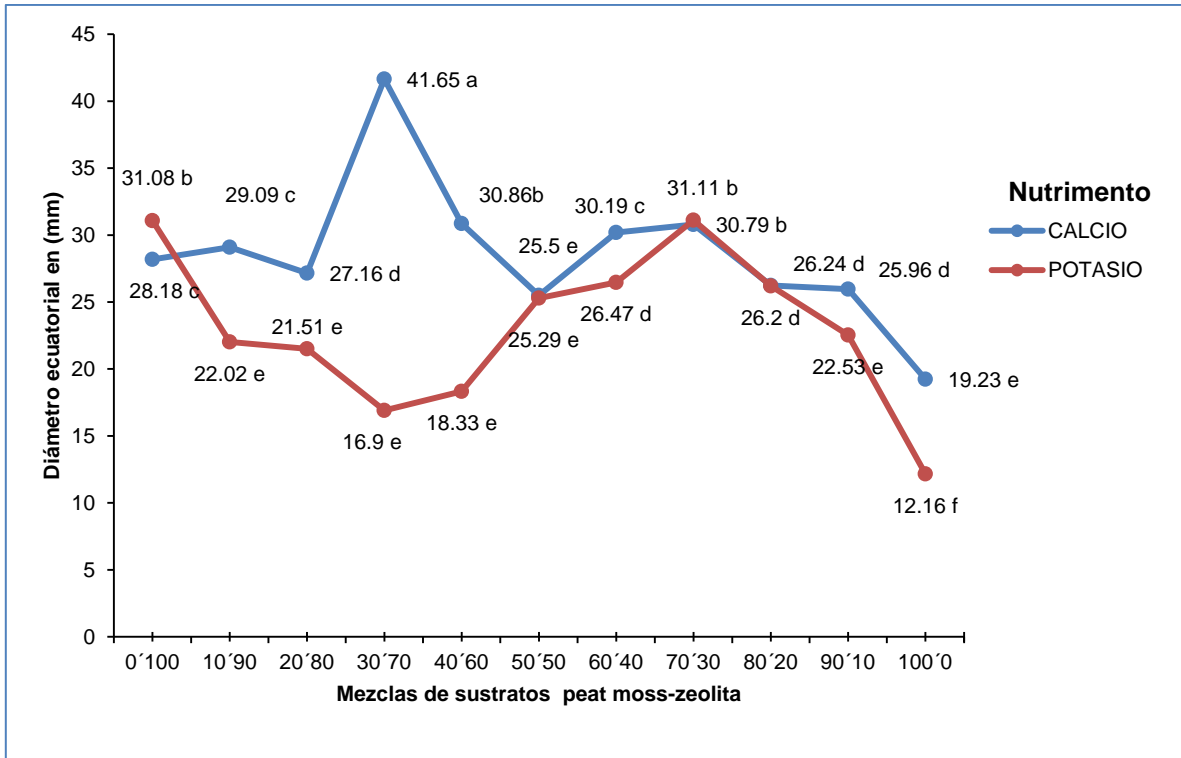
**Gráfica 7.** Efecto de las mezclas de sustratos peat-moos:zeolita sobre la variable peso seco (a) y fresco (b) de plántulas de (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. “Mariachi Blue”

En relación a las interacciones el análisis de varianza muestra que existieron diferencias altamente significativas para las variables diámetro ecuatorial (Grafica 8), número de hojas (Grafica 9) así también mayor peso fresco; y diferencias significativas para la variable peso seco (Grafica 11). En la variable longitud de raíz (Grafica 10) no hubo diferencias significativas.

Al realizar las interacciones de las variables diámetro ecuatorial (Grafica 8), número de hojas (Grafica 9), y peso seco de plántula (Grafica 10).

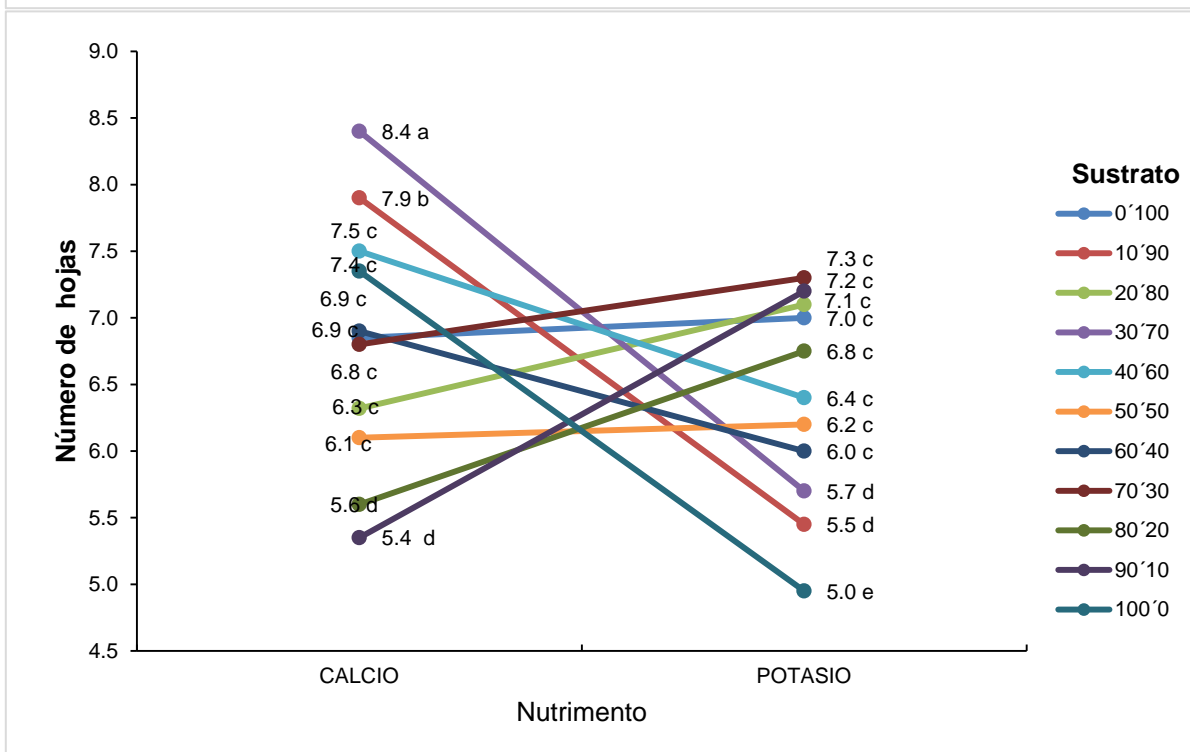
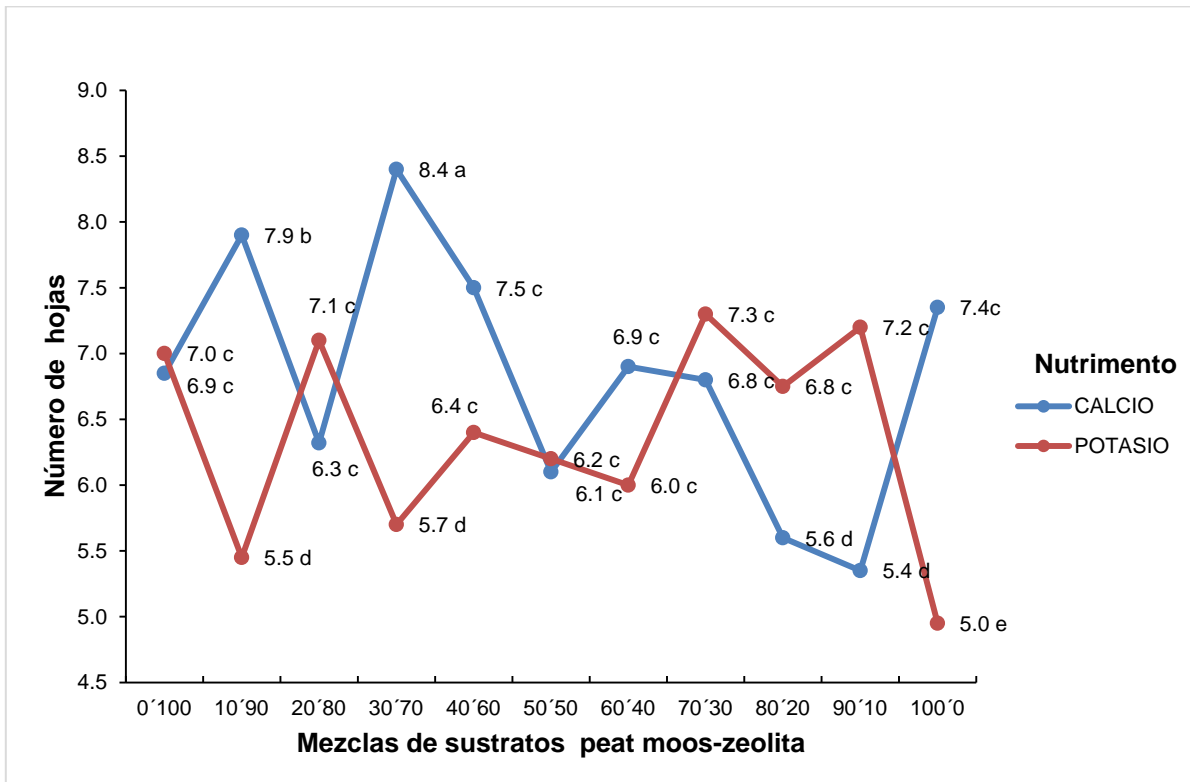
Al realizar las interacciones de los factores zeolita cargada con  $\text{Ca}^{+2}$  o  $\text{k}^+$  con mezclas de sustrato peat-moss: zeolita se destaca que cuando las plántulas de *lisianthus* (*Eustoma grandiflorum Raf.*) var. "*Mariachi Blue*" fueron cultivadas en una mezcla de sustrato peat-moss:zeolita modificada con  $\text{Ca}^{+2}$  se obtuvo el mayor diámetro ecuatorial, número de hojas, peso fresco.

Esto se pudo deber a que la zeolita presenta propiedades Las zeolitas tienen alta capacidad de intercambio catiónico. Entre los cationes adsorbidos se encuentran:  $\text{Na}^+$ ,  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^{2+}$  y  $\text{Mg}^{2+}$ , los cuales, excepto  $\text{Na}^+$ , podrían ser aprovechados por las plantas cuando se emplea como sustrato en cultivos hidropónicos (Urbina *et al.*, 2011). Permitiendo que la calidad de la planta aumente,

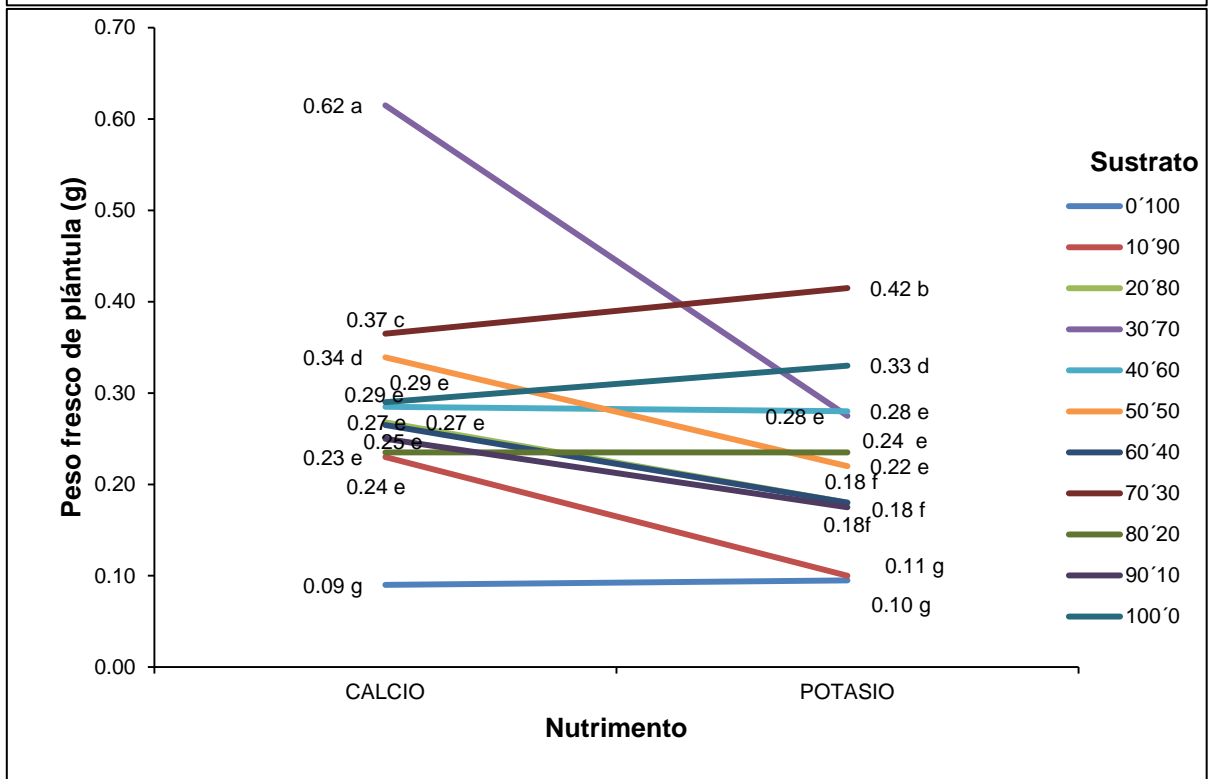
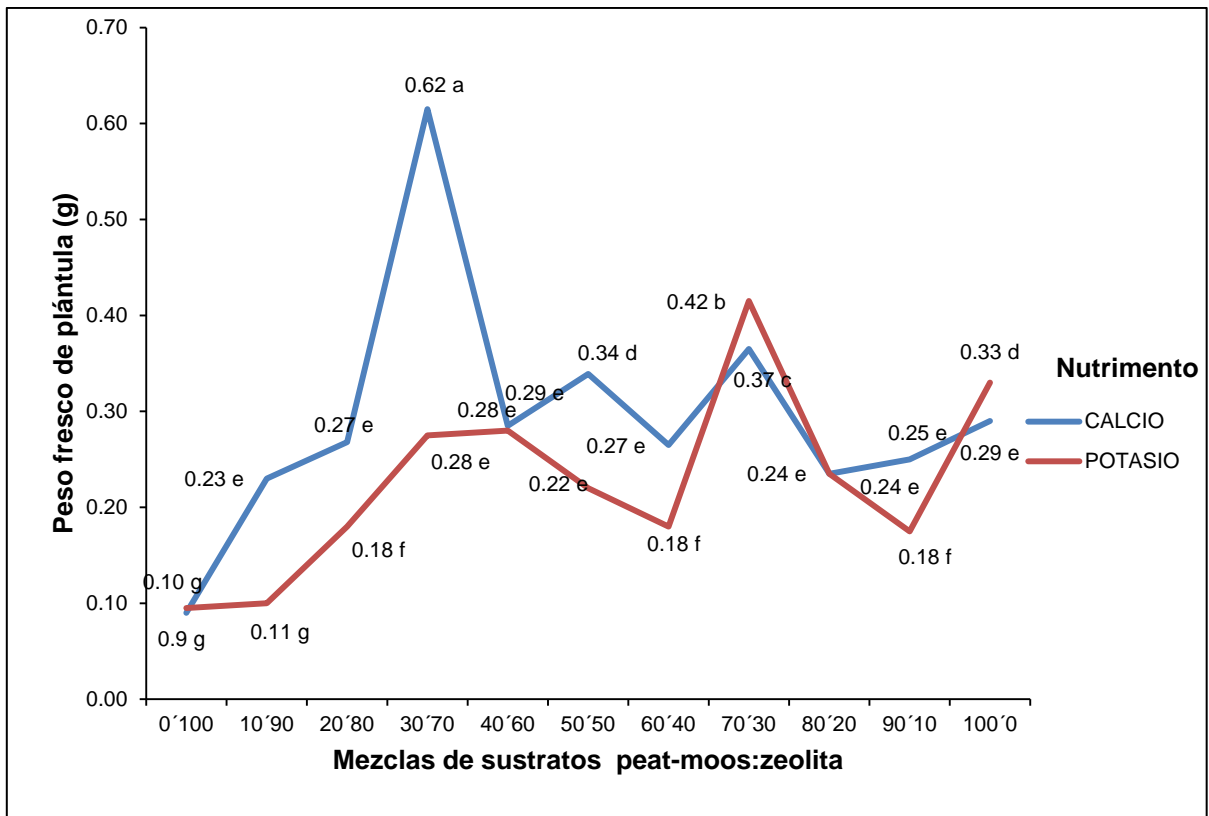


**Gráfica 8.** Efecto de la interacción nutrimento por mezcla de sustratos, sobre la variable diámetro ecuatorial (*Eustoma grandiflorum Raf.*) var. "Mariachi Blue"

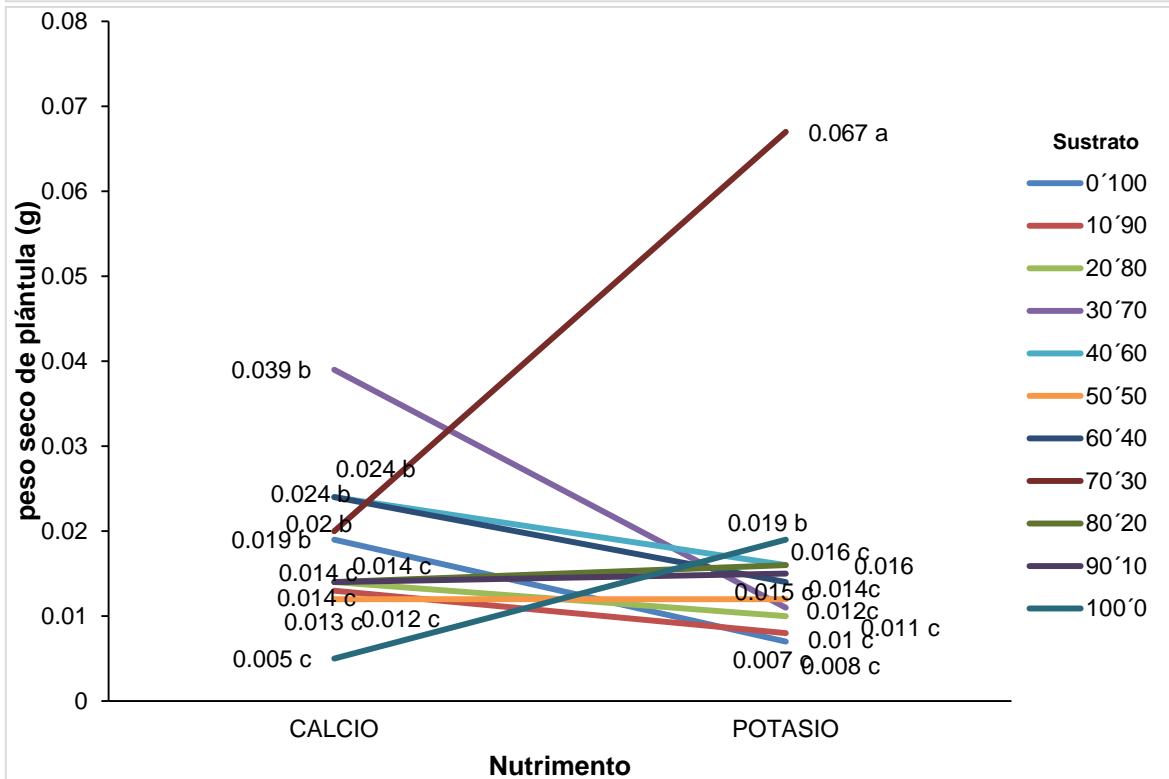
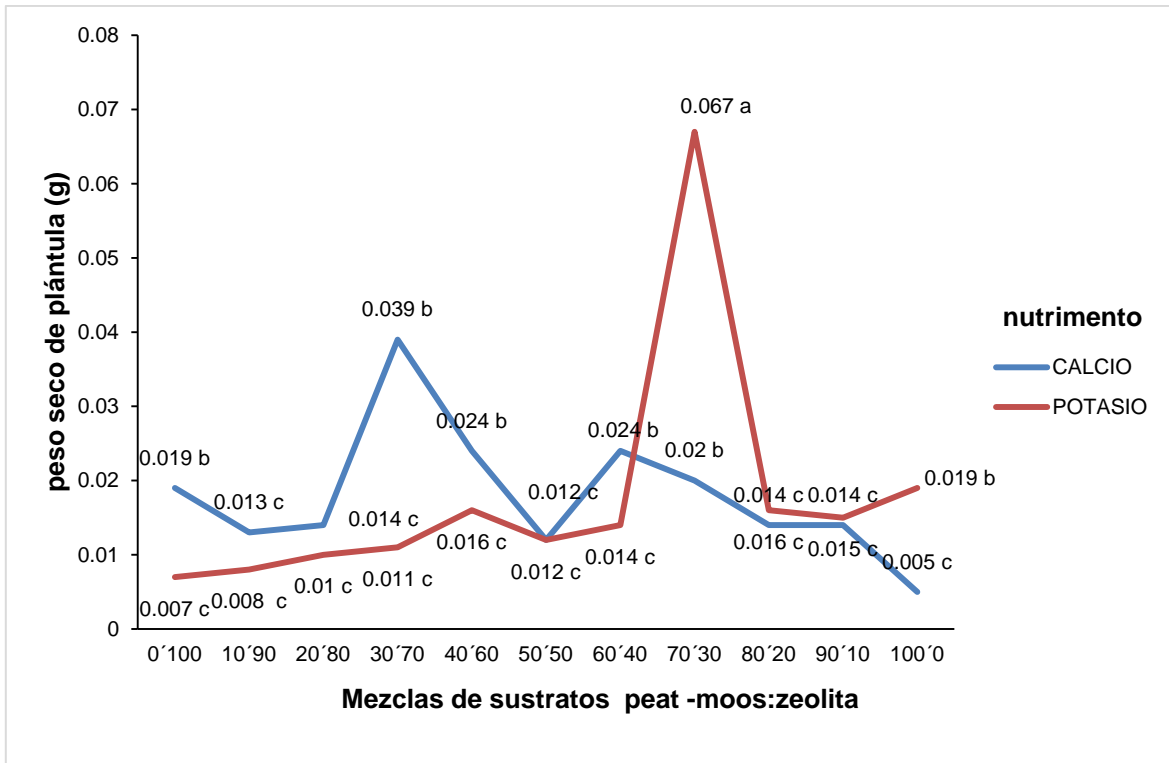




**Gráfica 9.** Efecto de la interacción nutriente por mezcla de sustratos, sobre la variable número de hojas (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue"



**Gráfica 10.** Efecto de la interacción nutriente por mezcla de sustratos, sobre la variable peso fresco (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi"



**Gráfica 11.** Efecto de la interacción nutriente por mezcla de sustratos, sobre la variable peso seco (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. "Mariachi Blue".

### **Conclusiones de la Etapa 1: Pruebas de germinación de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue'**

1. La germinación de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue' inicia a los 8 días después de la siembra el mayor de germinación se da a los 14 días.
2. Las semillas de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue' se tiene un mayor porcentaje de germinación bajo condiciones de luz.
3. El incremento en la tasa de germinación que se da de los 14 a los 20 días después de la siembra es insignificante, con respecto al incremento que se da de los 8 a los 14 días, después de la siembra.
4. Durante el proceso de germinación de semillas de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue' se observó que la mejor respuesta al ácido giberélico se da con 1 ppm.
5. En Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue' a medida que se incrementa la concentración de ácido giberélico la respuesta a la germinación de lisianthus disminuye.

**Conclusiones de la Etapa 2: Producción de plántulas de lisioanthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi Blue'.**

1. En relación a los efectos principales para el factor mezclas de sustratos peat -moos:zeolita no se tienen diferencias significativa para la variable número de hojas.
2. En relación a los efectos principales se observó que el calcio del sustrato incremento el número de hojas, el diámetro ecuatorial y peso fresco. Esto se debido a que el calcio permite una mayor absorción de agua por la plántula.
3. El potasio del sustrato no afecto en las plántulas de Lisantus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi' cultivadas en sustato peat-moos:zeolita cargadas con potasio la variable longitud de raíz.
4. Las interacciones demuestran que con el sustrato peat-moos:zeolita 30:70 cargada con calcio se incrementa el número de hojas se tiene un mayor peso fresco de la plántula y aumenta el diámetro ecuatorial.
5. Las plántulas cultivadas en un sustrato peat-moos:zeolita cargada con potasio en una relación 70:30 se tiene un mayor peso seco.

6. Las plántulas cultivadas en zeolita modificada con calcio si absorbieron una mayor cantidad de este nutrimento y de igual forma las plántulas que crecieron en zeolita modificada con potasio absorbieron mayor cantidad de este nutrimento.
  
7. Se concluye que para obtener el mayor porcentaje de germinación para la producción de plántulas de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) var. 'Mariachi' se presenta cuando está en condiciones de luz, y cuando se aplica de manera exógena 1 ppm de ácido giberélico, mientras que para la producción de plántula se requiere de un sustrato de la mezcla peat-moos:zeolita modificada con calcio a una proporción de 30/70.

## 5. BIBLIOGRAFÍA

- Abad, M. y P. Noguera. 1997. Los sustratos en los cultivos sin suelo. *In: Manual de cultivo sin suelo*. M. Urrestarazu (ed.). Universidad de Almería. Servicio de Publicaciones. pp. 101-150.
- Acevedo I, C. y Pire R. 2007. Caracterización de sustratos agrícolas enmendados con lombricompost. *Revista Unellez de Ciencia y Tecnología* 3 (25):1-9.
- Alarcón A, L. 2000. Tecnología para cultivos de alto rendimiento. España: *Novedades Agrícolas*. 459 p.
- Alarcón, V. A. 2006. Proyectos en cultivo sin suelo ¿Cómo empezar? *In: Cultivos sin Suelo*. V. A. Alarcón (ed.). *Compendios de Horticultura* 17. Ediciones de Horticultura, S. L. Reus. España pp.11-21.
- Alvarado, M. 1997. Estudio de tres híbridos de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*) como flor de corte, en cuatro fechas de siembra con ambiente modificado en la zona de Quillota. Tesis Lic. Agr. Quillota. U. C.V. Facultad de Agronomía. Quillota, Ecuador. 61 p .
- Ansorena, M. 1994. Sustratos: Propiedades y caracterización. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp.60-152.
- Araya, E. Gómez, L., Hidalgo, N., Valverde, R. 2000. Efecto de la luz y del ácido giberélico sobre la germinación *in vitro* de (*Alnus acuminata*). *Agronomía Costarricense*. 3 (24):75-80.
- Arteca, R. (1996). *Plant Growth Substances: Principles and Applications*. New York: Chapman & Hall. Ball Publishing, Batavia, Illinois, USA, pp .509-512
- Azcón B, J. y Talón, M. 2000 *Fundamentos de Fisiología Vegetal*. Interamericana-McGraw-Hill, Madrid, España pp.285-461.
- Backes, L. F. A. A., Barbosa, J. G., Cecon, P. R., Saraiva, G. J., A.Backes. R. L., Finger, F. L. 2007. Cultivo hidropônico de lisianto para flor de corte em sistema de fluxo laminar de nutrientes. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 42 (11):1561-1566.

- Backes, L. F. A. A., Barbosa, J. G., Prieto, M. H. E., Backes, R. L., Finger, F. L. 2008. Concentração e conteúdo de nutrientes em lisianto, cultivado em hidroponia, em sistema NFT. *Acta Science Agronomi* 30(4):495-500.
- Backes, R. L. y Finger, F. L. 2007. Cultivo hidropônico de lisianto para flor de corte em sistema de fluxo laminar de nutrientes. *Pesquisa Agropecuária Brasileira* 42(11):1561-1566
- Bárbaro, L. A., M. A. Karlanian, D. Morsigue. 2009. The floating system as an alternative for the production of lisianthus seedlings (*Eustoma grandiflorum* L.). *Agriscientia* 26:63-69.
- Barbosa, J.G., Kampf, A.N., Martinez H, E.P., Koller, O.C and Bohnen, H. 2000. Chrysanthemum cultivation in expanded clay. I. Effect of the nitrogen-phosphorus-potassium ratio in the nutrient solution. *Journal of Plant Nutrition* 23:1327- 1336.
- Bastida T, A. 2002. Sustratos hidropónicos. Serie de Publicaciones Agribot. Universidad Autónoma Chapingo. México. 72 p.
- Bidwell, R. G. S. 2002. Fisiología Vegetal. Ed. AGT Editor. pp.569:625.
- Bosch, P. e I. Schifter. 1998. La zeolita una piedra que hierve. La ciencia desde México. Fondo de Cultura Económica. México, D. F pp.25-48.
- Burés, S. 1997. Sustratos. Ed. Agrotecnias.S. L. Madrid, España. pp. 216-274.
- Cadahía, L. C. 2005. Fertirrigación. Cultivos hortícolas y ornamentales. 3 Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp103-131.
- Camacho, P. and Murillo, O. 1987. producción de *Alnus acuminata* en dos sitios en Costa Rica. *Silvoenergia, (C.R.)* 21:1-4.
- Camargo, M. S. Shimizu, L. K. Saito, A. M. Kameoka, H. C.; Mello, C. S. Carmello C, Q. A. 2004. Crescimento e absorção de nutrientes pelo *Lisianthus (Eustoma grandiflorum)* cultivado em solo. *Horticultura Brasileira* 22 (1): 143-146.
- Cepeda D, J. M., 1991. Química de suelos. Ed. Trillas: UAAAN. México. 167p.
- Chase, W.M. and L.J. Reven. 2009. A phylogenetic classification of the land plants to accompany apg III. *B.T. J. Linn. Soc*, 161:122-127.



- Chávez A, N. Romantchik K, E. Gracia L, C. y Velázquez B, M. 2009. Desinfección en estático con calor de sustratos. *Ingeniería Agrícola y Biosistemas* 1:27-136.
- Chen, J. Gabelman, W.H. 1990. Potassium transport rate from root to shoot unrelated to potassium-use efficiency in tomato grown under low-potassium stress. *J. Plant Nutrition* 22:621-631.
- Coll i. L.M. 2005. Tipos de sustratos en viveros. *Revista Extra*,(5) :74-75.
- Corr, B. and Katz, P. 1997. A grower's guide to lisianthus production. *Floricultura International* 7: 6-21.
- Croft, B., and Nelson, J. 1998. *Eustoma* (lisianthus). *In: Ball, V. Ed. Ball Redbook*. 16 th. Edition. Batavia. Ball Publishing pp. 509- 512.
- De Grazia, J. P. A. Tittonell, and Chiesa A. 2007. The effect of substrates with compost and nitrogenous fertilization on photosynthesis, precocity and pepper (*Capsicum annuum*) yield. *Cien. Inv. Agr* 34(3):151-160.
- Díaz V, F. 2009. Comportamiento en vivero de *Prosopis alba* Griseb. Según sustratos, tipos de envases y dosis de fertilizante. Tesis de grado. Universidad Nacional de Formosa. Argentina. 104 p.
- Dole, J. M. and Wilkins, H. F. 2005. *Floriculture Principles and Species*. Second Edition. Ed. Pearson Prentice Hall. New Jersey, USA. 1023 p.
- Domínguez R, A., 2008. Lisianthus: una especie con alto potencial. *Consejo Mexicano de la Flor. Ornamentales* 16 (3): 24-25.
- Faccini, D. & E. Puricelli. 2006. Efecto de la temperatura y de la luz sobre la germinación de *Nicotiana longiflora* Cavanilles y *Oenothera indecora*. *Camb. Agriscientia*, 22:15-21.
- Fernández B, C. N., Urdaneta W, S. H. y Poliszuk M, M. 2006. Germinación de semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cv `Río Grande sembradas en bandejas plásticas, utilizando distintos sustratos. *Rev. Fac. Agron*, 23(2):188-195.
- Fox, R. 1998. Lisianthus a specialty cut flower. *Practical Hydroponics & Greenhouses*. pp.43-51.

- Frederickson, J. and Graham, H. H. A.M. 2007. Effect of pre-composting and vermicomposting on compost characteristics. *European Journal Soil Biology* 43: 5320-5326.
- Griesbach, R. J. and Semeniuk P. 1988. Tissue culture in the improvement of *Eustoma* *HortScience* 23(8):13
- Griesbach, R.J. 1992) Correlation of pH and light intensity on flower color in potted *Eustoma grandiflorum*. *HortScience* 27(7):.817-818
- Grochowska, M. y Mejía, J. 2003. Giberelinas. In: Reguladores de crecimiento, desarrollo y resistencia en plantas. Propiedades y acción. Jankiewicz, S. L. (ed.). Universidad Autónoma Chapingo y Mundi-Prensa. pp. 67-92.
- Guzmán, J. M. 2003. Sustratos y tecnología de almácigo. *In: Memoria de cursos de producción en ambientes protegidos. UCRCYTED. San José, Costa Rica.* 25 p.
- Halevy, A. and Kofranek, A. 1984. Evaluation of Lisianthus as a new flower crop. *HortScience* 5 (19):.845-847.
- Harbaugh, B.K., Roh, M.S., Lawson, R.H. and Pemberton, B. 1992. Rosetting of lisianthus cultivars exposed to high temperature, *HortScience* 27(8):885-887.
- Hartmann, H. T. y Kester, D.E. 1987. Propagación de plantas, principios y prácticas. Continental. México. 760 p.
- Hartum, E.D. 1991. Lisianthus (*Eustoma grandiflorum*, Giseb) *In: Ball Red Book.* 15 Edition. Ball Red Publishing, Co. Chicago Illinois U.S.A. pp. 478-480.
- Hass, I. and Miske, T. 1984. *Eustoma russelianum*, too how flower pot. *in: Deutscher Gartenbau* 38(40):1759-1760.
- Hernandez, R. 1990 estudio sobre la germinación de la semilla de *Alnus acuminata*. H .B,K. *Revista Forestal Venezolana* (3 ): 39-54.
- Hidalgo L, Sindoni M, Méndez JR. 2009. Importancia de la selección y manejo adecuado de sustratos en la producción de plantas frutales en vivero. *Revista Científica Agrícola* 19: 282-288.

- Hopkins, G. W. and Hunner, P. N. 2003. Introduction to plant physiology. Ed. Wiley. Jhon and Sons. USA. pp. 403.
- Islam N. Patil G. G. Torre S., Gislerod H. R. 2004. Effects of Relative Air Humidity, Light, and Calcium Fertilization on Tipburn and Calcium Content of the Leaves of *Eustoma grandiflorum* (Raf.) Shinn. *Europ J Hort Sci* 69: 29-36.
- Jiménez, E.D. 1989. Efecto de la densidad de población sobre el rendimiento y sus componentes de la okra (*Hibiscus esculentus* L.) variedad Clemson Spineless. Tesis Ing. Agrón. Colegio superior Agropecuario del Estado de Guerrero. Guerrero, México 56 p.
- Jull, I. and Blazich, F.A. 2000. Seed germination and selected provenances of Atlantic White-Cedar as influenced by stratification temperature and light. *Hort Science* 3(5): 32-135.
- Larson, R.A. 2004. Introducción a la floricultura. (Ed). AGT editor. México. 543 p.
- Maldonado B, P. y Contreras M, A. J. 2005. *Lisianthus* manejo del cultivo. *Hortalizas y flores* 1:41-45.
- Mandujano, M.C., J. Golubov y M. Rojas-Aréchiga, 2007. "Efecto del ácido giberélico en la germinación de tres especies del género *Opuntia* (Cactaceae) del Desierto Chihuahuense". *Cact. Suc. Mex* 52:46-52.
- Mazuela, P.; De La Riva, F. y Urrestarazu, G. M. 2007. Cultivo de lisianthus en perlita. *Planta flor* 124:92-94.
- Melgares de Aguilar, C. J. 1996. El cultivo del Lisianthus. Primera parte. *Horticultura* 113(1316):13-16.
- Méndez, C. 2007. Sustratos para la producción intensiva de hortalizas en Costa Rica. *Revista Gestión Hortícola* 2 (10): 9-13.
- Ming D., W. and F. A. Mumpton. 1989. Zeolites in soils. *In*: J. B. Dixon and S. B. Weed (eds.). *Minerals in soil environments*. SSSA Book Series 1. Madison, WI, USA pp.873-911.

- Ohkawa, K., Yoshizumi, T., Korenaga, M. and Kanematsu, K. 1994. Reversal of heatinduced resetting in *Eustoma grandiflorum* with low temperatures. HortScience 29 (3):165–166.
- Olvera A, F. 2004. Evaluación técnica financiera del lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Shinn.) para la flor de corte bajo invernadero Tesis Profesional. Universidad Autónoma de Chapingo. Chapingo, Estado de México. 80 p.
- Peña C, H., Albrecht, T., Prat, S., Weiler, E.W. & Willmitzer, L. 1993. Aspirin prevents wound-induced gene expression in tomato leaves by blocking jasmonic acid biosynthesis. Planta 191:123-128.
- Pereira S, M., Filgueiras B, L., Filgueiras B, J. e Aparecida D, M. E. 2008. Germinação de sementes de *Plantago ovata* Forsk. (Plantaginaceae): temperatura e fotoblastismo. Revista Árvore 51-57.
- Pérez G., F. y J. Martínez-Laborde. 1994. Introducción a la fisiología vegetal. Universidad politécnica de Madrid. pp. 121-134.
- Pergola, G., Oggiano, N and Curir P. 1992. Effects of seeds and seedlings temperature conditions on planting, boletín and flowering in *Eustoma russellianum*, G. Acta Horticulturae 314:173-177.
- Pierahita, E. 1997. Germinación de semillas de jacaranda *copaia* bajo condiciones contrastantes de luz. Colombia. Crónica forestal y del medio ambiente 12:1-4.
- Puustjarvi, V. 1994. La Turba y su Manejo en la Horticultura. Eds. Horticultura. Reus, España 240 p
- Quesada, G. y R. Méndez. 2005. Evaluación de sustratos para almácigos de hortalizas. Agron. Mesoamericana 16(2):171-183.
- Roh, M. S. and R.H. Lawson. 1984. The lure of lisianthus. Greenhouse Mgr. 2:pp.103-121.
- Rojas, M. y M. Rovalo 1985. Fisiología Vegetal Aplicada. Mc. Graw Hill. México. pp207-222.

- Salazar C, H. A. 2008. Evaluación de materiales genéticos del cultivo de lisianthus (*Eustoma grandiflorum*), bajo diferentes densidades de siembra en condiciones ambientales controladas en la región de el Tejar, Chimaltenango. Secretaria Nacional de ciencia y tecnología. Guatemala, Guatemala. 88 p.
- Salisbury, F.B. y Ross, C.W. 2000. Fisiología de las Plantas. International Thompson Editores Spain - Paraninfo, (Ed 3) S.A., Madrid, España pp.696-702.
- SAS Institute. 1985. Guide for personal computers. Versión 6.2. Cary, NC, USA.
- Schmilewski, G. 2008. The role of peat in assuring the quality of growing media. Mires and Peat. Vol. 3. Germany. pp.1-8.
- Schon, M. 1997. El cultivo de lisianthus en la Argentina. Horticultura Argentina 1:13-14.
- Semeniuk, P. and Griesbach, R. J. 1987. *in vitro* propagation of prairie gentian. Plant cell, Tissue and Organ Culture 8:249-253.
- Shinner, L. H. 1957. Synopsis of the genus *Eustoma*. The Southwestern Naturalist 2:38-43.
- Sprau G. 1985. Eustoma, a culture for a near future. *In*: Lehrund Versuehsnastalt Fur Zierplanzennbau. Bauschulen Und Floristik Friesdorf, 85(21):803-812.
- Stamatakis, M.G., N. Koukouzas, C. Vassilatos, E. Kamenou, and K. Samantouros. 2001. The zeolites from Evros region, Northern Greece: A potential use as cultivation substrate in hydroponics. Acta Hortic. 548:93-103.
- Suárez, D., Fernández A, J. L. and Melgarejo, L. M. 2011. Efecto de la Luz y del ácido giberélico (AG<sub>3</sub>) en la germinación de *Minthostachys mollis* Kunth. Griseb. (Labiatae). Acta Biológica Colombiana 2(16):149-154.
- Takaki, M. 2001. New proposal of classification of seed based on forms of phytochrome instead of photoblastism. R. Bras. Fisiol. Veg 13(1):103-107.

- Urbina S, E.; Baca C, G.A.; Núñez E, R.; Colinas L, M.T.; Tijerina Ch, L.; Tirado T, J. L. 2011. Zeolita como sustrato en el cultivo hidropónico de gerbera. *Terra Latinoamericana* 29(4):387-394.
- Urrestarazu, G. M. 2004. Tratado de cultivo sin suelo. 3a edición. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 913 p.
- Velázquez, M. J. 2008. Extracción nutrimental en lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) cv. Mariachi. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 85 p.
- Verdugo, G. 1994. Lisianthus. Facultad de Agronomía. *In*: manejo de especies florales. Ed Quillota. S.p. Ecuador. Pp. 48-62.
- Vidalie, H. 1992. Producción de flores y plantas ornamentales. Ed. Mundi Prensa. Madrid, España. 310 p.
- Villee, S.B.M. (1998). Biología de Villee 3 Ed. Interamericana Mc Graw. Hill. México. pp.450-520.
- Wood, D. E, and R.E. Weaver. 1982. The genera of Gentianaceae in the Southeastern United States. *Journal of the Arnold Arboretum* 63:441-487.

## Links

- Icamex. 2014. Recuperado de: [http://portal2.edomex.gob.mx/icamex/investigacion\\_publicaciones/floricola/lisianthus/index.htm](http://portal2.edomex.gob.mx/icamex/investigacion_publicaciones/floricola/lisianthus/index.htm) (consultado el 16 de agosto 2014)
- Infoagro. 2000. Recuperado de : [http://www.infoagro.com/industria\\_auxiliar/tipo\\_sustratos.Htm](http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.Htm). Consultado el 15 de noviembre 2014.
- Jasinski S. M. 2008. PEAT. U.S. Geological Survey, Mineral Commodity Summaries, 703: 648-7711p. Recuperado de:[http://minerals.usgs.gov/minerals/pubs/Commodity\\_Peat/mcs-2008-peat.pdf](http://minerals.usgs.gov/minerals/pubs/Commodity_Peat/mcs-2008-peat.pdf) consultado el 25 de septiembre 2015.
- Manual Sakata. 2002. Cultivo de lisianthus 2002. Recuperado de: <http://www.sakata.com.br/cas/sakata/>. Consultado el 16 de agosto del 2014.
- Ostroumov, M. F., H. Ortiz y C. P. Corona. 2005. Zeolitas de México: Diversidad mineralógica y aplicaciones. Recuperado de: <http://smm.iim.umich.mx/zeolitas.htm>. Consultado el 25 de septiembre del 2015.

Panamerican Seed. 2012. GrowerFacts.

Recuperado de:[http://www.panamseed.com/series\\_info.aspx?phid](http://www.panamseed.com/series_info.aspx?phid)

Consultado el 4 de septiembre del 2014.

Sakata Seed. 2004. Series lisianthus. Recuperado de: <http://www.sakata.com.mx>

[paginas/lisianthus.htm](http://www.sakata.com.mx/paginas/lisianthus.htm). Consultado el 6 de septiembre 2014.

Sakata, 2011. Ficha técnica del cultivo lisianthus para flor de corte. Recuperado de:

[http://www.sakataornamentals.com/\\_cclib/attachments/plants/pdf-3284.pdf](http://www.sakataornamentals.com/_cclib/attachments/plants/pdf-3284.pdf).

Consultado el 6 de septiembre del 2014.

Valenzuela, O. y C. Gallardo. 2002. Sustratos Hortícolas. Un Insumo Clave en los Sistemas de Producción de Plantines. XXV Congreso Argentino de Horticultura y 1°EncuentroVirtual2002. Recuperado de: <http://www.inta.gov.ar/ediciones/idia/horticola/Hortalizas03.pdf>.

Consultado el 15 de enero del 2015.

## 6. ANEXOS

### Anexo 1. Niveles óptimos para las Propiedades físicas de los sustratos de cultivo

Propiedad	Nivel óptimo
Tamaño de partícula (mm)	0,25-2,50
Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	<0,4
Densidad real (g/cm <sup>3</sup> )	1,45-2,65
Espacio poroso total (% en volumen)	>85
Retención de agua (% en volumen ) a:	
10cm	55-70
50cm	31-40
100cm	25-31
Capacidad de aireación (% en volumen)	10-30
Agua fácilmente disponible (% en volumen)	20-30
Agua de reserva (% en volumen)	4-10
Agua totalmente disponible (% en volumen)	24-40
Valor <<R>> (cm)	10-30
Contracción (% en volumen)	<30

Fuente (Ansorena, 1994)



Anexo 2. Niveles óptimos para las propiedades fisicoquímicas y químicas de los sustratos de cultivo

Propiedad	Nivel óptimo
pH (extracto de saturación)	5,2-6,3
Conductividad eléctrica (extracto de saturación, dS/cm)	0.75-349
Capacidad de intercambio catiónico (meq/100g)	
-fertirrigación permanente	>20
-fertirrigación intermitente	<20
Cenizas (%)	>80
Relación carbono nitrógeno	20-40
Nutrientes asimilables (extracto de saturación, ppm):	
N- NO3	100-199
N-N04	0-20
P	6-10
K	150-249
Ca	>200
Mg	>70
Fe	0,3-3,0
Mn	0,02-3,0
Mo	0,01-0,1
Zn	0,3-3,0
Cu	0,001-0,5
B	0,005-0,5

Fuente (Ansorena, 1994)

**Fotografía 1.** Plántulas de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. “Mariachi Blue” cultivadas en la mezcla de sustrato peat-moss:zeolita modificada con potasio 30:70.



**Fotografía 2.** Plántulas de Lisianthus (*Eustoma grandiflorum* Raf.) var. “Mariachi Blue” cultivadas en la mezcla de sustrato peat-moss:zeolita modificada con calcio 30:70.

