

**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE**  
**INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO INTEGRAL**  
**REGIONAL**  
**UNIDAD - OAXACA**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y**  
**APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**  
**ÁREA: PROTECCIÓN Y PRODUCCIÓN VEGETAL**

**“EFECTO DEL FERTIRRIEGO EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL Y**  
**ASEXUAL DE LA PITAHAYA (*Hylocereus undatus*) BAJO CULTIVO**  
**SIN SUELO”**

**TESIS QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN**  
**CIENCIAS PRESENTA:**

**DANIEL CORRES ANTONIO**

OAXACA DE JUÁREZ, OAX., MARZO DE 2006.





**INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL  
SECRETARIA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

*CARTA CESIÓN DE DERECHOS*

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez, Oax., el día 27 del mes de febrero del año 2006, el que suscribe **DANIEL CORRES ANTONIO** alumno del Programa de **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y RECURSOS NATURALES** con número de registro **B030939**, adscrito al Centro Interdisciplinario para el Desarrollo Integral Regional Unidad-Oaxaca, manifiesto ser autor intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. Gabino Alberto Martínez Gutiérrez y cedo los derechos del trabajo intitulado **“EFECTO DEL FERTIRRIEGO EN LA PROPAGACIÓN SEXUAL Y ASEXUAL DE LA PITAHAYA (*Hylocereus undatus*) BAJO CULTIVO SIN SUELO”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Calle Hornos No. 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, C.P.71230**, e-mail [ciidirox@ipn.mx](mailto:ciidirox@ipn.mx) o [corresantonio@yahoo.com.mx](mailto:corresantonio@yahoo.com.mx). Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

  
DANIEL CORRES ANTONIO

## RESUMEN

El presente trabajo se llevo a cabo en las instalaciones del CIIDIR- IPN UNIDAD OAXACA, el objetivo fue evaluar el efecto de diferentes soluciones nutritivas y sustratos en plántulas y estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth), realizándose dos experimentos, el primero en laboratorio, en el cual se determinó del efecto de tres concentraciones de fósforo y cinco tipos de sustratos, sobre el crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya (*H. undatus*), reproducidas por semilla y cultivadas en cámara de germinación y en el segundo, se evaluaron cuatro tamaños de partículas del sustrato arena y cinco disoluciones nutritivas, sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya (*H. undatus*) clones rojo y solferino, cultivadas en invernadero. Los resultados obtenidos mostraron crecimientos de 8.77 cm con la mezcla arena-agrolita. Para el aumento en el tamaño de la raíz el uso del suelo convencional alcanzó el máximo valor (6.47 cm) y para el crecimiento de los brotes, el sustrato con mayor efecto fue la agrolita. Para el efecto de las concentraciones de fósforo, se encontró que utilizando 2 meq L<sup>-1</sup> de este elemento en la disolución nutritiva, se alcanzó el máximo valor para altura y peso fresco de la planta, mientras que la altura total y peso fresco de la raíz, se obtuvo utilizando suelo convencional como sustrato sin adición de elementos. En el segundo experimento el uso de la arena con diámetro de partículas de 2.38 mm y clon solferino tuvo la mayor cantidad de brotes, pero no el máximo crecimiento y utilizando niveles intermedios (disolución 3) de los macroelementos, se obtuvieron los máximos valores de peso fresco y peso seco de la planta así como de la raíz.

## SUMMARY

The present work you carries out in the facilities of the CIIDIR - IPN UNIDAD OAXACA where you looks for to evaluate the effect of the nutritious solutions and substrates in plántulas and pitahaya stakes (*Hylocereus undatus* Haworth), being carried out two experiments, the first one to level laboratory, titled “Determination of the effect of three match concentrations and five substrates types, on the growth and development of pitahaya plántulas (*H undatus*), reproduced by seed and cultivated in laboratory” and the second “Evaluation of four sizes of particles of the substrates sand and five breakups on the growth and development of pitahaya stakes (*H undatus*), low hothouse and cultivation without floor.” Obtaining highly significant results for the evaluated variables that were, growth of the shaft, total height of the plant, fresh weight of the plant and of the shaft, root size, weight fresh root, number of buds and growth of the buds, in the factor substrates, having the best effects the breakup of 2 meqL<sup>-1</sup>, in the second experiment the best results was had in the nutritious breakups for the evaluated parameters being all highly significant ones for the evaluated parameters that were, number of buds, growth buds, fresh weight and I dry off of stakes, fresh weight and I dry off of buds; and fresh weight and I dry off of the root.

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional (CIIDIR-IPN-OAXACA), por el apoyo económico brindado para la realización de la fase experimental de la tesis, a través del proyecto CGEPI-IPN- 200503209 “Efecto de soluciones nutritivas en pitahaya *Hylocereus* spp.

A la COFAA-IPN, por su apoyo económico en diverso materiales para el arreglo del invernadero experimental del CIIDIR-OAXACA.

## INDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS.....	III
ÍNDICE DE FIGURAS.....	IV
RESUMEN.....	X
SUMMARY.....	XI
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS .....	3
2.1. Objetivo general.....	3
2.1.1. Objetivos específicos.....	3
2.2. Hipótesis.....	3
III. ANTECEDENTES.....	4
3.1. Generalidades de la pitahaya.....	4
3.2. Descripción botánica.....	5
3.2.1. Raíz.....	5
3.2.2. Tallo.....	5
3.2.3. Areolas.....	7
3.2.4. Flor.....	7
3.2.5. Fruto.....	7
3.2.6. Semilla.....	8
3.3. Fenología.....	8
3.3.1. Crecimiento vegetativo.....	8
3.3.2. Desarrollo de flores y frutos.....	9
3.4 Propagación de la pitahaya.....	10
3.4.1 Formación de raíces.....	10
3.4.2 Factores ligados al crecimiento de las raíces.....	11
3.4.3 Enraizamiento de niveles.....	13
3.5. Fertilización en <i>Hylocereus undatus</i> .....	13
3.6. Sustrato para la producción de plantas.....	16
3.6.1. Definición de sustrato.....	17
3.6.2. Composición de los sustratos.....	18
3.6.2.1. La fase sólida.....	18
3.6.2.2. La fase líquida.....	19
3.6.3. Relación agua – aire de los sustratos .....	19

## ÍNDICE DE CUADROS

	Pag. .
Cuadro 1. Características del ambiente de un contenedor con relación al cultivo en el suelo .....	26
Cuadro 2. Niveles óptimos para las propiedades físicas de los sustratos.....	38
Cuadro 3. Relación de tratamientos cámara de germinación.....	40
Cuadro 4. Fuentes de las soluciones .....	41
Cuadro 5. Factores utilizados en la evaluación del crecimiento de estacas de pitahaya ( <i>H. undatus</i> ) en invernadero .....	45
Cuadro 6. Fuentes utilizadas para las disoluciones nutritivas (Cooper, 1996) .....	46
Cuadro 7. Efecto de diferentes sustratos sobre algunos parámetros de crecimiento del tallo y planta de pitahaya ( <i>Hylocereus undatus</i> ) en cámara de germinación .....	50
Cuadro 8. Efecto de diferentes sustratos sobre el tamaño y peso fresco de la raíz en plántulas de pitahaya ( <i>Hylocereus undatus</i> ) en cámara de germinación .....	51
Cuadro 9. Efecto de diferentes sustratos sobre el número y crecimiento de brotes en plántulas de pitahaya ( <i>Hylocereus undatus</i> ) en cámara de germinación .....	53
Cuadro 10. Efecto de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena en estacas de pitahaya ( <i>Hylocereus undatus</i> ) sobre el número y crecimiento de brotes de los clones rojo y solferino en condiciones de invernadero .....	62
Cuadro 11. Efecto de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena en estacas de pitahaya ( <i>Hylocereus undatus</i> ) sobre el peso fresco y seco de estacas de los clones rojo y solferino en condiciones de invernadero .....	63



## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenida por semilla a diferentes concentraciones de fósforo .....	54
Figura 2 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el peso fresco del tallo y planta .....	55
Figura 3 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el tamaño de raíz .....	56
Figura 4 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el peso fresco de la raíz .....	57
Figura 5 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el número de brotes .....	58
Figura 6 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el crecimiento de brotes .....	59
Figura 7 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el número de brotes en clones rojo y solferino	66
Figura 8 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el crecimiento de brotes en clones rojo y solferino .....	67
Figura 9 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso fresco de estacas en clones rojo y solferino .....	68
Figura 10 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de estacas en clones rojo y solferino .....	69
Figura 11 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre peso fresco de brotes en clones rojo y solferino .....	70
Figura 12 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de brotes en clones rojo y solferino .....	71
Figura 13 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso fresco de la raíz en clones rojo y solferino .....	71
Figura 14 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de la raíz en clones rojo y solferino .....	72

## I. INTRODUCCIÓN

La pitahaya o pitajaya (*Hylocereus undatus*) es una cactácea de amplia distribución en México (Bravo, 1998). Este recurso fitogenético es un elemento importante del medio natural, porque ayuda a la conservación de suelos debido a las redes que forman los sistemas radicales y a la aportación de materia orgánica por la muerte y descomposición de raíces y tallos que constituyen barreras contra el viento. Además favorece la conservación y mantenimiento de especies vegetales y animales que habitan en las áreas donde se encuentra formando un agroecosistema biodiverso, debido a que puede establecerse con otras especies endémicas o sujetas a protección especial, y de esta manera promover su conservación (Ortiz y Livera, 2000).

El cultivo de la pitahaya en México se ha incrementado sustancialmente, los estados que han aumentado su superficie de manera comercial son: Yucatán, Tabasco, Quintana Roo, Campeche, Puebla y Veracruz con una superficie de 290 ha (Rodríguez, 2000; Texco, 2001), debido a que representa una posibilidad promisoría para diversas regiones semiáridas y subtropicales del país, ya que puede ser establecido en combinación con otros cultivos de importancia agrícola, frutícola y/o forestal (Ortiz y Livera, 1999). Además de ofrecer la oportunidad de generar empleos y divisas al país por la alta perspectiva que el fruto tiene en el mercado nacional e internacional. Sin embargo, existen problemas asociados al cultivo, como la falta de un manejo integral adecuado que conduzca no sólo al aprovechamiento de la especie sino también a su conservación. Por lo que se debe implementar y justificar las prácticas culturales; como por ejemplo: la fertilización, uso de micorrizas, riego, cultivo bajo sustratos, etc., de acuerdo a la fenología, tipo de suelo y clima donde se establezca la planta, porque no es justificable extrapolar resultados obtenidos en otros sistemas de producción exóticos a sistemas nativos (Ortiz, 2000).

En la propagación de esta especie que se realiza en plantaciones comerciales se siembra material heterogéneo, que en determinado momento no garantizan la calidad del fruto requerido por el mercado.

Para la reproducción de la pitahaya en el menor tiempo posible se recurre a la propagación vegetativa, principalmente por estacas o fracciones de tallos (Ortiz y Livera, 1999). Sin embargo, acelerar el enraizamiento para obtener un mayor número de plantas de calidad en el menor tiempo posible, conduce a un ahorro de mano de obra y a la liberación rápida del espacio de viveros, como se ha demostrado para especies frutícolas y forestales de madera suave o leñosa (Ruiz, 1992; Dutra *et al.*, 1999; Stumpf, 2001). Así mismo, acelerar el crecimiento y desarrollo de plantas provenientes de semilla permitiría obtener a corto plazo nuevos materiales.

El cultivo de plantas en sustrato e hidropónico presenta diferencias sustanciales respecto del cultivo de plantas en suelo (Abad y Noguera, 1997).

Una de las técnicas de producción intensiva de plantas o cosecha es el uso de sustratos naturales o artificiales, que combinados con un sistema de fertirrigación en el cual se incorporen balanceadamente los elementos, estimula el crecimiento vegetativo y radical de una gran cantidad de especies vegetales (Urrestarazu, 2001; Martínez, 2000, Abad y Noguera 2001), lo que se traduce en altas producciones de materia seca o cosecha, esto ha ocurrido frecuentemente en hortalizas y flores. Sin embargo, existen muy pocos trabajos en cactáceas y suculentas.

De acuerdo a lo anterior el presente trabajo de investigación tuvo como objetivo principal conocer el comportamiento de diferentes concentraciones de fósforo y su interacción con algunos sustratos sobre el crecimiento y desarrollo de plantas de pitahaya (*Hylocereus undatus* H.)” obtenidas sexual y asexualmente bajo condiciones de laboratorio e invernadero para determinar su óptima y homogénea multiplicación con fines comerciales y de investigación.

## **II. OBJETIVOS**

### **2.1. OBJETIVO GENERAL**

Evaluar el efecto de diferentes disoluciones nutritivas y tipos de sustratos, sobre el crecimiento y desarrollo de plantas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), reproducidas sexual y asexualmente

### **2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

Determinar el efecto de cuatro concentraciones de fósforo y cinco tipos de sustratos, sobre el crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya (*H. undatus*) reproducidas por semilla y cultivadas en laboratorio

Evaluar cuatro tamaños de partículas del sustrato arena y cinco soluciones nutritivas sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya (*H. undatus*) bajo invernadero y cultivo sin suelo.

### **2.3. HIPÓTESIS**

La mayor concentración de fósforo en combinación con diferentes sustratos inertes promoverá rápido crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya (*H. undatus*) obtenida por semilla y cultivadas en laboratorio

El tamaño de partícula del sustrato arena y su interacción con diferentes disoluciones nutritivas, tienen efecto sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya (*H. undatus*) bajo cultivo sin suelo e invernadero

### III. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1. Generalidades de la pitahaya

Esta especie es originaria de América. Algunos autores sostienen que proviene exactamente de América tropical (Bravo-Hollis, 1978) y otros de Colombia o México (Ortiz, 1999).

El término “pitahaya” es de origen antillano, anteriormente con este nombre se le conoció a diversas cactáceas, primeramente se le llamó así a la planta con sus respectivos frutos, posteriormente solo al fruto le fue dado ese nombre (Mercado y Granados, 1999).

Independientemente de su origen, en México, la pitahaya se encuentra distribuida de manera natural en las selvas altas perennifolias, selvas medianas subperennifolias y selvas bajas caducifolias (Ortiz, 2000) que se desarrollan desde los 2 msnm hasta los 2750 msnm (Cáliz, 1996; Barcenás-Abogado, 2002). El uso de la pitahaya es diverso y variado, porque no solo sus frutos ricos en vitamina C son comestibles, sino también sus tallos tiernos y flores, además de su empleo en la medicina tradicional y como planta ornamental.

De acuerdo a Bravo (1998) y Ortiz (1999) la clasificación taxonómica en que se le ubica a *Hylocereus* spp. Es la siguiente:

Reino: VEGETAL

Orden: CACTALES

Familia: CACTACEAE Lindl

Subfamilia: CACTOIDEAE

Tribu I: HYLOCEREAE (Britton & Rose)

Subtribu II: HYLOCEREINAE (Britton & Rose) (Buxbaum)

Género 13: *Hylocereus* (Berg) (Britton & Rose)

Dentro de este género se ubica *H. undatus* e *H. polyrhizus*, junto con otras 16 especies.

### **3.2. Descripción botánica**

Las pitahayas cultivadas en México muestran variaciones entre ellas, y a su vez son distintas a las de Colombia y Nicaragua en cuanto a forma, color del fruto y color de pulpa, periodos de fructificación y tamaño, forma y consistencia de los esquejes, lo que pone de manifiesto que, además de la influencia ambiental, la influencia de importantes diferencias genéticas entre las plantas (Rodríguez, 1997). El término *Hylo* significa espina larga y delgada, el vocablo *cereus* se refiere a céreo o cera, debido al revestimiento de los tallos (Infante, 1996).

#### **3.2.1. Raíz**

Las pitahayas que nacen de semilla tienen dos tipos de raíces: a) la raíz principal, que se origina en la radícula y que al poco tiempo deja de desarrollarse y se atrofia, y b) las raíces adventicias, basales y aéreas, que en ambos casos surgen del haz vascular (Rodríguez, 1997). Las raíces de pitahaya se encuentran en los primeros 5 cm. de profundidad, ubicándose el resto en los siguientes 5 cm., su extensión horizontal depende del vigor de la planta (Estevez, 1995).

(Castillo *et al.*, 1996) menciona que las raíces adventicias basales nacen en la parte del tallo que está dentro del suelo, son largas, delgadas y ramificadas y se distribuyen superficialmente en el suelo. Las raíces adventicias aéreas aparecen indistintamente a lo largo de los tallos, le sirven para fijarse al soporte y algunas de ellas llegan hasta el suelo, con lo que amplían el área de absorción de humedad y nutrientes. Las pitahayas propagadas vegetativamente (por segmentos de tallos) tienen los dos tipos de raíces adventicias, pero carecen de raíz principal (Castillo *et al.*, 1996; Rodríguez, 1997).

#### **3.2.2. Tallo**

La designación más aceptable para los tallos de pitahaya es la de filocladodios, que aunque no son estructuras ideales para el almacenamiento de agua, tienen la suficiente capacidad para almacenarla y utilizarla durante periodos cortos de sequía (Gibson y Nobel, 1986).

Los tallos son triangulares, trepan por los árboles o por los muros, son muy largos y ramificados, de 3 a 7 cm de diámetro (Britton y Rose, 1963; Fouqué, 1972; Bravo y Sánchez, 1978; Tiscornia, 1978; Barbeau, 1990; Castillo *et al*, 1996). Los tallos de la pitahaya son suculentos o carnosos y tienen tres aristas o costillas, en la parte central muestran un círculo leñoso en donde se encuentra el haz vascular que es el conjunto de conductos que transportan agua y nutrimentos, de aproximadamente 1 cm de diámetro, que le sirve como esqueleto a la planta. Las aristas del tallo son onduladas; entre cada par de ondulaciones hay una areola o yema en donde se originan los brotes vegetativos y reproductivos y también las raíces adventicias. Los tallos están divididos en segmentos de 5 a 150 cm de largo.

Los tallos maduros son de color verde oscuro, en tanto que los tallos jóvenes y los brotes pequeños son de color verde claro, el tallo cumple las funciones de fotosíntesis; sobre el margen de la costilla hay un borde muy delgado de color café. (Maltéz, 1994; Rodríguez, 1997).

El tallo se encuentra dividido en cuatro tejidos, teniendo en la parte exterior la epidermis, compuesta por una sola capa de células, cubierta por cutina, las funciones pueden ser retención de agua, protección contra plagas, enfermedades, de la luz intensa y para controlar el intercambio gaseoso. Las dos primeras están a cargo de la cutina, la tercera función la controla la epidermis mediante los estomas. En la parte interna, se encuentra la hipodermis, compuesta por el colénquima que contiene altas concentraciones de pectina y hemicelulosa; la pectina retiene el agua lo cual rellena las paredes y las hace duras pero flexibles, por lo cual los tallos pueden expandirse, contraerse al perder agua sin sufrir daños, también presenta los canales subestomáticos como continuación de los estomas y llegan al colénquima para permitir el intercambio gaseoso. El tercer tejido es el clorénquima, en el cual ocurre la fotosíntesis, en la pitahaya el clorénquima es muy abundante en relación al parénquima sin clorofila, pues este último casi no existe excepto en la médula, sin embargo en la mayoría de las cactáceas, el parénquima sin clorofila es muy abundante y juega un papel importante en el almacenamiento de agua y nutrimentos. Los haces vasculares se encuentran entre la médula y el tejido parenquimatoso (Cruz, 1994; Delgado, 2002).

En diversos estudios se ha comprobado que la pitahaya presenta el metabolismo ácido de las crasuláceas (MAC) para fijar CO<sub>2</sub>, el cual se caracteriza porque sus estomas se abren durante la noche para efectuar el intercambio gaseoso y los cierran durante el día (Gibson y Nobel, 1986, Mizrahi *et al*, 1996; Ortíz, (1995), mencionó que en tallos de seis meses de edad con un contenido relativo de agua del 90% presentaron el patrón MAC, observándose una tendencia mayor de absorción de CO<sub>2</sub> al finalizar la noche, cuando el contenido relativo de agua fue del 60%.

### **3.2.3. Areolas**

Las areolas o yemas son redondeadas y con pelos muy finos de color blanco. Se desarrollan en las ondulaciones de las costillas del tallo, y presentan algunas espinas cortas, las areolas se ubican a distancias de 3 a 4 cm una de la otra, presentan de 1 a 3 espinas de 2 a 4 mm de longitud. Estas areolas son muy importantes porque constituyen las yemas vegetativas y reproductivas (Fouqué, 1972; Rodríguez, 1997; Castillo *et al*, 1996).

### **3.2.4. Flor**

Las flores abren durante la noche y cierran en la mañana, son de hasta 40 cm. de largo y 24 cm de diámetro, hasta ahora la longitud promedio varia de 32 a 36 cm (Ortiz, 1995) tienen forma de embudo; segmentos exteriores del perianto verde amarillentos, encorvados hacia atrás; segmentos interiores blancos, erectos, oblanceolados, anchos, enteros, apiculados; filamentos delgados; estilo grueso de 7 a 8 mm de diámetro; lóbulos del estigma delgados, enteros, de color crema (Britton y Rose, 1963; Fouqué, 1972; Bravo y Sánchez, 1978; Castillo *et al*, 1996; Nerd y Mizrahi; 1997). La flor se autofecunda, pero también puede cruzarse (Becerra, 1986).

### **3.2.5. Fruto**

El fruto es una baya grande, oblongo, de 10 a 12 cm de diámetro, rojo, sin espinas, con escamas grandes, más o menos caducas al madurar, es comestible y tiene pulpa blanca jugosa, si se deja madurar completamente en la planta, se abre (Fouqué, 1972; Bravo y Sánchez, 1978;



Tiscornia, 1978; Castillo *et al.*, 1996). El peso del fruto varía de 350 a 700 g, e incluso llegan a pesar hasta 970 g, en promedio el fruto está constituido por 70% de pulpa y 30% de cáscara (Ortíz, 1999; Castillo *et al.*, 1996). La pitahaya blanca, es poco dulce, pues tiene 10.6° Brix (Castillo *et al.*, 1996; Rodríguez, 1997). Y tiene una suave fragancia (Cálix, 1996).

### **3.2.6. Semilla**

Las semillas son numerosas, pequeñas (1 a 2 mm), con funículo largo, esta última estructura une a la semilla con la pared interna del fruto. Las semillas están distribuidas en toda la pulpa, tienen la testa negra, brillante y lisa, están rodeadas por una sustancia pegajosa (Castillo *et al.*, 1996).

### **3.3. Fenología**

Se refiere al comportamiento de la planta de acuerdo a las variaciones climáticas a lo largo del año. El conocimiento de este aspecto es importante para el manejo del cultivo. Así mismo ayuda a precisar las fechas de fertilización, podas, etc., permitiendo programar actividades de la cosecha, optimizando tiempo y recursos.

#### **3.3.1. Crecimiento vegetativo**

Castillo *et al.*, (1996) mencionan que bajo condiciones de crecimiento natural, el desarrollo de los tallos está muy relacionado con las lluvias. Tanto en los lugares donde las estaciones de sequía y precipitación son muy marcadas como en donde están menos definidas, las brotaciones vegetativas abundantes ocurren cuando las lluvias son más intensas y prolongadas. No obstante, hay brotaciones menos abundantes prácticamente a lo largo de todo el año, también como respuesta principalmente a las lluvias. El crecimiento vegetativo está afectado por varios factores; la falta de humedad y las bajas temperaturas tienen una influencia muy importante, de tal manera que en los periodos en que estos factores ambientales disminuyen a lo largo del año, también el crecimiento de los tallos es menor o se detiene. El periodo en que el crecimiento vegetativo es más afectado es de octubre a abril, pero marzo y abril son los

meses más desfavorables. El crecimiento vegetativo se favorece por cierta cantidad de sombra, pero un sombreado excesivo produce tallos delgados con una coloración verde oscura.

En otros estudios realizados en pitahaya, bajo condiciones de campo e invernadero por Ramírez (1995) y Delgado (1997) respectivamente, se encontraron cuatro periodos de brotación definidos. Por su parte, Arguello y Jiménez (1997), también reportaron periodos de brotación definidos al someter a plantas de pitahaya a diferentes periodos de sequía.

López *et al.*, (1999) indican que altas concentraciones de N en la disolución nutritiva tuvieron efectos significativos en la emisión de brotes y poca significancia en el grosor del tallo. Además altas concentraciones de microelementos favorecieron mayor número de raíces.

### **3.3.2. Desarrollo de flores y frutos**

El desarrollo de flores y frutos está estrechamente relacionado con la estación lluviosa; la emergencia de las yemas florales tiene efecto después de las primeras precipitaciones, el resto del periodo reproductivo ocurre cuando las lluvias están bien establecidas. No está comprobado, pero se supone que la longitud del día también ejerce influencia en el inicio de la producción. La mayor producción de los frutos de pitahaya coincide con el solsticio de verano (junio a septiembre) donde los días son más largos que las noches, es decir, cuando hay mayor cantidad de horas-luz (Castillo *et al.*, 1996).

Dependiendo de las condiciones de la región, cada año pueden registrarse de tres a seis ciclos de desarrollo de flores y frutos, que se traslapan (Castillo y Ortiz, 1994; Castillo *et al.*, 1996). Cada ciclo comprende tres fases: a) La emergencia de botones florales y su desarrollo hasta la floración, que puede durar de 10 a 31 días; b) La antesis, donde cada flor abre sólo una vez en la noche, y todas las flores de la planta pueden florecer en un lapso de tres a cinco días, y c) De la antesis a la maduración fisiológica del fruto (inicio del cambio de color de la cáscara), que puede durar de 27 a 39 días; la maduración de los frutos de toda la planta puede ocurrir de tres a cinco días. Se ha observado que las plantas que permanecen con sombra excesiva tienen una producción reducida. Si las lluvias caen cuando ocurre la floración o uno o dos días

después de ésta, el porcentaje de frutos que logran su desarrollo se reduce drásticamente, debido a que el ovario de las flores se pudre. En *Hylocereus undatus*, se ha visto que cuando el efecto de las lluvias es muy severo, pueden pudrirse más del 80% de las flores de un ciclo, mientras que en circunstancias favorables más del 80% de las flores desarrollan frutos (Castillo *et al.*, 1996; Cruz, 1996).

### **3.4. Propagación de la pitahaya**

La propagación puede ser por semilla o por estacas. La propagación por estacas es rápida, es un material de fácil enraizamiento (Fouqué, 1972; Ortíz *et al.*, 1994; Ortiz y Livera, 2000). La principal forma de propagación es la vegetativa, a partir de los tallos o esquejes que tengan por lo menos dos años de edad, que provengan de una planta adulta, sana, productiva, que produzca fruta de calidad, ya sea que se planten directamente o que se establezcan en bolsas hasta la formación de nuevas plantas (Becerra, 1986; Ortíz *et al.*, 1994; Rodríguez, 1997). También se puede propagar por injerto sobre otras plantas, tal es el caso de pitahaya, pitayo, jiotilla y nopal (Cordero, 1997).

La pitahaya también se reproduce por medio de semillas maduras, las cuales tienen un alto porcentaje de germinación superior al 95% a los 15 días, sobre todo en condiciones de exposición a la luz, una respuesta similar se tiene después de 4 meses de almacenaje. Pero para fines de explotaciones comerciales no es recomendable este procedimiento, pues la planta tarda de cuatro a seis años en llegar a su etapa productiva y requiere demasiados cuidados en semillero y vivero, sin embargo, es muy útil cuando se cuenta con poco material vegetativo, o se desea realizar trabajos de mejoramiento genético (Castillo *et al.*, 1996; Rodríguez, 1997).

#### **3.4.1. Formación de raíces**

En la propagación por estacas solo es necesario que se forme un nuevo sistema de raíces adventicias. Las raíces adventicias son de dos tipos: raíces preformadas y las raíces de lesiones, que son las que se formarán ya que éstas se desarrollan solo después de que se ha hecho la estaca, en respuesta al efecto de lesión al preparar la misma. Cuando se corta una

estaca, las células vivientes que están en las superficies cortadas son lesionadas, quedando expuestas las células muertas y conductoras del xilema ocurriendo un proceso subsecuente de cicatrización y regeneración (Hartmann y Kester, 1998). Los cambios anatómicos que pueden observarse en el tallo durante la iniciación de las raíces pueden dividirse en cuatro etapas: 1) Desdiferenciación de células maduras específicas. 2) Formación de iniciales de raíz en ciertas células cercanas a los haces vasculares, las cuales se han vuelto meristemáticas por desdiferenciación. 3) Desarrollo subsecuente de estas iniciales de raíces en primordios de raíces organizados 4) Desarrollo y emergencia de estos primordios radicales a través del tejido del callo (Hartmann y Kester, 1998).

La ubicación precisa dentro del tallo de los sitios en que se originan las raíces adventicias ha intrigado a los anatomistas vegetales durante siglos. Por lo que se dice en general que el origen y desarrollo de las raíces adventicias se efectúa cerca de y justamente fuera del núcleo central de tejido vascular (Hartmann y Kester, 1998).

Es probable que para establecer condiciones que favorezcan la iniciación de raíces existan interacciones entre ciertos factores fijos o no móviles situados dentro de las células, tal vez ciertas enzimas y nutrientes fácilmente conducibles y factores endógenos del enraizamiento (Hartmann y Kester, 1998).

### **3.4.2. Factores ligados al crecimiento de las raíces**

El crecimiento de las raíces depende de factores ligados al suelo como la aireación ya que este modifica su aireación y cohesión de acuerdo a las variaciones de la humedad. La presencia de cantidades adecuadas de aire en el suelo es tan importante para el crecimiento de la mayoría de las plantas puesto que la tasa de respiración de las raíces disminuye grandemente cuando el oxígeno es deficiente y del complejo clima-suelo (humedad, temperatura) donde la temperatura depende simultáneamente de la cantidad de calor recibida que procede del sol. La temperatura del suelo es un elemento muy importante para la actividad radicular (Greulach y Adams, 1989; Trocme y Gras, 1979).

Ya que el crecimiento de las raíces solo se produce dentro de un cierto intervalo de temperaturas siendo favorables las demás condiciones. Rogers (1939) (Trocme y Gras, 1979) demostró que el crecimiento de las raíces del manzano esta íntimamente ligado a la temperatura del suelo, y por último, a factores fisiológicos.

Greulach y Adams (1989) mencionan que si en un experimento se cultiva una planta expuesta al sol y otra en la sombra, con todos los demás factores iguales, la morfología y fisiología de la planta al sol pronto se modificará tanto que no se podrá seguir una regla segura para comparar los sistemas que difieren por un solo componente.

Hartmann y Kester (1998) dicen que en todos los tipos de crecimiento y desarrollo de las plantas, la luz es de importancia primordial como fuente de energía para la fotosíntesis y que en el enraizamiento de estacas, los productos de la fotosíntesis son importantes para la iniciación y crecimiento de las raíces.

Contradictoriamente Trocme y Gras (1979) mencionan que los factores que intervienen sobre la fotosíntesis (iluminación, temperatura, apertura de los estomas) inciden sobre el desarrollo del sistema radical, más sin embargo, y debido a que las plantas perennes disponen de reservas en sus órganos permanentes, el crecimiento de sus raíces depende menos íntimamente de la fotosíntesis que el correspondiente a las plantas anuales.

Por otra parte el crecimiento de las raíces puede ser entorpecido por algunos obstáculos que pueden imprimir al sistema radical una forma particular. Estos obstáculos no son exclusivamente aquellos materiales que no se pueden identificar con el suelo, son a menudo capas de tierra que detienen la penetración de las raíces, y por consiguiente, siempre que las raíces encuentran un obstáculo, se ramifican de forma activa (Trocme y Gras, 1979).

Rogers en 1939 (Trocme y Gras, 1979) demostró que, cuando una raíz de manzano se ve obligada a cambiar de dirección debido a un obstáculo, es frecuente que se desarrolle otra raíz lateralmente, por ejemplo, el aspecto de “coral” que tiene las raíces proviene precisamente de

su crecimiento anormal ante los obstáculos, conjugado con una reducción de su crecimiento secundario.

### **3.4.3. Enraizamiento de niveles**

Se sabe que de la base al ápice de cualquier estaca existen marcadas diferencias en composición química y a menudo se han observado variaciones en la producción de raíces entre las estacas tomadas de diferentes porciones de la rama, encontrándose en muchos casos que el mayor enraizamiento se obtiene de la porción basal de la misma (Hartmann y Kester, 1998).

Hartmann y Kester (1998) mencionan que en estacas preparadas de ramas de tres cultivares de zarzamora de mata alta (*Vaccinium corymbosum*) enraizaron con más éxito si procedían de la porción basal de la rama en vez de las partes terminales. Cuando menos en algunas plantas de tallos leñosos se ha determinado que el número de iniciales de raíces preformadas disminuye marcadamente de la base a la punta de la rama. En consecuencia, la capacidad de enraizamiento de las porciones basales de esas ramas es bastante mayor que aquella de las partes apicales.

Sin embargo, en estudios con una madera de tipo diferente, las estacas de madera suave de cerezos (*Prunus cerasus*, *P. avium*, *P. mahaleb*), preparadas de crecimiento nuevo, succulento y enraizadas bajo niebla, tuvieron los siguientes porcentajes de estacas enraizadas: “Stockton Morillo” basal, 30%, punta 77%; “Bing”, basal 0%, punta 100%; “Montmorency”, basal, 10%, punta 90% (Hartmann y Kester, 1998).

### **3.5. Fertilización en *Hylocereus undatus***

La fertilización es una actividad muy importante porque favorece el desarrollo de las plantas y las mantiene vigorosas y productivas. Diversas investigaciones demuestran que el mejor intervalo de pH del suelo recomendable para la pitahaya es de 5.3 a 6.7, debido a que con esta amplitud hay mejor disponibilidad de nutrimentos y mayor actividad microbiológica (Castillo

*et al.*, 1996; Cruz, 1996). El propósito principal de la producción de plantas en viveros es el de favorecer la formación y desarrollo de raíces y brotes vegetativos. Por tal motivo, a los 15 días después de haber plantado los esquejes en las bolsas, se sugiere la aplicación de 10 g por bolsa de una mezcla de 17-17-17 y urea, se sugiere que dicha mezcla tenga una mayor cantidad de N para estimular el desarrollo de las raíces (Rodríguez, 1997), resultado que esta de acuerdo con lo citado por López *et al.*, (1999).

En cuanto a fertilización en las plantaciones, Castillo *et al.*, (1996) e Infante (1996), hicieron las siguientes sugerencias. En el primer año, al establecer las plantas de pitahaya (en junio), se recomienda aplicar 50 g de 0-46-0 por planta, de tal manera que estimule el desarrollo de las raíces. En Agosto sugieren aplicar 50 g de urea por planta para favorecer el crecimiento vegetativo. En el segundo año, generalmente las plantas de pitahaya inician la producción. Se sugiere aplicar en marzo 75 g de 15-15-15 por planta. En mayo, las pitahayas requieren mayor cantidad de nutrimentos pues comienza la formación de flores y frutos. Como se ha determinado que las plantas tienen mejor respuesta al N y al K que al P, y que el K es el elemento requerido en mayor cantidad durante la producción, se recomienda aplicar la fórmula 18-9-19-3(5) en junio y agosto. En octubre, cuando el periodo reproductivo casi ha finalizado, es conveniente aplicar urea, a fin de favorecer el crecimiento vegetativo. Guzmán (1994), reportó que la pitahaya responde favorablemente a la aplicación de 1.5 a 2 kg de la fórmula 18-46-00 por planta, 3 veces al año.

Con relación a la fertilización con microelementos, se ha demostrado que la pitahaya es una planta eficiente en la absorción de elementos menores y microelementos. Pero es conveniente indicar que todavía hay un conocimiento limitado sobre el manejo práctico que podrían tener estos fertilizantes sobre la pitahaya. Se ha encontrado que el B y el Zn inducen mayor número de frutos, pero el peso y tamaño de los mismos se reduce.

(Castillo, 1996); Infante (1996), reportan que en Colombia, aplicando Boro se obtuvo una respuesta sobresaliente en cuanto a porcentaje de frutos amarrados, peso y tamaño de los mismos; en contraste, el Mn aplicado foliarmente incrementó el peso, diámetro y la longitud del fruto. Se sugiere hacer una aplicación de Ca, Mg y microelementos en junio cuando ya se

ha iniciado el periodo de máxima actividad metabólica de las plantas. Los microelementos pueden ser aplicados al suelo o de manera foliar (Castillo, 1996).

Además de la respuesta positiva a la fertilización edáfica, la pitahaya responde bien a la fertilización foliar, Castillo *et al.* (1996), sugieren el uso de Bayfolán®, K-fol , Grofol , y Poliquet-Multi®, realizando 2 aplicaciones durante el mes de marzo de alguno de los fertilizantes foliares mencionados anteriormente. Cruz (1996), mencionó que se deben dar tres aplicaciones foliares en enero, febrero y marzo utilizando Bayfolán .

En cuanto al uso de fertilizantes orgánicos en esta especie, se ha observado que responde favorablemente a las aplicaciones de dichos fertilizantes, los abonos más utilizados son el estiércol de ganado vacuno, porcino, caprino, equino y gallinaza.

Becerra (1986) reportó que la pitahaya responde muy bien a las aplicaciones de gallinaza y materia orgánica bien descompuesta y sugiere la aplicación de 4 toneladas de gallinaza por ha, repartida en 3 ó 4 aplicaciones. En proyectos productivos que se realizaron en el estado de Yucatán Rodríguez (1996) mencionó que para fertilizar las pitahayas con fertilizantes orgánicos utilizaron como fuente estiércol de cerdo, gallinaza, bagazo de henequén y estiércol de bovino, obteniendo un desarrollo aceptable de las plantas en vivero.

Ramírez (1995), en aspersiones de nutrientes a los tallos de pitahaya encontró que existió asimilación por la cutícula, lo cual se reflejó en un incremento de los niveles de N, P, Ca y Zn y en la brotación de tallos nuevos. Barcenás (1994), al evaluar diferentes sustratos para enraizar pitahaya, encontró que se presentó un menor crecimiento de los brotes en arena en comparación a la tierra franco arcillosa, y esto lo atribuyó a la menor disponibilidad de nutrientes que se tiene en arena. Delgado (1997), realizó un estudio de nutrición en pitahaya, en el cual indujo deficiencias nutrimentales, concluyendo que los elementos que más limitaron el crecimiento de pitahaya fueron el N y P, lo cual se manifestó en una disminución del crecimiento. Los microelementos Fe, Mn, Zn y B no afectaron el crecimiento vegetativo de esta especie



### **3.6. Sustratos para la producción de plantas**

En las últimas décadas todas las ciencias están experimentando avances tecnológicos importantes. La agricultura también se está beneficiando de toda esta revolución tecnológica; en este sentido, se ponen a disposición del agricultor variedades más resistentes y productivas que las tradicionales, nuevos materiales (sistemas de fertirrigación, materiales de cobertura, etc.), con estos cambios tecnológicos se observa una sustitución, de manera cada vez más importante, el cultivo tradicional en suelo por el cultivo hidropónico y en sustrato (Abad y Noguera, 1997). Este fenómeno ha sido más pronunciado en aquellos sectores más intensivos de la agricultura, siendo el caso de la producción hortícola y ornamental.

Entre las diversas razones que han ido provocando esta sustitución podrían destacarse especialmente dos: a) La presencia cada vez mayor de factores limitativos para la continuidad de cultivos intensivos en pleno suelo (agentes fitopatógenos, salinidad, etc.) que obliga a adoptar técnicas productivas alternativas. En este sentido encaja perfectamente la problemática que están experimentando algunas zonas con una importante tradición productiva hortícola y ornamental, pero que, debido a la continuidad e intensidad de los cultivos durante bastantes años, hace que el elemento "suelo" esté enormemente degradado y tengan que adoptarse soluciones alternativas y b) La necesidad de transportar plantas completas a distintos lugares de donde fueron cultivadas; este hecho es muy habitual cuando se trata de plantas ornamentales en las que su lugar de producción puede variar significativamente del lugar de comercialización o consumo.

La demanda de los sustratos hortícolas tiene su origen en el cultivo de plantas en contenedor (Burés, 1997); parece que la necesidad del sector productivo es la que ha obligado a desarrollar materiales adecuados que puedan ser utilizados satisfactoriamente en el cultivo de plantas en contenedor.

El cultivo de plantas en sustrato presenta diferencias sustanciales respecto del cultivo de plantas en pleno suelo (Abad, 1993). Al cultivar en contenedor las características de éste resultan decisivas en el correcto crecimiento de la planta, ya que se produce una clara interacción entre las características del contenedor (altura, diámetro, etc.) y el manejo del complejo planta-sustrato.

En el caso del cultivo de plantas en contenedor el volumen de sustrato es limitado y de él las plantas absorberán el oxígeno, agua y nutrimentos. Por otra parte, hay referencias que indican que en el cultivo intensivo de plantas, en el que las temperaturas están controladas y los niveles de nutrimentos en el sustrato acostumbran a ser altos, se produce una mayor absorción de agua y transpiración por parte de la planta, debido a que el tiempo de apertura de estomas es superior (Abad, 1993); esto obliga a regar frecuentemente para que en todo momento exista agua fácilmente disponible en el sistema radical, lo que sin duda puede ocasionar problemas por falta de aireación. Por lo anterior, es conveniente emplear sustratos con una elevada porosidad. Esta es la causa fundamental de que un suelo agrícola no pueda ser utilizado para el cultivo en contenedor.

### **3.6.1. Definición de sustrato**

El término “sustrato” se aplica a todos los materiales sólidos distintos de los suelos naturales, minerales u orgánicos, que colocados en un contenedor, en forma pura o mezclada, permite el anclaje del sistema radical y el soporte de toda la planta. Los sustratos pueden ser de materiales químicamente inertes (perlita, lana de roca, roca volcánica, etc.), o activos (turberas, corteza de pino, etc.), que pueden o no aportar nutrientes al proceso de la nutrición de las plantas (Burés, 1997; Cadahia, 2000).

En el caso de los materiales químicamente inertes, éstos actúan únicamente como soporte de la planta, mientras que en los restantes intervienen además en procesos de adsorción y fijación de nutrimentos.

Las funciones principales de los sustratos se pueden resumir en: 1) Proporcionar un medio apropiado para el desarrollo de las raíces, que constituya a la vez el soporte de las plantas, 2) Retienen el agua y los nutrientes necesarios para las plantas para aportarlos a los cultivos, 3) Permiten la circulación del aire para proporcionar el intercambio gaseoso de las raíces, 4) Actúan como amortiguadores de las reacciones químicas y los cambios de pH. Estas también son funciones inherentes a los suelos, sin embargo los sustratos las superan con creces (Martínez, 1994).

Baker y sus colaboradores; Burés, (1997), establecieron los criterios de selección de los materiales usados como sustratos, criterios que prevalecen hasta nuestros días. Dichos criterios son: 1) Uniformidad en la granulometría y estabilidad en la composición química, 2) Facilidad de mezcla, 3) Posibilidad de ser reciclado, 4) Aireación adecuada, 5) Resistencia al lavado de nutrientes, 6) Fertilidad adecuada, 7) Bajo costo, 8) Retención de humedad, 9) Bajo peso y baja contracción del volumen durante el almacenaje, 10) Control del pH y seguridad de que los materiales tengan un adecuado contenido de microelementos(Burés, 1997).

Las propiedades de los materiales son factores importantes que determinan el posterior manejo de los sustratos (Cadahia, 2000).

### **3.6.2. Composición de los sustratos**

Los sustratos, al igual que los suelos, están constituidos por dos elementos principales; materiales sólidos y espacios porosos por los que circulan líquidos y gases alternativamente. Esta constitución determina una fase sólida, que por lo general es permanente, mientras que los espacios porosos determinan dos estados, que son antagónicos entre sí; la fase líquida y la fase gaseosa. Cuando la fracción líquida es mayor los poros están ocupados por agua en detrimento de los gases. Lo contrario ocurre cuando el sustrato está seco.

#### **3.6.2.1 La fase sólida**

La fracción sólida de los sustratos varía del 75 % del volumen en algunas arenas a menos del 10% en materiales como lana de roca y turba de pantano, conocida como peat moss. El porcentaje de la fracción sólida depende del tamaño de las partículas y del grado de compactación de los materiales, mientras más compactado está un material mayor será la fracción sólida, por el contrario, los sustratos con una alta porosidad son de consistencia esponjosa y tienen menor porcentaje de su volumen ocupado por partículas. Dependiendo del tamaño y cantidad de los poros los materiales pueden retener gran cantidad de agua o drenarla rápidamente, lo primero ocurre si los poros son pequeños y lo segundo cuando los poros son grandes (Anónimo, 2005).

### **3.6.2.2 La fase líquida**

La fase líquida está determinada por la cantidad de agua que puede retener un material, en función de la porosidad y la facilidad o dificultad de adhesión del agua a las partículas de cada uno de los materiales. La solución acuosa dentro de los sustratos tiene gran importancia ya que de ella depende el suministro de agua y nutrientes a las plantas, en virtud de que el volumen del medio de cultivo es pequeño, en relación con las pérdidas elevadas de agua por evapotranspiración (Ansorena, 1994).

Los poros o espacios vacíos de los sustratos se dividen en dos tipos. Porosidad de aireación y porosidad capilar, la primera está integrada por poros grandes y la segunda por poros pequeños, llamados capilares. La capacidad de retención de agua de un material está en función de la cantidad de poros capilares que contenga y la capacidad de aireación del mismo, está determinada por los poros grandes.

Un material no siempre contiene la misma cantidad de agua, ésta presenta variaciones con el transcurso del tiempo, las condiciones ambientales y el desarrollo de los cultivos. Así el agua dentro de un sustrato, durante su empleo, pasa por varias etapas en las que la disposición de la misma, para las plantas, varía de un estado de máxima disponibilidad después de un riego, a un estado de escasez total si se deja de regar, estos ciclos de humectación y de secado pueden modificar sensiblemente, a veces de forma irreversible las propiedades hídricas de la fase sólida (Ansorena, 1994).

### **3.6.3. Relaciones aire : agua de los sustratos**

De Boodt y sus colaboradores en la Universidad de Gante en Bélgica, a principios de la década de los setentas, desarrollaron un método para medir la liberación de agua en los sustratos orgánicos, método que se usa en muchos laboratorios para determinar los tipos de agua en los sustratos, y que se conoce como "Curva de liberación de agua para sustratos". El mismo consiste en utilizar embudos de Haines, con vasos comunicantes, dentro de los que se

colocan los sustratos a los que se les aplican diferentes tensiones de succión para extraerles el agua y determinar la liberación en cada uno de ellos.

En este método, los límites de las curvas fueron establecidos entre 0 y 100 centímetros de tensión. Con ello se definió el sistema para clasificar el agua presente en los sustratos en diferentes rangos o niveles, según la disponibilidad de la misma para las plantas. Estos niveles son: 1) Agua fácilmente disponible (AFD), 2) Agua de reserva (AR), 3) Agua disponible (AD) y 4) Agua difícilmente disponible (ADD) (Bures, 1997; Martínez, 1997).

### **3.6.3.1. El contenido de humedad en los sustratos**

Durante el empleo de los sustratos se presentan varias etapas o situaciones, dependiendo de la cantidad de agua que contengan. Etapas que se describen a continuación.

#### **3.6.3.1.1 Sustrato saturado**

Es la condición que presenta un material después de un riego abundante cuando todos los poros del sustrato, dentro del contenedor, están ocupados por agua, la que ha desplazado al aire. Este tipo de agua drena por gravedad para quedar solo la humedad que puede ser retenida por los poros pequeños, mientras los poros grandes se llenan de aire, dando origen a la siguiente etapa. Capacidad de sustrato

La capacidad de sustrato, también conocida como capacidad de contenedor, es la condición que presenta un sustrato una vez que el agua de gravedad ha drenado libremente (Ansorena, 1994) y parte de los poros ha sido ocupada por aire, quedando el agua que esta retenida por los poros pequeños y aquella que esta adherida a la superficie de las partículas.

#### **3.6.3.1.2 Sustrato seco.**

A partir de la etapa anterior, el agua va siendo extraída por las raíces de las plantas y evaporándose hasta que la humedad se agota y la planta se marchita. Es la etapa de sustrato seco.

Una condición de sustrato seco ocurre cuando la planta presenta síntomas evidentes de marchitamiento, en ese momento el agua o humedad del sustrato no está disponible para los cultivos. Si no se procede a regar, las plantas mueren por deshidratación.

Estas son las etapas de un sustrato con respecto al contenido de humedad. De acuerdo con ello, las fases líquida y gaseosa son condiciones variantes dentro de los sustratos, en función de factores como; frecuencia de riegos, la capacidad de retención de los materiales, las condiciones climáticas, el tamaño de los contenedores y el estado de desarrollo de los cultivos.

#### **3.6.4. Humedad y nutrición**

La humedad de un sustrato dentro de un contenedor, con una planta en crecimiento, es más abundante al terminar un riego, disminuyendo con el paso del tiempo, por la extracción que realizan las raíces, hasta agotarse completamente si no se riega oportunamente. Por lo mismo, los riegos deben planearse en función de la capacidad de retención de los sustratos, el tamaño y volumen del recipiente, el tamaño de las plantas y los factores ambientales.

Los materiales de partículas gruesas, como las arenas y gravas, retienen menos humedad que los materiales de partículas pequeñas o finas, como lana de roca, fibra de coco y turba. El agua dura más tiempo, dentro de los sustratos, en los días sombreados cuando la evaporación es menor, mientras que en los días calurosos se agota con mayor rapidez. Contenedores grandes retienen mayor volumen de agua que los contenedores pequeños, por lo tanto presentan mayor reserva de humedad para las plantas. Para un mismo tamaño de contenedor, una planta pequeña extrae menos agua que una planta grande. La altura del contenedor, también influye en la disponibilidad de agua, ya que determina la columna de humedad.

Las plantas toman los nutrientes de la solución acuosa de un sustrato mediante tres procesos (Ansorena, 1994).

- a) *Interceptación por las raíces.* Las raíces en crecimiento entran en contacto directo con los nutrientes disponibles y los absorben. Proceso que aumenta en la medida que una planta desarrolla mayor cantidad de raíces.

b) *Flujo de masas*. Movimiento de los nutrientes a la superficie de las raíces que se produce cuando la solución del suelo se desplaza para reemplazar la cantidad de agua absorbida y transpirada por la planta.

c) *Difusión*. Movimiento de nutrientes de la solución acuosa hacia las raíces, cuando la concentración de solutos es menor en la raíz que en la solución acuosa.

La mayor cantidad de nutrientes entra a las raíces de las plantas por flujo de masas y difusión. Distintos autores señalan que existe una estrecha relación entre la cantidad de agua absorbida y los minerales tomados por los cultivos. Por ello es importante determinar la cantidad de agua que puede retener un sustrato y la cantidad de agua disponible para las plantas. Esto se puede hacer de forma sencilla agregando cantidades conocidas de agua a un sustrato seco, cuyo volumen se conoce, hasta saturarlo y drenarlo para medir el agua que sale. Así se tiene una idea aproximada del porcentaje total de poros que contiene un material, mismos que corresponden al total de agua que absorbe y la cantidad de poros que quedan libres una vez que el agua ha drenado.

### **3.6.2.3 La fase gaseosa**

La fase gaseosa la constituye el aire que circula por los poros de los sustratos, este aire aporta el oxígeno necesario para la respiración de las células de las raíces de los cultivos y remueve el CO<sub>2</sub> que liberan durante la respiración. El oxígeno también puede ser tomado del que se encuentra disuelto en el agua de riego, pero este proceso sólo aporta una pequeña cantidad que no siempre cubre las necesidades de oxigenación de las raíces de los cultivos.

Existen dos procesos distintos de intercambio gaseoso entre la atmósfera y el sustrato, uno mediante un flujo de masas del aire que reemplaza al agua del sustrato a medida que ésta se agota y el otro mediante un proceso de difusión a través de la fase líquida. El mecanismo principal de intercambio de gases en el sustrato es por difusión y se origina por los gradientes de concentración que crean las raíces y los microorganismos al respirar (Burés, 1997).

Los cambios en el contenido de humedad del sustrato implican un cambio en la masa de aire; a medida que el agua se agota, dentro de los poros de un sustrato, ésta es reemplazada por el aire que penetra. La tasa de difusión de los gases depende de la cantidad de espacio poroso lleno de aire y de la capacidad de aireación de un sustrato.

#### **3.6.2.3.1 Capacidad de aireación**

La cantidad de aire que puede retener un sustrato se conoce como capacidad de aireación (CA), se define como la porción del volumen del sustrato que contiene aire después de que dicho sustrato ha sido saturado con agua y drenado el exceso de la misma.

La capacidad de aireación de un contenedor depende de la cantidad de aire presente en el sustrato. En un sustrato el aire está saturado de humedad y la proporción de CO<sub>2</sub> es mayor que en la atmósfera, si no se renueva ese aire pueden ocurrir reacciones químicas de reducción, formándose gases como el metano o el etileno, mismos que son nocivos para las plantas.

#### **3.6.5 Diferencias del cultivo en sustratos respecto a cultivo en suelos**

Cuando se cultiva directamente en el suelo no se tiene un control completo sobre la fertilización y nutrición de las plantas. Aunque en México existen diversos métodos para fertilizar los cultivos, en la mayoría de los sistemas de fertilización de cultivos a campo abierto, principalmente se aplica nitrógeno, fósforo y potasio. Sin embargo, los investigadores han encontrado que en la mayoría de las plantas cultivadas se requieren alrededor de 16 elementos, para lograr un desarrollo óptimo, estos son: Hidrógeno (H), Carbono (C), Oxígeno, (O), Nitrógeno (N), Potasio (K), Calcio (Ca), Magnesio (Mg), Fósforo (P), Azufre (S), Cloro (Cl), Boro (B), Hierro (Fe), Manganeseo (Mn), Zinc (Zn), Cobre (Cu) y Molibdeno (Mo). Los tres primeros son aportados por la atmósfera y el agua, de donde los toman las plantas. A estos y los seis siguientes se les considera como macro nutrientes, macro nutrientes o elementos mayores, dado que los cultivos los requieren en cantidades superiores a 40 partes por millón (ppm), el resto integra el grupo de los micro nutrientes o elementos menores ya que las plantas los requieren en pequeñas cantidades, que no rebasan las 10 partes por millón.



Estos elementos deben estar presentes y disponibles para las plantas en determinadas cantidades, por debajo de las cuales se les considera como deficientes y por arriba de ellas son tóxicos a las plantas, por lo tanto es difícil que un suelo los contenga en las cantidades necesarias. Como ya se indicó, la fertilización más frecuente se realiza aplicando solo algunos de los macro nutrientes, que no aportan todos los elementos mayores ni todos los micro nutrientes.

Para suplir las deficiencias ocasionadas por los nutrientes que no están disponibles en el suelo, se han desarrollado varias técnicas de cultivo. Entre ellas están la hidroponía, practicada en materiales o sustratos inertes y un medio líquido, y la fertirrigación o fertirrigación, empleada en los cultivos en el suelo. En ambos casos se usa una solución nutritiva con todos los elementos que requieren las plantas para desarrollarse en forma óptima, en cada una de sus etapas fenológicas.

El hecho de que las características de los suelos, en cuanto a peso y porosidad, no sean apropiadas para el cultivo de plantas en macetas, motivo el empleo de materiales más ligeros, con suficientes poros para la circulación del agua y el aire a través de ellos. Así la producción de planta en recipientes requiere de características ideales que no se consiguen empleando suelos naturales.

Los sustratos modifican las condiciones de cultivo de tal forma que las raíces se encuentran en mejores posibilidades de obtener fácilmente el agua y los nutrientes necesarios para un crecimiento óptimo. Esto es resultado de las características hidro físicas y la gran homogeneidad que presentan varios de los materiales empleados como sustratos, como son: a) Una elevada porosidad con orificios de diferentes tamaños, b) Baja densidad aparente, c) Elevada capacidad de retención de agua fácilmente disponible y d) Fácil aireación (Castaño, 1995).

La primera diferencia básica, entre muchos materiales empleados como sustratos y los suelos naturales, estriba en la composición de una matriz sólida en los sustratos, diferente a la de los suelos, que genera una estructura de mayor porosidad. Así los sustratos presentan mayor porosidad que los suelos, porosidad que no sólo se encuentra entre las partículas, sino dentro de las partículas. El segundo aspecto es que los sustratos presentan poros más grandes que los que están

presentes en la mayoría de los suelos, por esos motivos el cultivo en sustratos, con respecto al cultivo en suelos, presenta tanto diferencias de manejo como productivas (Burés, 1997).

### **3.6.6 Diferencias en cultivo y manejo**

En la producción de cultivos en contenedores o recipientes, macetas, bolsas, tinas, camas y sacos horizontales o verticales, usados en la producción hidropónica, se requiere de conocimientos y comprensión del ambiente presente dentro del contenedor, donde se desarrollan las raíces, y de cómo éste es afectado por las propiedades físicas y químicas de los sustratos utilizados para el cultivo (Cabrera, 1999).

Una planta que se desarrolla en un contenedor enfrenta condiciones diferentes a las que encuentra otra que se cultiva en el suelo, entre las más importantes están las siguientes:

### **3.6.7 Espacio y volumen limitado**

La primera de estas diferencias consiste en que las raíces de las plantas encuentran un límite bien definido por la pared del recipiente, a diferencia de los suelos, que aunque en algunos casos estén limitados por rocas dicho límite no es abrupto y las raíces de las plantas pueden penetrarlas a través de grietas y orificios. Por el contrario, las raíces de la planta dentro del contenedor encuentran un obstáculo infranqueable en la pared del recipiente.

La segunda diferencia es el volumen y espacio disponible para el crecimiento de las raíces, el volumen determina la capacidad de almacenamiento de agua y nutrientes. En los contenedores el volumen está determinado por las dimensiones del recipiente, mientras que en los suelos es relativamente continuo, por lo tanto las raíces de los cultivos en suelo pueden explorar mayor superficie. La altura del contenedor también influye, ya que es un factor limitante para el desarrollo de las raíces, que no pueden explorar grandes distancias como lo hacen en el suelo.

### 3.6.8 Estructura y porosidad

La tercera diferencia consiste en el esqueleto sólido de los sustratos que determina una porosidad mayor a la que tienen los suelos naturales, por lo tanto la aireación y circulación de los líquidos presentan comportamientos diferentes a los existentes en los suelos (Cuadro 1).

Cuadro 1. Características del ambiente de un contenedor con relación al cultivo en el suelo.

<b>Factor</b>	<b>Cultivo en contenedor con sustrato</b>	<b>Cultivo directo en suelo</b>
Retención de humedad	De capacidad de contenedor a marchitamiento en un día. En ocasiones requiere de varios riegos al día.	De capacidad de campo a marchitamiento en 1 a 3 semanas
Aireación	De baja a alta en un día o más de una vez al día dependiendo de los riegos	De adecuada a alta la mayoría del tiempo
Nutrición	De alta a baja en una semana	De alta a baja a lo largo de la temporada
pH	Cambio de 1 a 2 unidades en una a tres semanas	Relativamente constante a lo largo de la temporada
Salinidad	Problemas crónicos en una a cuatro semanas	De baja a alta a lo largo de la temporada
Temperatura	Cambio de 10 a 30 °C en un día. Entre la noche y el día.	Relativamente constante a lo largo de la temporada

Fuente: Modificado de Cabrera, 1999

De este cuadro se puede destacar lo siguiente: 1) Las plantas cultivadas en sustratos dependen por completo del hombre, 2) La humedad disponible puede ser extraída, del contenedor con sustrato, por una planta en plena actividad de crecimiento, en unas cuantas horas, 3) Después de un riego, el sustrato se satura, desde el fondo hacia la superficie del recipiente, provocando un déficit de oxígeno y es hasta que las raíces extraen el agua en exceso o ésta drena, cuando los espacios porosos son ocupados por el aire, 4) La nutrición debe ser constante ya que debido a lo limitado del contenedor o al uso de sustratos inorgánicos, las plantas no disponen de todas las posibilidades de obtener los nutrientes necesarios para su desarrollo, 5) Los riesgos de aumentar los niveles de salinidad son mayores al usar sustratos, en contenedores, respecto a los que se presentan en suelo cultivados a campo abierto.

Los cambios de pH en los sustratos son más bruscos que los que ocurren en cultivo directo en el suelo y la temperatura puede presentar grandes fluctuaciones, que no se presentan en el campo, particularmente en cultivo de plantas en macetas de color negro donde puede llegar a ser hasta de 30 °C entre el día y la noche, sobre todo cuando la planta está pequeña y no proporciona sombra al contenedor (Cabrera, 1999).

El hecho de que los contenedores tengan un volumen limitado obliga a regar más de una vez al día, dependiendo de variables como el tipo de sustratos que se utilice, el tamaño del contenedor, la etapa de desarrollo de la planta, así como de las condiciones ambientales prevalentes en el lugar donde se tenga el cultivo. La frecuencia de los riegos no sólo determina la cantidad de humedad, también determina la disponibilidad de aire necesario para el intercambio gaseoso.

La principal ventaja del cultivo en recipientes consiste en que resulta más fácil de controlar y modificar las condiciones adversas. Así los problemas señalados para los cultivos en sustratos se solucionan mediante un programa de manejo adecuado, en el que se incluyan calendarios de riego de acuerdo a las necesidades del cultivo, un buen programa de fertilización y control del pH, lavados de sales frecuentes y el uso de mallas sombra y calefacción para evitar los cambios bruscos de temperatura, tanto de los recipientes como de sustratos.

En los sistemas hidropónicos los cultivos dependen completamente del hombre, a diferencia de la agricultura de temporal donde tiene un fuerte componente natural.

### **3.6.9 Diferencias en manejo**

En cultivos sin suelo, empleando sustratos labores como preparación del suelo mediante barbechos, rastros, surcado o combate de malezas, son actividades que no se realizan, en cambio existen otras actividades, como podas, tutorado etc. En campo abierto difícilmente un cultivo se riega diario, en sustratos pueden existir cultivos que requieran hasta 30 riegos al día.

### **3.7. Características y propiedades de los sustratos**

Existe una amplia variedad de materiales para emplearse como sustratos de cultivos hidropónicos. Su aprovechamiento y manejo requiere un buen conocimiento de las propiedades y características físicas y químicas de los mismos. A partir de ello es posible saber el tipo de tratamiento que requiere cada material, las aplicaciones más apropiadas y las técnicas de manejo pertinentes para cada caso, (Martínez, 1997; Cadahia, 2000).

Los sustratos, al igual que los suelos, están determinados por varias características y propiedades físicas, químicas y biológicas, mismas que los diferencian unos de otros. Algunos de los parámetros que se emplean para clasificar a los suelos son de utilidad para agrupar y clasificar sustratos.

La estructura física de un sustrato está formada por un esqueleto sólido de partículas que al acomodarse de una forma determinada, conforma un conjunto de espacios porosos, mismos que corresponden a espacios vacíos entre dichas partículas o dentro de las mismas. Este esqueleto depende del tipo de material, tamaño y distribución granulométrica de las partículas y del grado de empaquetamiento o disposición de las partículas en el agregado, así como de la mezcla e isotropía o igualdad de las propiedades físicas en todas las direcciones.

La relación del esqueleto sólido y los espacios porosos está en función de la naturaleza de los materiales y del tipo de empaquetamiento de las partículas que lo constituyan. Un mismo material presenta diferentes características y distintas propiedades en función de la granulometría o tamaño de partículas y del estado de empaquetamiento o compactación de esas partículas. Como ya se indicó, los materiales formados por partículas pequeñas originan poros pequeños y las partículas grandes determinan poros grandes (Martínez, 1994; Ansorena, 1994 y Burés, 1997).

### **3.7.1. Características físicas**

Suele darse más importancia a las propiedades físicas de los sustratos ya que una vez seleccionada como medio de cultivo, apenas puede modificarse su estructura física (Ansorena, 1994; Cadahia, 2000), a diferencia de su estructura química, que puede ser alterada durante el desarrollo de la planta, mediante el riego y el abonado.

La caracterización física de los sustratos estudia la distribución volumétrica del material sólido, el agua y el aire (Cadahia, 2000).

Las principales características o propiedades físicas de las partículas de un material, que confieren propiedades específicas a un sustrato, son: 1) La forma, 2) El tamaño, 3) La composición o disposición en la mezcla, 4) La granulometría, 5) La densidad o peso, 6) La compresibilidad, 7) La rugosidad, 8) Las características superficiales, 9) La estructura interna e isotropía.

Las propiedades físicas constituyen el conjunto de características que describen el comportamiento del sustrato con relación con su porosidad, su situación que determina las fracciones sólida, líquida y gaseosa del sustrato. Aspectos que determinan las cantidades de agua y de aire disponibles para las plantas (Martínez, 1997).

La estructura interna de un material determina la porosidad, así como la densidad real y aparente, mientras que el tamaño de partícula o granulometría y el tipo de empaquetamiento determinan la distribución y tamaño de los poros. La densidad aparente está en función de la distribución espacial y de la estructura interna del material. La porosidad es la suma de los poros internos y externos, de ella dependen propiedades como la retención de agua y la permeabilidad o drenaje (Burés, 1997).

### **3.7.2. Forma y empaquetamiento**

Los sustratos se clasifican en función de la forma de sus partículas en granulares, fibrosos y laminares. Los sustratos granulares son aquellos que presentan estructura suelta formada por partículas tendientes a esféricas. La arena es el mejor representante de un material granular. Dentro de los sustratos granulares existen algunos como las arenas o gravas de tezontle que pueden presentar aristas vivas, que ocasionalmente pueden dañar la raíz o el tallo de los cultivos y perforar el plástico de las bolsas o de los acolchados, sobre todo cuando se ejerce una presión sobre ellos.

La mayoría de los sustratos inorgánicos o minerales son granulares. Los sustratos industriales o de síntesis pueden ser de uno o de otro tipo, dependiendo del proceso de fabricación y de las características de las materias primas con las que se elaboran. Por ejemplo la agrolita o perlita esta integrado por partículas granulares, mientras que la lana de roca y las partículas de fibra de vidrio son fibrosas, la vermiculita es el mejor ejemplo de un sustrato cuyas partículas son laminares.

El tipo partícula determina la disposición o empaquetamiento de las mismas en un contenedor, así como las mezclas que con esos materiales se elaboren.

### **3.7.3. Composición y estructura**

En cuanto a elementos constituyentes, se asume que los sustratos en uso están conformados por elementos sólidos, elementos líquidos y elementos gaseosos; en otras palabras, materiales sólidos constituidos por partículas granulares o fibrosa, agua y aire.

De esta forma, los sustratos están integrados por partículas de características y tamaños diversos que forman agregados o empaquetamientos al azar. Las características de las partículas y su agrupamiento definen el comportamiento físico de los materiales y la composición del medio de cultivo en sus dos constituyentes principales; fracción sólida y fracción porosa, mismas que a su

vez determinan las tres etapas o estados constituyentes de un sustrato; la porción sólida, la porción líquida y la porción gaseosa.

El espacio poroso total es el volumen total del sustrato de cultivo no ocupado por partículas orgánicas ni minerales. Su nivel óptimo se sitúa por encima del 85% del volumen del sustrato (Abad *et al.*, 1993).

El total de poros existentes en un sustrato se divide entre: 1) Poros capilares, de pequeño tamaño ( $< 30 \mu\text{m}$ ), que son los que retienen el agua, y 2) Poros no capilares o macroporos, de mayor tamaño ( $> 30 \mu\text{m}$ ), que son los que se vacían después que el sustrato ha drenado, permitiendo así la aireación (Raviv *et al.*, 1986; Bunt, 1988).

La porción sólida o esqueleto está constituido por partículas sólidas, de origen mineral, vegetal o de síntesis industrial, según sea el caso. La mayor parte de la fracción sólida de los suelos es mineral, al igual que en los sustratos naturales de carácter inorgánico, mientras que en los sustratos orgánicos predomina la materia orgánica como constituyente principal de dicha fracción. En los sustratos de síntesis, la fracción sólida también es inorgánica.

La porción porosa es un elemento dinámico y variable entre una fracción líquida y otra gaseosa, fases que son antagónicas, ya que cuando los poros están ocupados por agua, hay ausencia de aire. Lo contrario ocurre cuando el material está seco. Esto implica que los poros de un sustrato alternativamente están ocupados por agua o por aire, por lo tanto, conviene buscar un equilibrio entre ambos elementos, para un buen desarrollo de la raíz.

La retención de agua o humedad, en cantidades adecuadas y en forma homogénea, es la principal característica que se busca en un sustrato hidropónico, ya que a través del agua las raíces toman los nutrientes necesarios para el desarrollo de los cultivos. Así mismo el agua se requiere para realizar todas las funciones metabólicas de las plantas; entre ellas la fotosíntesis, fenómeno natural que consiste en la conversión de la materia inorgánica en materia orgánica, proceso que es la base de todas las cadenas alimenticias sobre la tierra.



La capacidad de retención de humedad en los contenedores se conoce como capacidad de maceta o contenedor (CC), también llamada capacidad de sustrato (CS), a diferencia del suelo donde se conoce como capacidad de campo. Este parámetro establece y mide la cantidad de agua que es capaz de retener un material, después de haber sido regado a saturación y drenado por gravedad, hasta alcanzar un equilibrio entre el agua y aire. Cuando el agua deja de escurrir, en ese preciso momento el sustrato está a capacidad de contenedor.

La capacidad de aire (CA) del sustrato es la diferencia entre el volumen de porosidad total y el volumen, a 10 cm de tensión. Este volumen coincide empíricamente con los poros vacíos de agua cuando después de saturar el sustrato se deja drenar (Florian, 1997).

La capacidad de retención de agua es variable en distintos materiales o sustratos, así como con los diferentes tamaños de partículas. Esto implica que para un mismo tamaño de contenedor con diferentes sustratos, la capacidad de retención de agua, es diferente en cada uno de ellos. Los sustratos constituidos por partículas pequeñas retienen más humedad, ya que contienen mayor cantidad de poros pequeños. Los materiales formados de partículas grandes retienen menor cantidad de agua ya que existen pocos poros capilares para retener la humedad.

Entre el 60% y 90% del volumen del sustrato debe estar constituido por poros libres, poros que permitan fluir el agua y circular el aire. Un buen sustrato debe tener una capacidad máxima de retención de humedad entre el 50 y 70 % del volumen del agua que puede contener cuando está saturado, es decir, el porcentaje de la cantidad total de agua que el sustrato puede contener y la cantidad que retiene, después de que el líquido ha sido drenado, debe representar entre el 50 y 70 por ciento del total de agua que entra.

Mientras más elevada sea la capacidad de retención de agua, menos frecuentes serán los riegos. Sin embargo deberá tenerse presente que la capacidad de retención de humedad no debe ser a costa de la capacidad de aireación, ya que ello provocaría asfixia y pudrición de las raíces.

Un buen medio para el desarrollo de las raíces de los cultivos es aquel, que además de servir de soporte y anclaje de las plantas, suministra cantidades equilibradas de agua, nutrientes minerales y aire. Los mejores materiales son aquellos que retienen del 10 al 35 % de aire y del 20 al

95 % de agua, en relación con su volumen. En general se considera que un buen sustrato contiene de un 10 a 30 % de material sólido y el resto son espacios porosos, que en forma equitativa deben intervenir reteniendo humedad y aportando el oxígeno necesario para el desarrollo de las raíces.

#### **3.7.4. Granulometría y distribución**

Los sustratos pueden estar constituidos por partículas de un solo tamaño o por una mezcla de diferentes tamaños de partículas, que como ya indicamos pueden ser granulares o fibrosas. A esta distribución se conoce como granulometría, la granulometría se puede determinar mediante el tamizado de muestras de materiales, para ello se utiliza una batería de tamices de diferentes tamaños de malla, ordenados de mayor a menor tamaño.

La separación de los distintos tamaños de partículas se realiza tamizando y pesando la fracción de partículas retenidas en cada uno de los tamices empleados. Cuando las partículas no son esféricas pueden atravesar los tamices por su radio menor, por ello en los sustratos formados por partículas fibrosas el tamizado presenta dificultades.

Aplicando la clasificación de textura, que se emplea para clasificar a los suelos naturales, se pueden agrupar los distintos sustratos en materiales de textura gruesa, textura media y textura fina. Además de agregar las gravillas y gravas, formadas por partículas entre dos milímetros y dos centímetros de diámetro.

La textura gruesa está presente en los materiales de partículas relativamente grandes como la arena, con diámetros de 0.25 a 2 milímetros. La textura media corresponde a sustratos con tamaños de partículas medianos, como las partículas que integran algunos suelos aluviales con arena fina, cuyos tamaños de partículas van de 0.02 a 0.25 mm de diámetro. La textura fina la presentan materiales de partículas similares a los suelos arcillosos y los suelos limosos, con partículas menores de 0.02 mm de diámetro. Las gravas son aquellas partículas mayores de 2 milímetros a 2 centímetros de diámetro (Ortiz, 1985; Sánchez y Escalante, 1988).

Con base en estos parámetros la granulometría de los sustratos se pueden clasificar, en forma empírica, como fina, media, gruesa y de varios tamaños, para el caso de las mezclas y gravas. En los tres primeros niveles, la textura puede determinarse en forma empírica con los dedos mediante la sensación de sentir el tamaño de las partículas o rugosidad.

Los materiales de textura gruesa, con tamaños de partícula superior a 0.9 mm, con poros grandes, superiores a 100 mieras, retienen cantidades reducidas de aguas ya que drenan en exceso. Los materiales finos, con partículas inferiores a 0.25 mm y tamaño de poros inferior a 30 mieras, retienen agua en exceso y están mal aireados.

Considerando este factor, los mejores sustratos son aquellos materiales que presentan una buena distribución de partículas de varios tamaños, con una textura de media a gruesa, con distribución del tamaño de los poros entre 30 y 300 mieras, equivalente a una distribución del tamaño de las partículas entre 0.25 y 2.5 mm, que retienen suficiente agua fácilmente disponible y presentan un adecuado contenido de aire (Ansorena, 1994; Cadahia, 1998).

El tamaño de las partículas es el que determina las características de porosidad de los sustratos, características que se manifiestan mediante espacios libres. La presencia de partículas muy pequeñas determina los poros pequeños dentro del sustrato y aumenta la cantidad de agua retenida, disminuyendo la cantidad de espacios ocupados por el aire. Por ello en ocasiones es recomendable que los sustratos tengan una buena distribución de todos los tamaños de partículas. Así, las propiedades físicas de los sustratos varían en función de la distribución de tamaño de sus partículas, que afectan o modifican tanto la porosidad como la retención de agua. Por lo tanto es de gran importancia la caracterización granulométrica de los materiales para un uso más eficiente de los mismos.

La mezcla de materiales de diferentes tamaños de partículas posibilita tener poros grandes y pequeños. Sin embargo debe tenerse presente que puede suceder que los espacios que forman las partículas grandes sean ocupados por las partículas más pequeñas, dificultando el drenaje.

El tamaño de las partículas influye en el crecimiento de las plantas a través del efecto ocasionado por el tamaño de poros, situación que determina las condiciones de retención de humedad y nutrientes, así como su aporte y donación a las raíces de las plantas. De esta forma, la distribución del tamaño de las partículas y de los poros determina el balance entre el contenido de agua y aire del sustrato en cualquier nivel de humedad.

### **3.7.5. Porosidad**

La porosidad de un material es el porcentaje del volumen de espacios libres que se forman entre las partículas o dentro de las mismas. Estos espacios se clasifican en porosidad externa e interna, respectivamente. Los espacios porosos que se forman entre las partículas originan la porosidad externa, ésta es generada por la forma de empaquetamiento y grado de compactación a la que se someten los materiales, además está influenciada por el tamaño del contenedor, la forma, tamaño, naturaleza y características de las partículas constituyentes de la fracción sólida.

La porosidad interna depende de la naturaleza de las partículas, puede estar constituida por poros cerrados dentro de partículas huecas o por poros abiertos en el interior de las partículas que comuniquen con los poros externos. A los poros internos que están abiertos también se les conoce como poros percolantes y los poros cerrados o no percolantes están dentro de las partículas sin conexión con los poros exteriores.

Los poros de importancia para la retención y movimiento del agua dentro del sustrato son los poros abiertos y los percolantes. En algunos materiales se presenta un tercer tipo de porosidad, es la que se forma por fracturas de las partículas. La porosidad efectiva está integrada por todos los poros interconectados (Burés, 1997).

La porosidad se expresa como el cociente entre el volumen de espacios libres y el volumen total del sustrato dentro de un contenedor. Así una porosidad del 40% significa que de un litro de sustrato, 400 mililitros están ocupados por poros y los 600 restantes son ocupados por la parte sólida del material formador del volumen. La porosidad de los sustratos varía de un 40% en algunas arenas, hasta cifras del orden del 95% o más en algunas turbas. En recipientes y contenedores se

recomiendan usar sustratos con porosidad entre del 50% a 90%. En general, un buen sustrato deberá tener una porosidad total de por lo menos 70 % con respecto a su volumen (Ansorena, 1994; Cabrera, 1999).

Un sustrato apropiado es aquel que contiene poros pequeños y grandes.; Los macro poros son los que permiten la circulación del aire y los micro poros retienen el agua que las plantas necesitan. Los poros pequeños son menores de 30 micras y los grandes son mayores de 30 micras. El agua se mueve por capilaridad dentro de los poros pequeños. Características apropiadas de aireación y movimiento del agua dentro de un sustrato se logran mejor en mezclas de materiales que contengan partículas de diversos tamaños. (Cadaña, 1998; Ansorena, 1994).

La porosidad disminuye cuando aumenta la densidad aparente de un material. Al comprimirse un sustrato se observa un aumento de la densidad aparente y una disminución de la porosidad, situación que se traduce en mayor peso de los contenedores llenos.

### **3.7.6. Densidad y peso**

Existen dos tipos de densidad de los cuerpos; la densidad real o densidad de partícula y la densidad aparente. La densidad real considera el peso por unidad de volumen de las partículas sin los espacios porosos. La densidad aparente de un material es la relación entre la masa o peso de las partículas y el volumen aparente que ocupan, en este caso el volumen del sustrato incluye las partículas sólidas y los espacios libres. Ambas se obtiene considerando el peso por unidad de volumen y se expresa en  $\text{g/cm}^3$ .

La densidad aparente de los materiales para sustratos varía de 0.03 a 1.86  $\text{g/cm}^3$ . El primer valor se reporta para algunas turbas o peat moss y el segundo para arenas gruesas y gravas.

La densidad real de la mayoría de los suelos oscila alrededor de 2.5  $\text{g/cm}^3$ . Alrededor de este valor se encuentra la densidad real de la mayoría de los materiales empleados como sustratos.

La densidad aparente es la característica que mayor importancia tiene en el uso de los sustratos. Para emplearse en la producción de plantas ornamentales en macetas que se van a transportar lejos del lugar de producción, dado que aumentan el costo del embarque. En los sistemas hidropónicos, este

aspecto tiene importancia cuando se emplean sacos verticales. En el cuadro 5 se dan las características de densidad, tamaño, porosidad y peso de algunos materiales empleados como sustratos en diversos usos.

Así se puede apreciar que las características, para un mismo material, varían en función del tamaño de partícula. Por ejemplo, el peso en seco de la corteza de pino varía de 120 a 300 gramos/litro, el peso aumenta conforme disminuye el tamaño de las partículas. Otras características, como la porosidad también están en función del tamaño de las partículas que constituyen un sustrato.

### **3.7.7. Características superficiales**

Las características superficiales de las partículas son la rugosidad, el micro relieve, la permeabilidad, la mojabilidad y el color (Burés, 1997).

La rugosidad y el micro relieve tiene que ver con la superficie que una partícula expone al ambiente. Un sustrato rugoso, con un micro relieve abundante tiene mayor superficie que otro que esté formado por partículas lisas, por lo tanto el primero retiene mayor cantidad de humedad.

Ya se mencionó el inconveniente de que los materiales presenten partículas con aristas vivas o agudas, por el efecto abrasivo que puede dañar tanto a las plantas como los contenedores de películas de plástico.

Las características superficiales de las partículas contribuyen a determinar otras características de los materiales y afectan varios factores como el empaquetamiento y la distribución, el deslizamiento de unas partículas sobre otras, la adhesión de los líquidos o mojabilidad y retención de agua y la circulación de la misma. Una superficie lisa retiene con mayor dificultad una película de agua en comparación con una superficie rugosa o con grietas.

El color es importante por que influye en el aumento de la temperatura de los materiales que se estén usando. Los sustratos de color negro absorben mayor cantidad de energía calorífica que la que absorben los materiales de colores claros, en función de la energía captada aumenta la temperatura de los materiales.

La Conductividad hidráulica es la capacidad de movimiento de la humedad o del agua dentro de un sustrato. La velocidad con que un sustrato responde a la absorción del agua, la distribuye en su interior mojando todas las partículas y retiene la humedad en la superficie de sus partículas, esta relacionada con el tamaño de los poros. Los sustratos formados por gravas tienen menor conductividad hidráulica que los sustratos de partículas pequeñas.

Las características físicas mencionadas en los párrafos anteriores son las más importantes para conocer los sustratos. Ansorena (1994) propone algunos niveles óptimos, en cuanto a las características físicas (Cuadro 2).

Cuadro 2. Niveles óptimos para las propiedades físicas de los sustratos

<b>Propiedades</b>	<b>Nivel óptimo</b>
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:	
10 cm de profundidad	55 – 70
50 cm de profundidad	31 – 40
100 cm de profundidad	25 – 31
Capacidad de aireación (% en volumen)	10 – 30
Agua fácilmente disponible (% en volumen)	20 – 30
Agua de reserva (% en volumen)	4 – 10
Agua total disponible (% en volumen)	24 – 40
Contracción (% en volumen)	< 30

Fuente: Ansorena (1994)

## IV. MATERIALES Y MÉTODOS

Se llevaron a cabo dos ensayos experimentales:

**4.1 EXPERIMENTO 1.** Determinación del efecto de tres concentraciones de fósforo y cinco tipos de sustratos, sobre el crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya (*H. undatus*) reproducidas por semilla y cultivadas en laboratorio

**4.2. EXPERIMENTO 2.** Evaluación de cuatro tamaños de partículas del sustrato arena y cuatro concentraciones de fósforo sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya (*H. undatus*) bajo invernadero y cultivo sin suelo.

Los dos experimentos se llevaron a cabo en el Centro Interdisciplinario de Investigación Para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca del Instituto Politécnico Nacional (CIIDIR-IPN-Unidad Oaxaca). Localizado en Santa Cruz Xoxocotlán Oaxaca y geográficamente entre los paralelos 15° 38' de latitud norte y 93° 38' de longitud oeste del meridiano de Greenwich, con una altitud de 1550 metros sobre el nivel del mar (m.s.n.m). Los climas dominantes en este municipio son el Bs<sub>1</sub>(h<sup>1</sup>) descrito por García (1990) como cálido seco con lluvias en verano y el (A) c (W<sup>1</sup>) semicálido con lluvias también en verano. La temperatura media mensual varía ligeramente de 18.7°C a 21.8°C y la precipitación pluvial entre 561 y 776 mm anuales, esta última distribuida durante los meses de mayo a octubre, con excepción del mes de agosto en el que con frecuencia se presenta la sequía intraestival o canícula (SARH, 1983).

### Experimento 1

Se llevó a cabo en el laboratorio de fisiotecnia vegetal del CIIDIR – UNIDAD OAXACA, en cámaras de crecimiento “Biotronette Mark III”, con una temperatura promedio de 25±2.0°C, una radiación fotosintéticamente activa (RFA) de 100 µmol m<sup>2</sup> s<sup>-1</sup> y un fotoperíodo de 10 horas luz y 14 de oscuridad. El experimento fue establecido de septiembre 2004 a abril 2005



#### 4.1.1 Tratamientos

Los tratamientos fueron: cinco sustratos, tres variaciones de la solución nutritiva y el testigo los cuales se muestran en el cuadro 3.

Cuadro 3. Tratamientos evaluados en cámara de germinación

<b>Tratamiento</b>	<b>Sustratos</b>	<b>Solución nutritiva (meq L<sup>-1</sup>) de P</b>
1	Suelo	1
2	Suelo	2
3	Suelo	3
4	Suelo	Agua destilada
5	Suelo esterilizado	1
6	Suelo esterilizado	2
7	Suelo esterilizado	3
8	Suelo esterilizado	Agua destilada
9	Arena	1
10	Arena	2
11	Arena	3
12	Arena	Agua destilada
13	Agrolita	1
14	Agrolita	2
15	Agrolita	3
16	Agrolita	Agua destilada
17	Arena – Agrolita	1
18	Arena – Agrolita	2
19	Arena – Agrolita	3
20	Arena – Agrolita	Agua destilada

#### 4.1.2 Material vegetativo

Se utilizaron semillas de *Hylocereus* (roja), provenientes del banco de germoplasma del CIIDIR – OAXACA ubicado en el campo experimental.

Para extracción de las semillas de los frutos se utilizó bolsa de polietileno y tamiz para evitar la pérdida de semillas durante el lavado. Una vez eliminada la cáscara del fruto se le quito la parte externa fibrosa que recubre a la pulpa. La pulpa se colocó en una bolsa de polietileno sobre una superficie plana para machacarla manualmente, a fin de evitar dañar a las semillas, y al mismo tiempo lograr la separación. Cuando quedó totalmente machacada la pulpa se cerró la bolsa y se dejó reposar 24 horas aproximadamente.

Posteriormente, en un vaso de precipitado se agregó agua al machacado para poder separar las semillas de la pulpa. Se utilizó un tamiz para evitar que las semillas se perdieran cuando fueron sometidas al chorro de agua corriente o durante el enjuague. Una vez separada completamente la pulpa de las semillas se realizó tres enjuagues con agua purificada y se dejó escurrir.

Se utilizaron plántulas, germinadas y crecidas sobre algodón y papel filtro.

#### 4.1.3 Soluciones nutritivas

Se varió la concentración del fosfato monoamónico (1, 2, y 3 meqL<sup>-1</sup>). Las fuentes utilizadas para la preparación de las disoluciones nutritivas estudiadas fueron: (Cuadro 4).

Cuadro 4. Fuentes de las soluciones.

<b>FUENTES</b>	<b>FORMULA</b>
Nitrato de calcio	Ca(NO <sub>3</sub> ) <sub>2</sub> ·4H <sub>2</sub> O
Nitrato de potasio	KNO <sub>3</sub>
Fosfato monoamónico	NH <sub>4</sub> H <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>
Sulfato de magnesio	MgSO <sub>4</sub> ·7H <sub>2</sub> O

#### 4.1.4 Transplante

Se utilizaron vasos de polietileno transparente de 200 ml de volumen, depositando 150 ml de sustrato por vaso. En cada una de ellas, se sembraron cuatro plántulas, aplicando previo al transplante un riego pesado para evitar una desecación del material vegetativo. Pese a lo anterior, posterior al transplante, se cubrió cada recipiente con una bolsa de polietileno transparente la cual le permitió el paso de la luz y mantener una humedad relativa mayor al 90%

#### 4.1.5 Riego

Para la preparación de la disolución nutritiva, se utilizó bidón de 20 L por cada tratamiento. La frecuencia del riego fue cada quince días. El pH de la disolución se ajustó entre 5.5 y 7.5 con ácido nítrico y la conductividad eléctrica (C.E) se mantuvo entre 1.5-2.0 dS m<sup>-1</sup>.

#### 4.1.6 Diseño experimental y análisis estadístico

Se realizó un solo tipo de diseño experimental completamente al azar (figura 4.1), en este, los tratamientos se asignaron aleatoriamente y se siguieron las indicaciones descritas por Reyes (1992). El número de tratamientos fue de 20, cada uno con cuatro repeticiones. La unidad experimental estuvo constituida por un vaso con cuatro plántulas.

#### 4.1.7 Análisis de la varianza y separación de medias

Para el análisis de varianza del diseño experimental, se utilizaron los criterios descritos por Reyes (1992). Para la separación de medias se utilizó la prueba de la diferencia mínima significativa (DMS), siguiendo también el criterio de Reyes (1992), eligiendo los niveles de significación que cabría esperar con una probabilidad ( $P < 0.05$ ) de incertidumbre del 5 %, designado frecuentemente como significativo.

#### 4.1.8 Variables analizadas

- Longitud del tallo (LT)
- Altura total de la planta (HTP)
- Longitud total de la raíz (LTR)
- Peso fresco de la planta (PFP)
- Peso fresco del tallo (PFT)
- Peso fresco de la raíz (PFR)
- Número de brotes (NB)
- Longitud promedio de brotes (LPB)

## EXPERIMENTO 2

Se llevó a cabo en el invernadero experimental del CIIDIR-UNIDAD OAXACA, cuyas características son: tipo arco, con estructura de fierro y cubierta de polietileno térmico de 173.4  $\mu\text{m}$  de larga duración y 30 % de ventilación lateral. El experimento fue establecido de febrero a agosto de 2005.

### 4.2.1 Tratamientos

Los tratamientos fueron: tres granulometrías de arena de río y arena sin cernir, cinco disoluciones nutritivas y dos tipos de pitahaya (*H. undatus*), roja y solferino. Las cuales se muestran en el Cuadro 5.

### 4.2.2 Granulometría

Se utilizó como sustrato arena de río, la cual se colectó en arroyos de la parte alta del municipio de Santa Cruz Xoxocotlán. Para la obtención de los diferentes tamaños de partícula se siguió la metodología propuesta por Martínez (1992), para lo cual se utilizaron tamices del No 50, 30 y 8.

### 4.2.3 Material vegetativo

Se utilizaron estacas de pitahaya (*H. undatus*) de dos materiales genéticos; cuya apariencia externa del fruto es; el primero de color rojo y el segundo solferino, los dos se obtuvieron del banco de germoplasma de pitahayas del CIIDIR-Oaxaca. Fueron cortadas a 70 cm de longitud y desinfectadas con **agrymicin**, agua convencional y jabón neutro, manteniéndose bajo sombra de árboles durante 10 días para la cicatrización del corte e inducción de raíces.

Cuadro 5. Factores utilizados en la evaluación del crecimiento de estacas de pitahaya (*H. undatus*) en invernadero

Tratamientos	Granulometrías (mm)	Disoluciones	Clones de ( <i>H. undatus</i> )
1	0.29	1	R y S
2	0.39	1	R y S
3	2.38	1	R y S
4	Arena	1	R y S
5	0.29	2	R y S
6	0.39	2	R y S
7	2.38	2	R y S
8	Arena	2	R y S
9	0.29	3	R y S
10	0.39	3	R y S
11	2.38	3	R y S
12	Arena	3	R y S
13	0.29	4	R y S
14	0.39	4	R y S
15	2.38	4	R y S
16	Arena	4	R y S
17	0.29	5	R y S
18	0.39	5	R y S
19	2.38	5	R y S
20	Arena	5	R y S
21	0.29	6	R y S
22	0.39	6	R y S
23	2.38	6	R y S
24	Arena	6	R y S

R= Clon rojo; S= Clon solferino.

#### 4.2.4 Disoluciones nutritivas

La disolución de partida fue la indicada por Cooper (1996), variando mayores y menores concentraciones de elementos como se indica en el cuadro 4.2. Las fuentes utilizadas para la preparación de las disoluciones nutritivas estudiadas fueron: fosfato monopotásico ( $\text{KH}_2\text{PO}_4$ ), nitrato potásico ( $\text{KNO}_3$ ), nitrato cálcico ( $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$ ), sulfato magnésico ( $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ ) y micronutrientes

Cuadro 6 Fuentes utilizadas para las disoluciones nutritivas (Cooper, 1996).

Fuente	Soluciones ( $\text{g L}^{-1}$ )				
	1	2	3	4	5
$\text{KH}_2\text{PO}_4$	0.263	0.263	0.263	0.263	0.263
$\text{KNO}_3$	0.183	0.383	0.583	0.783	0.983
$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0.403	0.703	1.003	1.303	1.603
$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.513	0.513	0.513	0.513	0.513

#### 4.2.5 Siembra

Se utilizaron bolsas de polipropileno negro de 18 L de volumen, depositando 10 L de sustrato por bolsa. En cada una de estas, se sembraron dos estacas, una representativa de frutos rojos y la otra de frutos solferino, se colocaron a 80 cm entre bolsas y a 1 m entre hileras.

#### 4.2.6 Sistema de tutorado

La estructura de tutorado se realizó con “polines” de madera de 2.5 m de altura, el tutorado fue con alambre galvanizado No 14, sobre la cual se colocó una malla al 35 % de sombra para evitar quemaduras a los tallos por radiación solar. Cada tallo fue tutorado con hilo tipo “rafia” y sujetado a los alambres galvanizados.

#### 4.2.7 Sistema de riego y fertirrigación

Fue por goteo, utilizando goteros tipo “botón” con un gasto de 2 L hora<sup>-1</sup>, uno por bolsa. Para la preparación de la disolución nutritiva, se utilizó un tanque de 70 L por cada tratamiento, elevados a 1 m sobre la superficie del suelo. La frecuencia de la fertirrigación estuvo en función a la radiación solar, siendo en promedio dos riegos al día, por la mañana y tarde. El pH de la disolución se ajustó entre 5.5 y 7.5 con ácido y la conductividad eléctrica (C.E) se mantuvo entre 1.5-2.0 dS m<sup>-1</sup>.

#### 4.2.8 Practicas culturales

El control de malezas se realizó de forma manual en cada una de las bolsas, utilizando azadón para el deshierbe de los pasillos evitando al máximo la presencia de malezas en el experimento.

#### 4.2.9 Diseño experimental y análisis estadístico

Se realizó un solo tipo de diseño experimental completamente al azar, en este, los tratamientos se asignaron aleatoriamente y se siguieron las indicaciones descritas por Reyes (1992). El número de tratamientos fue de 40, cada uno con cuatro repeticiones. La unidad experimental estuvo constituida por una bolsa con dos materiales genéticos (estacas).

#### 4.2.10 Análisis de la varianza y separación de medias

Para el análisis de varianza del diseño experimental, se utilizaron los criterios descritos por Reyes (1992). Para la separación de medias se utilizó la prueba de la diferencia mínima significativa (DMS), siguiendo también el criterio de Reyes (1992), eligiendo los niveles de significación que cabría esperar con una probabilidad ( $P < 0.05$ ) de incertidumbre del 5 %, designado frecuentemente como altamente significativo.



#### 4.2.11 Las variables analizadas

Estas fueron:

- Número de brotes por planta (NBP)
- Longitud de los brotes (LB),
- Peso fresco de la estaca (PFE)
- Peso seco de la estaca (PSE)
- Peso fresco de brotes (PFB),
- Peso seco de brotes (PSB),
- Peso fresco de la raíz (PFR)
- Peso seco de la raíz (PSR).

## V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### **EXPERIMENTO 1. Efecto de diferentes soluciones nutritivas y sustratos, sobre el crecimiento y desarrollo en plántulas de pitahaya (*H. undatus* .) obtenidas por semilla.**

#### **5.1 Efecto de diferentes sustratos sobre el crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya en condiciones de cámara de germinación.**

El análisis de varianza para el efecto de los cinco sustratos evaluados sobre el crecimiento de tallos, altura total de la planta, tamaño de la raíz, peso fresco de la planta, peso fresco del tallo, peso fresco de la raíz, número de brotes y su crecimiento promedio de brotes en plántulas de *Hylocereus undatus*, se muestran en el Cuadro 7.1 (anexo). Todos los parámetros fisiotécnicos estudiados mostraron diferencia significativa ( $P < 0.05$ ) con respecto al tipo de sustrato.

##### 5.1.1. Crecimiento de tallos

De los cinco sustratos evaluados, la agrolita como material inerte y el suelo esterilizado, mostraron el mayor crecimiento de tallos superando en 2 cm a las plántulas cultivadas en suelo natural (Cuadro 7). Estos resultados pueden asociarse a la particularidad que tienen los sustratos de ser usualmente porosos y homogéneos, teniendo el agua y la oxigenación radical fácilmente disponible, en comparación al suelo convencional. Por el contrario, los suelos poseen una baja porosidad y su perfil es heterogéneo, dificultando el control del agua y del aire en la rizosfera (Abad y Noguera, 2000), estos resultados coinciden también con los reportados por (Castillo *et al.*, 1996) al mantener algunos factores ambientales controlados como: temperatura, humedad relativa y fotoperíodo, favorecen el crecimiento vegetativo de la planta en condiciones naturales y de laboratorio, aunado a esto, el crecimiento de los tallos de esta especie, también, está relacionado con los periodos intensos y prolongados de lluvias en los cuales las emisiones de brotes vegetativos son más abundantes. Como era de esperarse el crecimiento de los tallos estuvo fuertemente relacionado con las temperatura y humedad relativa, las cuales según Barbeau, 1990 y Becerra, 1994, oscilaron como óptimas entre 18 y 27°C y 90 % de humedad relativa respectivamente, parámetros que se manejaron en la cámara de crecimiento.

Cuadro 7. Efecto de diferentes sustratos sobre algunos parámetros de crecimiento del tallo y planta de pitahaya (*Hylocereus undatus*), en cámara de germinación.

Sustrato	Crecimiento (cm)		Peso fresco (g)	
	Tallo	Planta	Tallo	Planta
Suelo	5.39 b	11.13 a	0.81 b	1.02 bc
Suelo estelizado	6.87 a	5.11 c	1.23 a	1.28 ab
Arena	5.60 b	7.23 bc	0.87 b	0.96 c
Agrolita	7.36 a	6.76 bc	1.39 a	1.52 a
Arena - Agrolita	5.50 b	8.77 ab	1.32 a	1.53 a
<i>Significancia</i>	**	**	**	**
DMS <sub>0.05</sub>	0.70	2.65	0.30	0.31

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

### 5.1.2. Altura total de la planta

Este parámetro estuvo fuertemente relacionado con el crecimiento del tallo, por lo que era de esperarse un comportamiento similar. El análisis de varianza muestra diferencias altamente significativas para el sustrato Cuadro 7.2 (anexo). En la comparación de medias se observa que el material con mayor efecto en la altura total de la planta fue el suelo y la mezcla de arena - agrolita, siendo estas no significativas entre si (Cuadro 7). Este comportamiento puede estar relacionado con la capacidad de los suelos y de la arena para retener por más tiempo algunos elementos como el nitrógeno y el fósforo, haciéndolos más disponibles para la planta

### 5.1.3. Peso fresco de la planta y del tallo

Tanto el peso fresco de la planta como del tallo mostraron diferencias altamente significativas para los cinco sustratos estudiados, resultados que se muestra en los Cuadros 7.3 y 7.4. (anexos)

Nuevamente los mayores valores del peso fresco del tallo y de la planta correspondieron a los sustratos agrolita y a la mezcla arena-agrolita y el menor valor al obtenido en el sustrato arena (Cuadro 7). No existen trabajos en cactáceas que relaciones el efecto de los diferentes sustratos y mezclas de estos con el aumento del peso fresco o biomasa, pero es bien sabido que diversos materiales inertes como la perlita mejoraron considerablemente el peso fresco en

plantas de lechuga (Marfá, *et al.*, 1993), más si esta fue utilizada con un tamaño fino de partícula.

#### 5.1.4. Tamaño de raíz

El uso de diferentes materiales como sustratos mostraron efectos significativos, estos resultados se muestran en la tabla 7.5 (anexo)

El material utilizado como sustrato que ocasionó mayor longitud de raíz en plántulas de pitahaya fue el suelo, con un aumento promedio del 25 % mayor respecto al sustrato agrolita (Cuadro 8), este resultado confirma la bondad que tienen los materiales inertes para disminuir el tamaño de raíz y para ratificar que el suelo por su baja relación aire-agua promueve el incremento radical, al no encontrar la raíz las condiciones adecuadas de humedad. Al respecto Dubrovsky y Mendoza (1997), observaron que las pitahayas reproducidas por semilla, después de la germinación, la raíz principal crece en un periodo corto de tiempo, para después emitir raíces adventicias y por fenómenos fisiológicos, se presenta una decapitación de la raíz primaria, para aumentar las adventicias, basales y aéreas, lo que les permite una mayor adaptabilidad en zonas desérticas. Según Estevez (1995), las raíces de la pitahaya cultivada en suelo, se encuentran en los primeros 5 cm. de profundidad, ubicándose el resto en los siguientes 5 cm y su extensión horizontal depende del vigor de la planta

Cuadro 8. Efecto de diferentes sustratos sobre el tamaño y peso fresco de la raíz en plántulas de pitahaya (*H. undatus* H.), en cámara de germinación.

<b>SUSTRATO</b>	Tamaño total de raíz (cm)	Peso fresco de raíz (g)
Suelo	6.47 a	0.20 a
Suelo estelizado	2.27 bc	0.05 b
Arena	4.09 bc	0.09 ab
Agrolita	2.07 c	0.13 ab
Arena - Agrolita	3.06 bc	0.21 a
<i>Significancia</i>	**	*
DMS <sub>0.05</sub>	1.93	0.13

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

#### 5.1.5. Peso fresco de raíz

Los materiales utilizados como sustratos mostraron efectos significativos para el peso fresco de la raíz en plántulas de pitahaya obtenidas por semilla, los resultados del análisis de la varianza se muestran en la tabla 7.6 (anexo)

El mayor peso fresco se obtuvo en plantas cultivadas en la mezcla arena-agrolita con 0.21 g y el menor valor en las plantas cultivadas en suelo esterilizado (Cuadro 8). El uso del suelo si mostró mayor tamaño y mayor peso fresco, sin embargo la mezcla de arena-agrolita, no parece tener relación con el peso fresco. Las variaciones de estos resultados pudieron estar influenciadas por los errores en los pesos de cada muestra, ya que se trabajaron con índices muy bajos de área radical al estar las pitahayas en estado de plántulas. Una de las posibles explicaciones que podemos indicar al comportamiento de los resultados obtenidos los podemos encontrar en Rundel y Nobel (1992) quienes sugieren que la aireación es el factor más importante que limita el crecimiento de raíces al igual que la humedad o problemas de impedimentos mecánicos, resultados que difieren con relación al peso fresco de la raíz obtenido en suelo.

#### 5.1.6 Número de brotes

El análisis de varianza mostró diferencia estadística altamente significativa para el sustrato, como se muestra en el Cuadro 7.7 (anexo)

El suelo esterilizado presentó el mayor valor para este parámetro seguido de la agrolita, no existiendo diferencia significativa entre ellos para la comparación de medias, pero si para el suelo y la arena (cuadro 9).

Cuadro 9. Efecto de diferentes sustratos y soluciones sobre el número y crecimiento de brotes en plántulas de pitahaya ( *Hylocereus undatus* H ), en cámara de germinación.

SUSTRATO	Brotos	
	Número	Crecimiento (cm)
Suelo	1.18 b	3.24 c
Suelo esterilizado	1.59 a	4.32 ab
Arena	1.07 b	3.19 c
Agrolita	1.33 ab	5.27 a
Arena - Agrolita	1.13 b	4.21 bc
<i>Significancia</i>	**	**
DMS <sub>0.05</sub>	0.28	1.04

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

El máximo valor que mostró el suelo esterilizado, representó un incremento del 8.25% mayor que el de la arena.

#### 5.1.7 Crecimiento de brotes

El análisis de varianza presento diferencias altamente significativas, como se muestra en la tabla 7.8 (anexo). Los resultados obtenidos en la comparación de medias para el sustrato presenta el mayor número de brotes en la agrolita, seguida del suelo esterilizado no presentando diferencia entre ellos, pero si con los demás sustratos (Cuadro 9).

### 5.2. Efecto de las variaciones de fósforo en el crecimiento y desarrollo de plántulas de pitahaya bajo condiciones de cámara de germinación.

#### 5.2.1 Crecimiento de tallos

Los resultados obtenidos muestran que a mayores concentraciones de fósforo ( $3 \text{ meq L}^{-1}$ ) no se alcanzaron los mayores alturas de plántulas (figura 1), lo cual puede deberse a una interacción entre nitrógeno y fósforo además de una baja cantidad de raíces en etapa inicial del

desarrollo. Sin embargo, se nota una clara respuesta de la planta a los tres niveles de fósforo estudiados no presentando diferencia entre ellos, pero si en comparación al testigo.

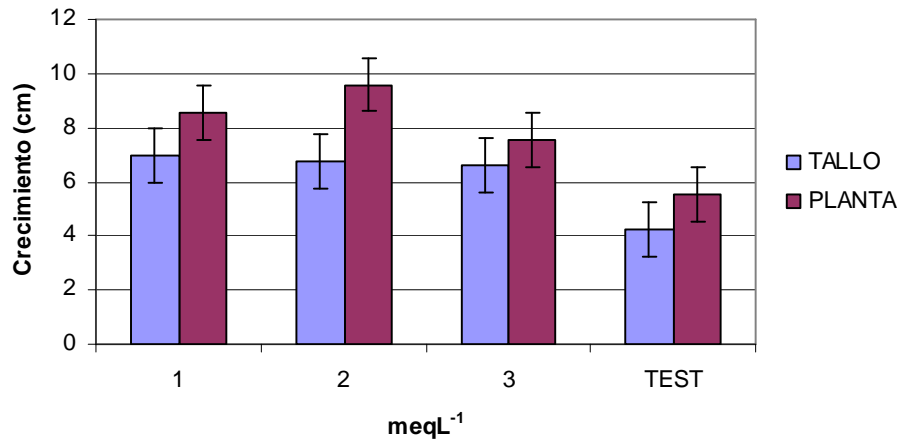


Figura 1. Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo.

### 5.2.2 Altura total de la planta

Los resultados obtenidos en la comparación de medias muestran diferencias altamente significativas para las variaciones en las concentraciones de fósforo, con relación a la respuesta a la altura total de la planta (Figura 1). Las propiedades físicas y químicas de los sustratos para retener en el complejo de cambio los nutrientes y suministrarlos a la planta es fundamental. Respecto a la nutrición vegetal de cactáceas y suculentas, Baca (1990), Cruz *et al.* (1990) y Delgado (1997) reportan que una deficiencia de nitrógeno en nopal provocó una disminución del crecimiento lo cual es explicable debido al papel fisiológico de este elemento pues interviene en la diferenciación y alargamiento celular (Clark, 1987), de esta manera, se sabe que el nitrógeno es el elemento que mas favorece al crecimiento acumulado, sin embargo, si este es deficiente o no está retenido en el complejo de cambio, es el que más limita el crecimiento en cactáceas, como lo reportado por Nobel (1988). Después del nitrógeno, el elemento que mas afecta el crecimiento de las cactáceas es el fósforo, como lo encontrado por Delgado (1997) en pitahaya. También Baca (1990) reportó menor crecimiento de plantas de nopal ante deficiencias de fósforo. Otros autores como P&PI (1997), reportó la presencia de

plantas pequeñas ante la deficiencia de este elemento justificándolo como la disminución de la división y crecimiento celular.

### 5.2.3. Peso fresco de la planta y del tallo

Tanto el peso fresco de la planta como del tallo mostraron diferencias altamente significativas para las diferentes concentraciones de fósforo, resultados que se muestra en los Cuadros 7.3 y 7.4 (anexos)

Al igual que para la altura total de plántula, para peso fresco del tallo y de la planta de *Hylocerus*, el uso de altas concentraciones de fósforo (3 meq L<sup>-1</sup>), no mostró diferencias significativas, respecto a los niveles bajo (1 meq L<sup>-1</sup>) y medio (2 meq L<sup>-1</sup>) (figura 2), pero si fue estadísticamente significativa con respecto al testigo.

Tewolde y Fernández (1997) reportaron disminución de la biomasa en hojas y tallos de algodón ante las deficiencias de nitrógeno y fósforo. Así mismo, Nobel *et al.* (1987) reportaron que el incremento de nitrógeno ocasiona un incremento en la biomasa de cactáceas y la disminución de este elemento provoca menor acumulación de biomasa, resultados que son similares a los encontrados en el presente estudio.

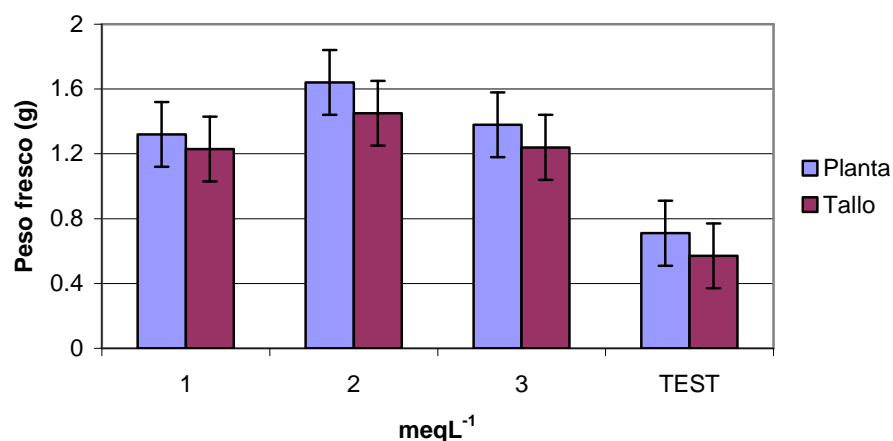


Figura 2. Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones sobre el peso fresco del tallo y planta



#### 5.2.4. Tamaño de raíz

No se encontraron diferencias significativas para el efecto de diferentes concentraciones de fósforo sobre el tamaño total de raíces (Figura 3). Este hecho se le atribuye a los hábitos de crecimiento propios de la especie, que al poco tiempo de germinar pierde su raíz principal favoreciendo el crecimiento de las raíces adventicias basales y aéreas lo que implica una mayor adaptabilidad de la especie a diferentes ambientes, principalmente adwersos.

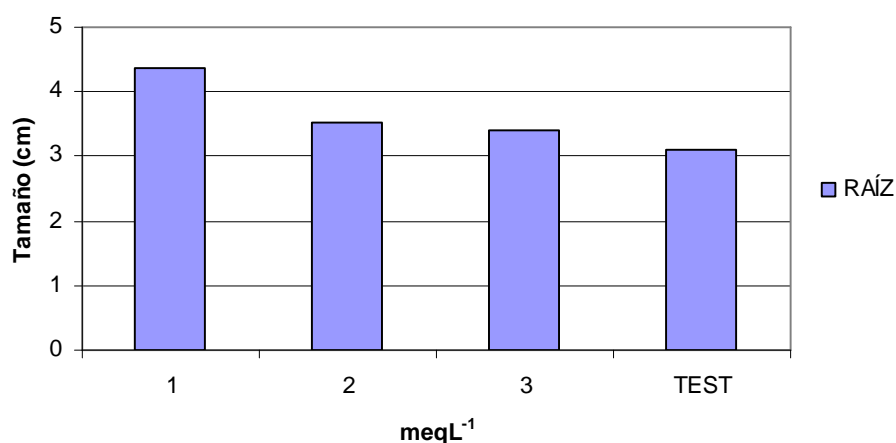


Figura 3 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el tamaño de raíz.

#### 5.2.5. Peso fresco de raíz

Los resultados obtenidos no muestran diferencia entre las variaciones de concentración de fósforo y el testigo, siendo el testigo el que presenta el mayor valor para este parámetro. Estos resultados no muestran alguna relación con el tamaño de raíz (Figura 4).

Las variaciones de estos resultados pudieron estar influenciadas por los errores en los pesos de cada muestra, ya que se trabajaron con índices muy bajos de área radical al estar las pitahayas en estado de plántulas.

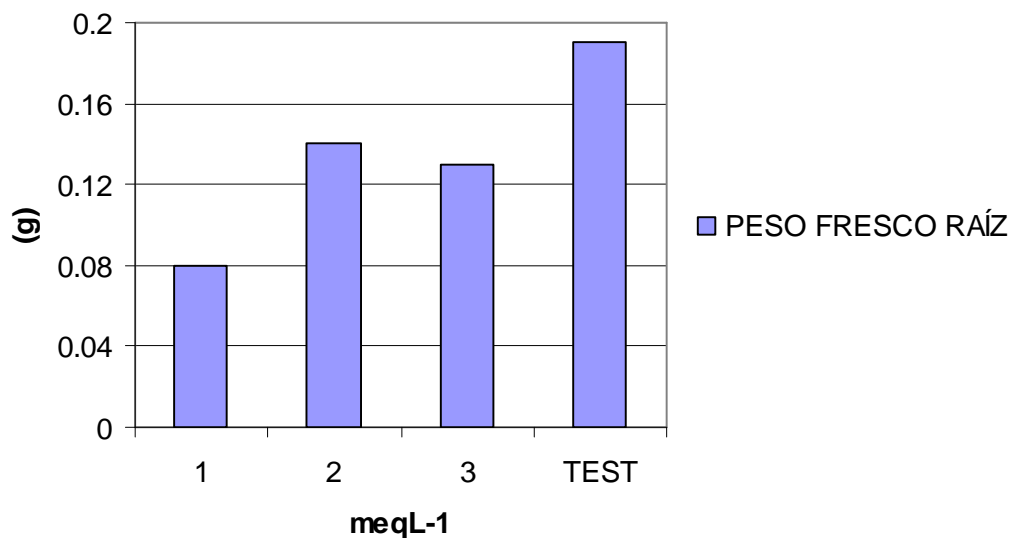


Figura 4 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el peso fresco de raíz.

#### 5.2.6 Número de brotes

Los resultados obtenidos en la comparación de medias para las soluciones nutritivas no mostraron diferencias significativas (Figura 5), estos resultados no coinciden con los reportados por (Cruz *et al*, 1996) quienes evaluaron los efectos de cinco tratamientos variando la concentración de fósforo sobre el crecimiento y desarrollo de brotes (número y longitud), encontrando notable incremento en la emisión de estos después de los 30 días de la aplicación de la fertilización con diferencias entre el testigo y los de más tratamientos, no existiendo diferencias significativas entre la aplicación de 1, 2 y 3 meqL<sup>-1</sup> de fósforo, pero si con el testigo, no siendo el caso de la presente investigación; hecho que se le atribuye a los hábitos de crecimiento de la planta joven ya que primeramente forma la estructura que soporta la producción futura, así mismo crece para ocupar mayor espacio y competir con la demás población (Parra, 2001).

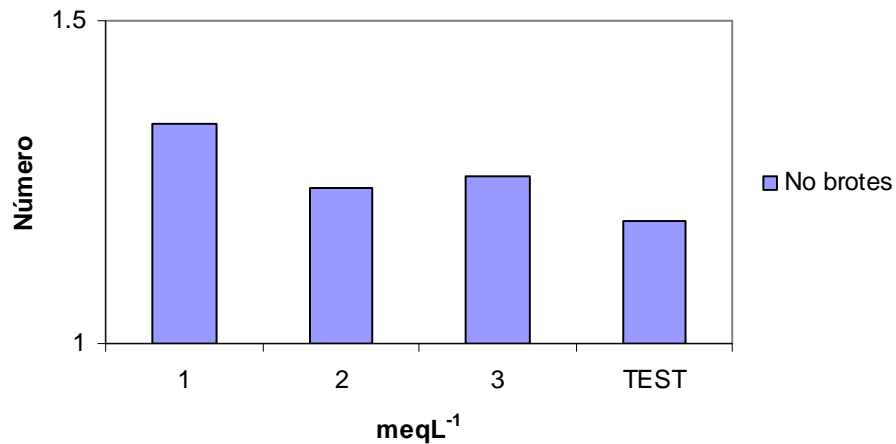


Figura 5 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el número de brotes

#### 5.2.7 Crecimiento de brotes

El sustrato que más promovió el crecimiento de los brotes fue la agrolita con 5.27 cm de crecimiento, contrastando con el de las variaciones de fósforo, en donde el valor del testigo fue de 2.08 cm (Figura 6). Podemos señalar que la solución nutritiva está estrechamente relacionada con el crecimiento en el cultivo de la pitahaya ya que la aplicación de las soluciones tuvo similar comportamiento. Sin embargo, dosis excesivas de nitrógeno, fósforo y potasio causan un crecimiento excesivo comportamiento no deseado en la producción (Etcheverst, 2000), pues se reducirá la cantidad de flores emitidas, tratando de hallar un adecuado balance nutrimental para el incremento de la productividad en los agroecosistemas (Volke H. *et al.*, 1998).

López *et al.*, (1999) indican que altas concentraciones de N en la disolución nutritiva tuvieron efectos significativos en la emisión de brotes y poca significancia en el grosor del tallo. Además altas concentraciones de microelementos favorecieron mayor número de raíces.

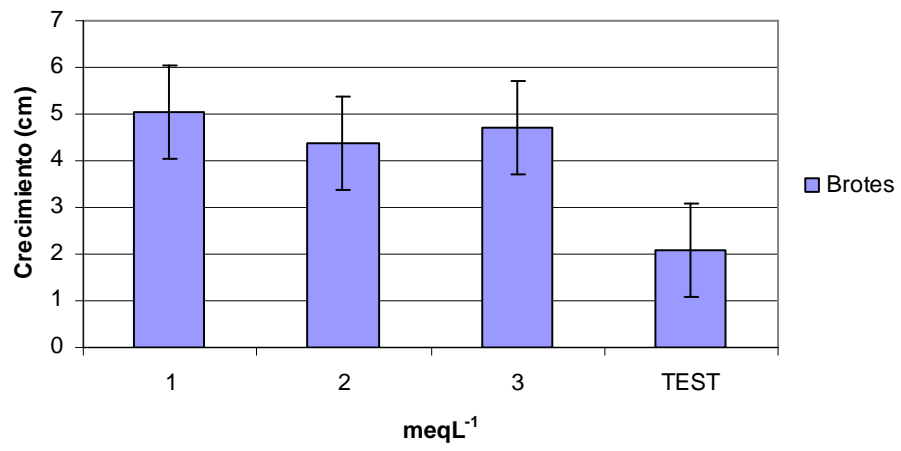


Figura 6 Respuesta de plántulas de pitahaya obtenidas por semilla a diferentes concentraciones de fósforo sobre el crecimiento de brotes

## 5.3 CONCLUSIONES

### EXPERIMENTO 1

- ✓ Los máximos valores para los parámetros: altura total de planta, peso fresco de la planta, peso fresco del tallo, se alcanzaron con 2 meq L<sup>-1</sup> de fósforo.
- ✓ Los sustratos: Agrolita y mezcla de Arena – Agrolita presentaron los máximos valores para crecimiento de tallo y brotes, así como del peso fresco de planta y raíz.
- ✓ La menor concentración de fósforo (1 meq L<sup>-1</sup>), presentó los máximos valores para crecimiento del tallo y brotes de plántulas de pitahaya.
- ✓ Las plántulas de pitahaya reproducidas por semilla, responden adecuadamente a sustratos con buena aireación como la perlita y arena –perlita, en comparación al suelo convencional, así como a dosis bajas de fósforo en fertirrigación, lo que permitirá obtener plantas de mayor tamaño en el menor tiempo posible.

**Experimento II: Efecto de soluciones nutritivas y diferentes tamaños de partículas del sustrato arena, sobre la propagación por estacas de pitahaya (*H. undatus*) en invernadero.**

**5.4 Efecto del tamaño de partículas del sustrato arena sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya de los clones rojo y solferino, bajo condiciones de invernadero.**

5.4.1 Número de brotes

Los resultados obtenidos para el análisis de varianza para el clon rojo no mostraron diferencia estadísticas para el tamaño de partículas, como se muestra en el Cuadro 7.9 (anexo). El mayor valor en el número de brotes se obtuvo utilizando arena grano grueso, disminuyendo la cantidad de brotes en función de la disminución de la granulometría de las partículas como se muestra en el Cuadro 10.

Los valores que se muestran en el análisis de varianza del clon solferino mostraron diferencia estadística altamente significativa para el tamaño de partícula, como se muestra en el Cuadro 7.10 (anexo). Al igual que el clon rojo, el solferino, mostró mayor número de brotes con granulometría gruesa (2.38 mm de diámetro) y la tendencia fue similar al otro material vegetativo, pero menos definido (Cuadro 10)

El comportamiento del número promedio de brotes fue similar en ambos clones, en consideración al tamaño de partícula del sustrato. Estos resultados indican una clara tendencia a incrementar el número de brotes en tallos de *H. undatus*, utilizando sustratos de mayor aireación y menor humedad, característica de suelos áridos o semiáridos.

5.4.2 Crecimiento brotes

Los valores mostrados en el análisis de varianza para los diferentes tamaños de partículas estudiado sobre el crecimiento de los brotes del clon rojo no mostraron diferencia. Contrariamente se mostraron diferencias para el clon solferino, pero sin una tendencia definida 7.11 (anexo)

De manera general tanto para el clon rojo como para el solferino, se puede aseverar que la respuesta fue mayor (aunque no significativa) a medida que se utilizaban sustratos de

granulometría gruesa (Cuadro 10). Estos resultados indican, que posiblemente, pueda tener efecto la oxigenación de tallos de pitahaya, para un mayor número de brotes y su crecimiento, como actualmente se realiza en plantas hortícolas, bajo cultivo sin suelo con resultados muy halagadores para acortar tiempos de cosecha.

Cuadro 10. Respuesta de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena sobre estacas de pitahaya (*H. undatus*), para el número y crecimiento de brotes de clones rojo y solferino en condiciones de invernadero.

Tamaño de partícula (mm)	Número de brotes		Crecimiento (cm)	
	Rojo	Solferino	Rojo	Solferino
Arena	1.88 a	2.33 ab	25.72 a	48.95 a
0.29	1.86 a	2.12 b	29.05 a	43.95 ab
0.39	2.05 a	2.71 a	27.53 a	36.60 b
2.38	2.39 a	2.81 a	28.35 a	43.99 ab
<i>Significancia</i>	NS	*	NS	*
DMS <sub>0.05</sub>	0.69	0.57	8.47	9.92

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

#### 5.4.3. Peso fresco de estacas

En el análisis de varianza para el clon rojo se muestran los resultados para el peso fresco de estacas existiendo diferencia significativa para el tamaño de partícula Cuadro 7.13 y 7.14 (anexo).

En la comparación de medias para el efecto del tamaño de partícula del sustrato arena, sobre el peso fresco de estacas de *H. undatus*, se encontró que la arena sin tamizar (arena-muestra) promovió el máximo valor y el menor, el sustrato con un tamaño de partícula de 0.29 mm (Cuadro 11). Similar comportamiento presentaron las estacas cuyo fruto será de color solferino.

Cuadro 11. Efecto de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena en estacas de pitahaya (*H. undatus*), sobre el peso fresco y seco de estacas en los clones rojo y solferino en condiciones de invernadero.

Tamaño de partícula (mm)	Peso fresco de la estaca (g)		Peso seco de la estaca(g)	
	Rojo	Solferino	Rojo	Solferino
Arena	245.24 a	191.09 a	39.13 a	28.27 a
0.29	237.27 ab	164.57 b	39.31 a	25.63 a
0.39	216.78 b	210.94 a	36.86 a	29.99 a
2.38	235.65 ab	193.04 a	39.70 a	27.15 a
<i>significancia</i>	*	**	NS	NS
DMS <sub>0.05</sub>	27.94	26.29	4.21	4.38

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

#### 5.4.4 Peso seco estacas

Los valores presentados en ambos clones para el peso seco en el análisis de varianza no presentaron diferencia significativa (Cuadro 7.15 y 7.16). La ganancia en peso seco de estacas fue mucho mayor en el clon rojo con una diferencia de 15.07 g respecto al peso menor del clon solferino. Los resultados obtenidos muestran poca interacción entre partículas de arena y peso seco del tallo de *Hylocerus*, posiblemente a una óptima utilización del agua que presentan estas especies y bajo contenido de elementos nutricionales.

#### 5.4.5 Peso fresco de brotes

No se encontraron diferencias en el análisis de la varianza para el efecto de las diferentes granulometrías evaluadas sobre el peso fresco de los brotes del clon rojo, contrariamente se encontraron diferencias para el clon solferino (Cuadros 7.17 y 7.18, respectivamente)

El ambos clones el mayor valor se presente en el tamaño de partícula gruesa, los resultados obtenidos obedecen en parte por las características físicas de los sustratos y por las adaptaciones ecológicas de la planta (suculencia). Estas modificaciones se han podido explicar teniendo en cuenta que la reducción de la cantidad de agua en la célula, por debajo de cierto limite, determina la conversión de los polisacáridos con débil capacidad de imbibición, en



pentosanas que, al combinarse con sustancias nitrogenadas, forman compuestos irreversibles que adquieren una gran capacidad de hidratación (Rodríguez y Apezteguia, 1985)

Cuadro 12. Efecto de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena en estacas de pitahaya (*H. undatus*), sobre el peso fresco y seco de brotes en los clones rojo y solferino en condiciones de invernadero.

Tamaño de partícula (mm)	Peso fresco brotes (g)		Peso seco brotes (g)	
	Rojo	Solferino	Rojo	Solferino
Arena	292.08 a	381.10 a	31.58 a	44.22 a
0.29	291.33 a	241.71 b	33.01 a	30.72 b
0.39	296.59 a	353.32 a	32.90 a	43.06 a
2.38	308.35 a	386.95 a	36.00 a	47.42 a
<i>significancia</i>	NS	**	NS	**
DMS <sub>0.05</sub>	77.91	75.49	8.87	9.10

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

#### 5.4.6 Peso seco de brotes

Los resultados obtenidos en el análisis de varianza no mostraron diferencia significativa para el efecto del tamaño de partícula sobre el peso seco de brotes en el clon rojo (Cuadros 7.19, anexo), pero si para el solferino (7.20, anexo)

Con relación al material solferino, la mayor respuesta en peso seco de brotes, se encontró utilizando arena de grano grueso (2.38 mm), lo puede atribuírsele a una mayor incorporación de nutrimentos mediante una mayor oxigenación de las raíces y menor cantidad de humedad, características de plantas semidesérticas (Cuadro 12).

#### 5.4.7 Peso fresco de la raíz

El análisis de varianza para el efecto de los diferentes tamaños de partículas estudiados sobre el peso fresco de la raíz (Cuadro 7.21) mostró diferencias significativas para el clon rojo, pero no existieron diferencias para el clon solferino (Cuadro 7.22).

En la comparación de medias para el tamaño de partícula la arena (testigo)) presento el mayor valor (Cuadro 13), no presentando diferencia con el tamaño de partículas fina y gruesa, resultados similares reporto Barcenás (1994) observando que el mayor número de raíces se

presenta en suelos de textura arenosa, sin embargo el mayor número de brotes y la mayor velocidad de crecimiento se obtuvo en estacas establecidas en suelos franco arcillosos. Estos resultados tienen semejanza con los obtenidos en el presente estudio.

Cuadro 13. Efecto de diferentes tamaños de partículas del sustrato arena y disoluciones nutritivas en estacas de pitahaya (*H. undatus*), sobre el peso fresco y seco de la raíz en los clones rojo y solferino.

Tamaño de partícula (mm)	Peso fresco de la raíz (g)		Peso seco de la raíz (g)	
	Rojo	Solferino	Rojo	Solferino
Arena	31.99 a	30.53 a	10.01 ab	9.25 a
0.29	30.32 ab	24.93 a	12.19 a	8.40 ab
0.39	24.94 b	24.78 a	7.11 c	6.44 b
2.38	26.82 ab	28.95 a	7.94 bc	7.73 ab
significancia	*	NS	**	*
DMS <sub>0.05</sub>	6.49	7.08	2.75	2.50

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo. valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

#### 5.4.8 Peso seco de la raíz

El análisis de varianza para los efectos del tamaño de partícula de la arena sobre el peso seco de la raíz, tanto del clon rojo como del solferino, mostraron diferencia significativa (Cuadro 7.23 y 7.24). En los dos materiales vegetativos estudiados las partículas finas < a 0.29 mm de diámetro promovieron mayor peso seco de la raíz, en comparación a las obtenidas en el sustrato arena pero con partículas > a 0.39 mm de diámetro. Estos resultados muestran que las partículas finas de arena, retienen mayor cantidad de iones, los cuales pueden ser más fácilmente absorbidos por el sistema radical, ocasionando mayor peso fresco y seco.

### 5.5 Efecto de las disoluciones nutritivas sobre el crecimiento y desarrollo de estacas de pitahaya (*H. undatus*) en clones rojo y solferino bajo condiciones de invernadero.

#### 5.5.1 Número de brotes

Todas las disoluciones nutritivas evaluadas fueron significativamente diferente, respecto al testigo, siendo este el que obtuvo el menor número de brotes y el mayor, aquellos con

disolución con mayor concentración de nitrógeno y fósforo (figura 7). Estos resultados están de acuerdo con los citados por Cituk *et al.*, (2003), quienes reportan una gran cantidad de brotes en estacas de pitahaya con dosis altas de nitrógeno y fósforo.

La solución de fertirrigación es la que induce con mayor intensidad la emisión de brotes tanto en el clon rojo como en el solferino debido a la concentración de macronutrientes que se reflejan en el crecimiento vegetal, las variaciones en la concentración de fertilizantes fueron directamente proporcionales al número de brotes, resultados que coinciden con los reportados por Martínez *et al.*, (1999) en donde las altas concentraciones de los macronutrientes evaluados, promovieron la emisión de brotes en *Hylocereus undatus*, a menores concentraciones tuvieron mayor efecto en el crecimiento de estos. También Ortiz (2000) recomienda fertilizaciones nitrogenadas altas para la formación de brotes en abundancia, pero en condiciones de estacas para propagación, lo cual incrementa la tasa de velocidad relativa de crecimiento, debido al extremo vigor de los brotes jóvenes.

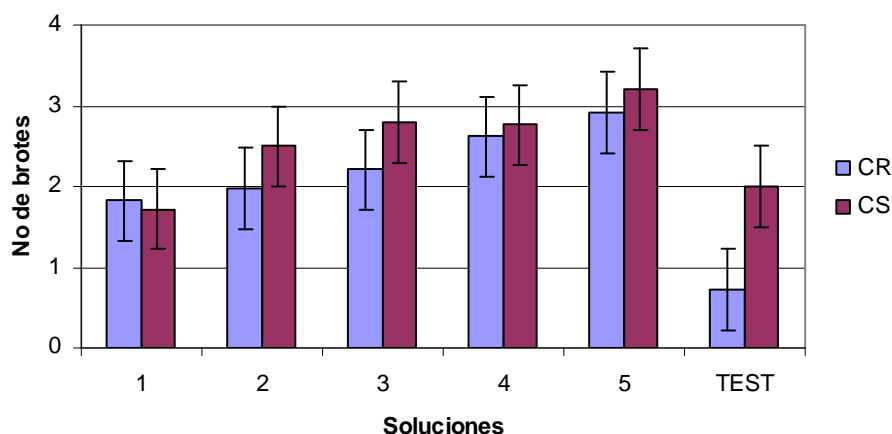


Figura 7 Respuesta de las estacas de pitahaya (*H undatus*) a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el número de brotes en clones rojo y solferino.

### 5.5.2 Crecimiento de brotes

Los resultados obtenidos en la comparación de medias para las diferentes disoluciones en estudio presentaron diferencias altamente significativas como lo podemos observar en la

Figura 8, la solución más sobresaliente fue la de mayor concentración nutritiva no existiendo diferencia entre ellos pero si con el testigo presentando crecimientos de 35.75 cm a 5.27 cm respectivamente.

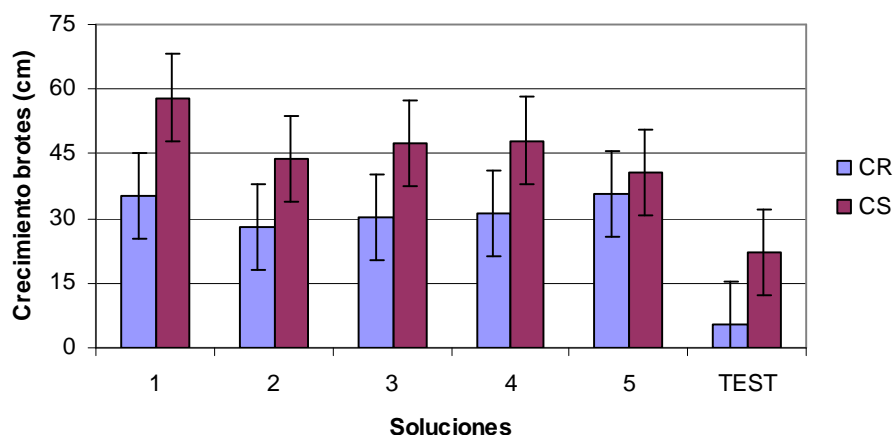


Figura 8 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de disoluciones nutritivas sobre el crecimiento de brotes en clones rojo y solferino.

Los resultados para el clon solferino presenta el mayor crecimiento en la solución de menor concentración como ya se menciona con anterioridad en los trabajos realizados por Martínez *et al.*, (1999), las altas concentraciones de macronutrientes favorece el aumento de brotes en estacas de pitahaya y a menores concentraciones mayor crecimiento, tal es el caso del crecimiento promedio de 58 cm, correspondiendo a la disolución de menor concentración nutritiva.

### 5.5.3 Peso fresco de estaca

La disolución con mayor concentración, tuvo mayor efecto en el peso fresco de estacas de pitahaya, en comparación con el testigo comparativamente se incremento en 27% el peso fresco utilizando concentraciones altas de nitrógeno y fósforo en comparación a la disolución normal o testigo, como se puede observar en la figura 9.

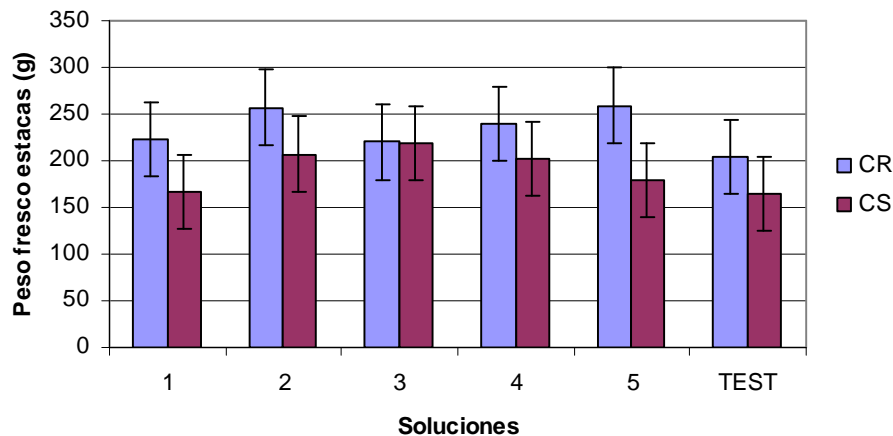


Figura 9 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso fresco de los clones rojo y solferino.

Los resultados de la comparación de medias para las diferentes disoluciones presentaron diferencia significativa para el clon rojo y diferencia altamente significativa para el clon solferino, la adaptación ecológica que presenta el clon rojo para poder almacenar mayor cantidad de líquidos en sus tejidos se observa en los valores de medias mayores a los del clon solferino

#### 5.5.4 Peso seco estacas

El análisis de varianza muestra diferencia significativa para el efecto de disoluciones nutritivas sobre el peso fresco de estacas de *H. undatus* del clon rojo (Cuadro 7.15). Correspondiendo a la solución completa de Cooper (1996), presentar el valor más bajo con un contenido de materia seca de 13.74% y el mayor con 18.25% (figura 10)

Los valores para la comparación de medias del clon solferino no presentaron diferencia significativa, con base en el resultado obtenido se tiene que la materia seca en los tallos adultos disminuye conforme se incrementan los niveles de fertilización nitrogenada, fosforada y potásica, estimulando un vigoroso crecimiento vegetal, aumentando el contenido hídrico en la vacuola (Azcon, 2000), al respecto Ortiz, (1999) menciona que si la pitahaya recibe condiciones ecofisiológicas óptimas se reflejará en una disminución del contenido de materia seca en los tallos, y como una respuesta al estrés principalmente hídrico, se incrementa la

cantidad de materia seca en la biomasa total aérea, una posible explicación es que la deshidratación de los tallos y la escasa formación de estructuras proteicas de aminoácidos, que darían turgencia a las células de pitahaya.

Por lo que en condiciones de déficit de nutrimentos la planta de pitahaya responde con una mayor acumulación de materia seca debido a la deshidratación en los tallos adultos, posiblemente como un mecanismo de almacenamiento de fotosintatos, que serán liberados durante el proceso de floración implicando un gasto energético por parte de la planta, básicamente de fósforo para la formación de moléculas de adenosina trifosfato (ATP) (Navarro, 1998), y durante el proceso de llenado de fruta o cuajado del fruto, existe una demanda de potasio que se almacena principalmente en la cáscara (Ortiz, 1999), mismos elementos que se encuentran de reserva en tallos adultos, que son las fuentes que suministran a los órganos de demanda en el cultivo de pitahaya.

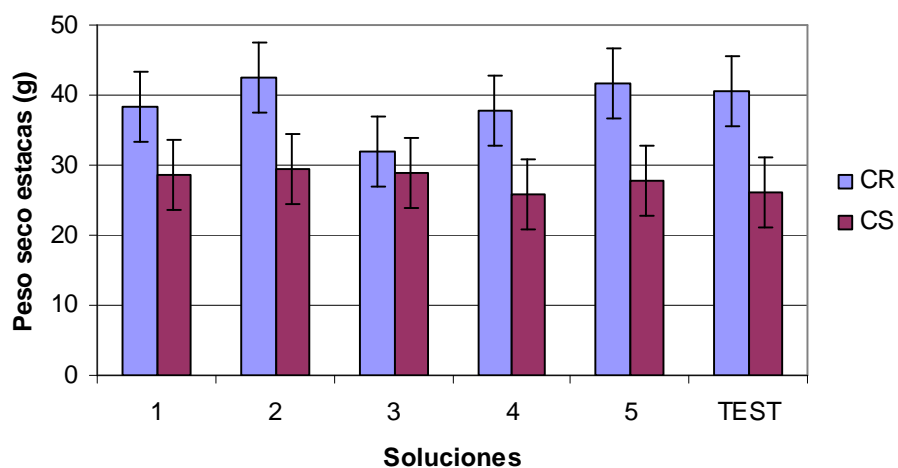


Figura 10 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de estacas en clones rojo y solferino

### 5.5.5 Peso fresco brotes

Los datos mostrados en la comparación de medias para la solución nutritiva (Figura 11), se presenta el mayor valor en función de la concentración de los nutrientes, contrario a esto, el menor valor para este parámetro corresponde al testigo, obedeciendo al comportamiento esperado, en virtud de suministrar las condiciones necesarias para el establecimiento y crecimiento de la estaca cuya finalidad del medio de enraizamiento desempeña tres funciones: a) mantener la estaca en su lugar durante el periodo de enraizamiento, b) proporcionar humedad a la estaca, y c) permitir la penetración de aire a la base de la estaca (Abad y Noguera, 2000)

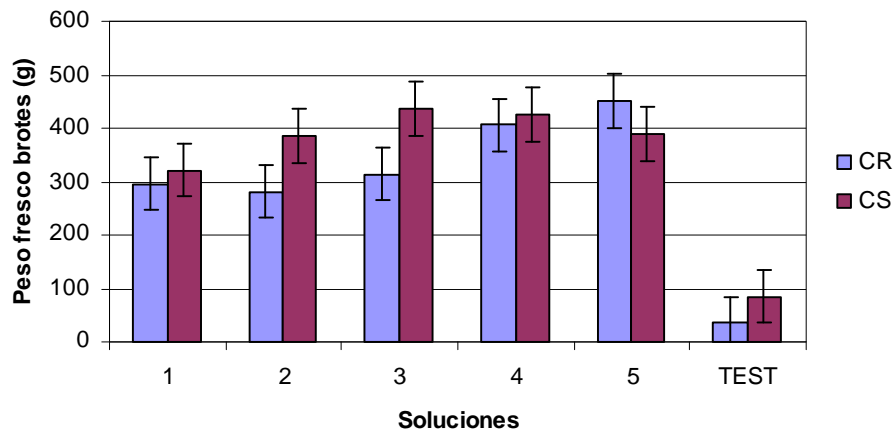


Figura 11 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso fresco de los brotes en clones rojo y solferino

### 5.5.6 Peso seco de brotes

En la comparación de medias para la solución nutritiva (Figura 12), muestra el mayor valor para la mayor concentración respondiendo este parámetro a los niveles de fertilización en donde se variaron las concentraciones de nitrato de potasio y de calcio, hallando una marcada diferencia con el testigo. Similares resultados se presentan en la solución nutritiva del clon solferino, cuyas pequeñas variaciones son atribuibles al error experimental (Reyes, 1999).

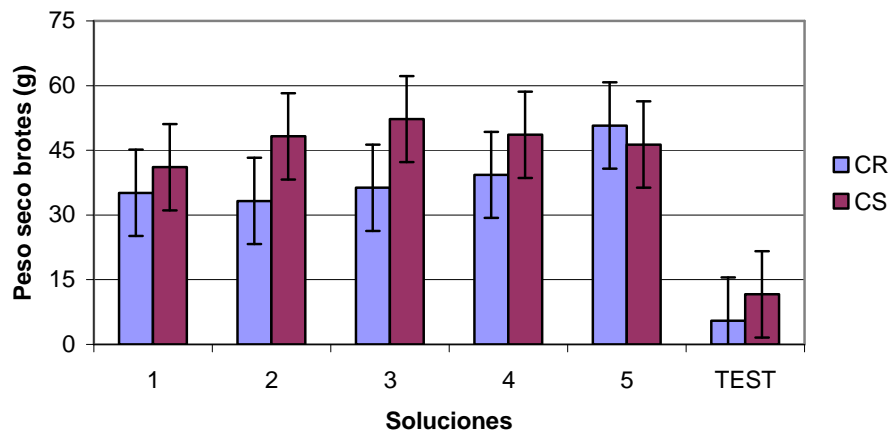


Figura 12 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de brotes

### 5.5.7 Peso fresco raíz

Los resultados obtenidos en la comparación de medias para el clon rojo muestra diferencias significativas entre las concentraciones de nutrientes, siendo mucho mayor esta diferencia respecto al testigo como lo podemos observar en la Figura 13

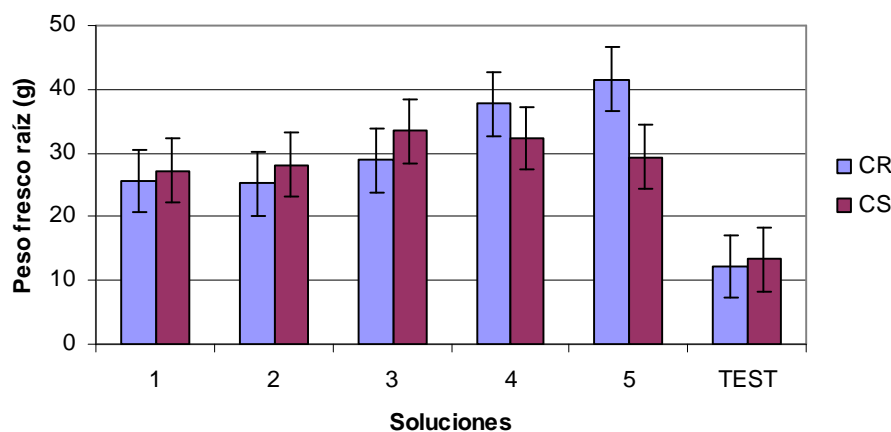


Figura 13 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de disolución nutritivas sobre el peso fresco de la raíz en clones rojo y solferino



La solución nutritiva favorece al peso fresco de la raíz, correspondiendo a los mayores resultados a las más altas concentraciones de nutrimentos.

La comparación de medias para el clon solferino de las diferentes soluciones nutritivas presente muestra valores no significativos entre si (Figura 13), variando con el testigo, comportamiento atribuible a que en la rizosfera del sustrato en donde se presentan condiciones optimas de humedad, temperatura, porosidad factores que favorecen al crecimiento de la raíz.

#### 5.5.8 Peso seco de la raíz

En la figura 14, podemos observar gráficamente la tendencia de la aplicación de las diferentes concentraciones de disoluciones nutritivas, teniendo una respuesta lineal, mostrando diferencia significativa entre las disoluciones, pero siendo mucho mayor con el testigo. Similar comportamiento presenta el clon solferino

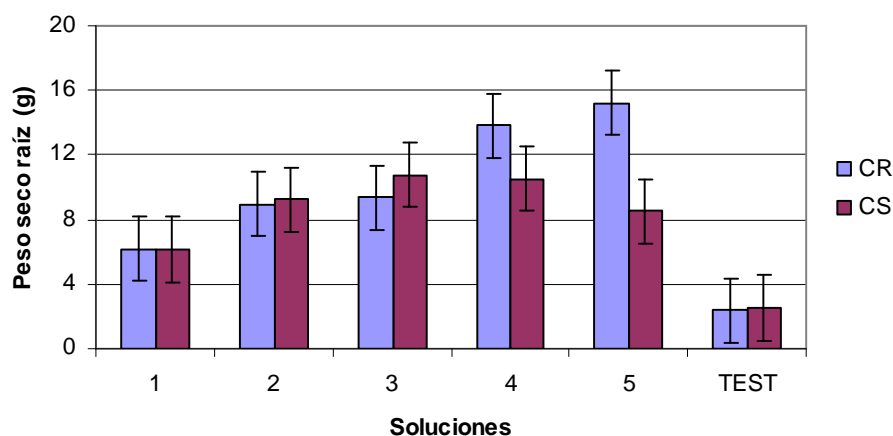


Figura 14 Respuesta de estacas de pitahaya a diferentes concentraciones de la disolución nutritiva sobre el peso seco de la raíz en clones rojo y solferino.

## 5.6 CONCLUSIONES

### Experimento II

- ✓ La granulometría gruesa de 2.38 mm de diámetro ecuatorial, tuvo el mayor efecto en el número de brotes, peso fresco y peso seco del clon solferino en comparación al clon rojo.
  
- ✓ Altas concentraciones de elementos nutritivos, incorporados mediante fertirrigación aumentaron el número de brotes, su crecimiento y peso fresco, del clon rojo en comparación al solferino y al suelo convencional.
  
- ✓ Los máximos valores para el peso fresco de la estaca, peso fresco y seco de los brotes, así como el peso fresco y seco de la raíz, se presentaron en el clon solferino a concentraciones nutritivas de la solución 3.
  
- ✓ La pitahaya propagada asexualmente (por estacas) responde adecuadamente a las concentraciones altas de elementos nutritivos aplicados mediante fertirrigación y para su máxima expresión en cultivo sin suelo se deberán de utilizar sustratos de granulometría gruesa.

## VI. BIBLIOGRAFIA CONSULTADA.

Abad, B., M. y Noguera, M., P. 2000 . Los sustratos en los cultivos sin suelo. En: Urreztarazu, G., M. (coord) Manual de sustratos sin suelo. Manuales. Ed. Mundi prensa.

Abad, M. 1993. Sustratos. Características y propiedades. pp. 47 – 62. In: Cultivos sin suelo. f. Canovas y J.r. Díaz. (ed) Instituto de Estudios Almerienses. FIAPA

Abad, M. Y P. Noguera. 1997. Los sustratos en los cultivos sin suelo. pp 101 – 150 In: Manual de cultivo sin suelo. M. Urrestarazu (ed.) Universidad de Almería. Servicio de Publicaciones

Aguilera C., M y Martínez E., R. 1996. Relaciones agua suelo planta atmósfera. UACH. Chapingo, México.

(Anónimo, 2005) [www.infoagro.com/industria\\_auxiliar/tipo\\_sustratos.asp](http://www.infoagro.com/industria_auxiliar/tipo_sustratos.asp) 14 de enero de 2005

Ansorena M., T. 1994. Sustratos, propiedades y Caracterización Mundi-Prensa. Madrid, España.

Arguello P., E. y A. Jiménez A. 1997. Periodos prolongados de sequía en pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth). . Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 60 p.

Azcón B y Manuel T. 2000. Fundamentos De Fisiología Vegetal. Mc Graw - Hill S.A de C.V Interamericana de Madrid, España. p 522

Baca C., G. A. 1990. Deficiencias nutrimentales inducidas en nopal proveniente de cultivo in vitro, In: J. López G y M Ayala O. (comp.). El nopal su conocimiento y aprovechamiento. Memorias de la Tercera Reunión Nacional y la 1ª internacional. UAAAN. Coahuila, México. Pp 155-163

Barbeau, G. 1990. La pitahaya rouge, un nouveau fruit exotique. *Fruits* 45(2): 141-147.

Barcenas A., P. 1994. Efecto de tres sustratos en el enraizamiento y desarrollo de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Programa y Memorias de resúmenes de la XL

Barcenas-Abogado, P.; Tijerina, CH. L.; Olivera F. T. de J.; Larque, S.A., 2002. Características agronómicas de la pitahaya (*Hylocereus* spp). Colegio de postgraduados, Universidad Autónoma Metropolitana

Becerra O., L. 1986. El cultivo de la pitahaya. Federación Nacional de cafetaleros de Colombia. Bogotá, Colombia, 19p.

Becerra O., 1994. El cultivo de la pitahaya (*Selenicereus megalanthus*). En: A. Villegas M. *et al.*, (eds.). Memorias de la primera reunión internacional con demanda nacional e internacional. Edo. De México. Pp 123 – 142.

Bravo Hollis, H., H. Sánchez M. 1998. Las cactáceas de México. UNAM- México, D. F. Vol. I. 743 pp.

Britton N., L. and J. N., Rose. 1963. The cactaceae: Descriptions and illustrations of plant of the cactus family. Dover Publications, Inc. New York., USA 241 p.

Burés, Silvia. 1997. Sustratos. Ediciones Agrotécnicas. Madrid, España.

Cadahia L., C. et al. 1998. Fertirrigación. Cultivos hortícolas y Ornamentales. Mundi-Prensa. España.

Cabrera R., I. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de planta en maceta. Re. Chapingo, serie horticultura. Vol. V. Núm. 1. - 1999. Universidad Autónoma Chapingo. México. .

Castañón L., G. 1995. La práctica de riego en el cultivo en sustratos. Actas del I Simposium Iberoamericano sobre “Aplicación de los plásticos en las tecnologías agrarias”. Almería España.

Castillo M., R. y Y. Ortiz H. 1994. Floración y fructificación de pitahaya en Zaachila, Oaxaca. Rev. Fitotecnia Mexicana 17:12-19.

Calix D., H. 1996. Aspectos taxonómicos de la pitahaya. In: Castillo M. R. y H. Cáliz D. (comp.). Primer curso teórico-practico sobre el cultivo de la pitahaya. División de ciencias e Ingeniería. Universidad de Quintana Roo. Quintana Roo, México. pp 35 - 48

Castillo, M. R., Cáliz DE D. H., Rodríguez, C. A. 1996. Guía técnica para el cultivo de pitahaya. Chetumal Quintana Roo, México. 158 pp.

Cituk Chan D, Oxe Torres A, Arzapalo Marin R, Ferrera Cerrato R. 2003. Respuesta de ocho biotipos de pitahaya (*Hylocereus* sp) a la inoculación con hongos micorrizicos arbusculares. XIII congreso nacional de investigación y desarrollo tecnológico. Tlajumulco de Zúñiga Jalisco. México.

Clark B., R. 1987 Respuesta de las plantas a la toxicidad y deficiencia de elementos minerales. In: Christiansen N: M.; F. Lewis Ch. (comp.). Ed. LIMUSA. México D. F. PP 91 - 172

Cordero I. F. J. 1997. Injertos de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) sobre otras cactáceas. Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 51 p.

Cruz C., M. 1996. Costo de establecimiento de plantaciones de pitahaya. In: Castillo M.R. y H. Cáliz D. (comp.). Primer curso teórico-práctico sobre el cultivo de la pitahaya. División de Ciencias e Ingeniería. Universidad de Quintana Roo. Quintana Roo, México, pp 59-83.

Delgado R., M. A. 1997. Inducción de deficiencias nutrimentales en pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth). Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 70 p.

Delgado, R. M.A. 2002. “Comportamiento del crecimiento vegetativo y reproductivo de pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) ante deficiencias de macro y microelementos” tesis de Maestría en Ciencias. Posgrado en horticultura. Universidad Autonoma de Chapingo. 106 pp

Dubrosky, J. y Mendoza – Carrion, G. 1997. Crecimiento determinado de la raíz de algunas cactáceas en la península de Baja California su organización celular e importancia adaptativa. En: I Congreso Nacional sobre Cactáceas. Montecillo, Estado de México. 34 pp

Dutra, L. F., J. E. Schwengber, A. Tonietto and E. Kersten, E. 1999. Enraizamiento de ramos de pessegueiro (*Prunus persica* (L.) Batsch. Rev. Bras. Agrociencia 5 (2): 93-95.

Etcheverst B. J D. 2000. Técnicas de Diagnostico Útiles en la Medición de la Fertilidad del Suelo y el Estado Nutrimental de los Cultivos. In Terra, 2000, pp 209-219.

Estevez G., M. 1995. Caracterización del sistema radical de la pitahaya (*Hylocereus undatus* Howorth). Tesis profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo , México. 91 pp

Fouqué A. 1972. Espèces fruitières d’Amerique Tropicale. Fruits. 27(3): 200-218.

Gibson, C.A. and P., S. Nobel. 1986. The cactus primer. Harvard University Press. London England. 286 pp

Gibson, C.A. and P., S. Nobel. 1986. The cactus primer. Harvard University Press. London England. 286 p.

Greulach Y Adams, 1989. Manual de Botánico y ecología. Volumen 2. Editorial Limusa.

Guzmán B., R. 1994. Fertilización de pitahaya. En: Memorias del Primer encuentro Nacional del cultivo de la pitahaya. San Marcos Nicaragua pp. 80-85.

Hartmann, T. H. y Kester, E. D. 1998. Propagación de plantas. Cía. Editorial Continental, S.A. de C.V. México. pp. 760.

Infante G., S. 1996. Curso teórico – práctico sobre el cultivo de la pitahaya. Experiencias en Colombia. In: Castillo M.R. Y H. Calix D. (comp.). primer curso teórico – práctico sobre el cultivo de la pitahaya. División de Ciencias e Ingeniería. Universidad de Quintana Roo. Quintana Roo, México. pp 17 – 31.

Marfa, O., Martínez, A., Orozco, R., Serrano, L., Martínez, F. X., 1993. The use of fine – grade perlites in lettuce bag cultures. II. Physical properties, rheologic effects and productivity. Acta Hort. 342, 339 - 347

Martínez C., E. García L., M. 1993. Cultivos sin suelo: hortalizas en climas mediterráneos. Ediciones de Horticultura. España.

Martínez G., P. F. 1997. Sustratos: Propiedades, ventajas y desventajas. Conferencia Internacional de hidroponía comercial. Universidad Agraria La Molina, Perú.

Martínez M., F. 1994. Manual básico de sustratos. Oasis consultoria. Jiutepec, Morelos. México.

Maltéz P., R. 1994, Caracterización de las variedades de pitahaya cultivada en Nicaragua. In: Memorias del Primer encuentro Nacional del cultivo de la pitaya. San Marcos Nicaragua. 21-32 pp.

Mercado B., A. y D. Granados S. 1999. La Pitaya. Biología, ecología, fisiología sistemática, etnobotánica. Universidad Autónoma Chapingo. 1ª edición. México.

Mizrahi Y., A. Nerd and P. S. Nobel. 1996. Cacti as crops. Hort. Rev. 18:291-319.

Navarro. G, 2000. Química Agrícola, Mundi- Prensa, España. p 488.

Ortiz. Y H, 1999, Hacia el Conocimiento y Conservación de la Pitahaya. Limusa, México. p 111.

Ortiz. Y H, 1999, Pitahaya un Nuevo Cultivo Para México. Limusa, México. p 111.

Nerd A. and Y. Mizrahi. 1997. Reproductive biology of cactus fruits crops. Hort. Rev. 18:321-346.

Olivares J. y J.M. Barea. 1991. Fijación y Movilización Biológica de Nutrientes Vol. II. En: Consejo Superior de Investigaciones Científicas. Madrid. 125-199p.

Oliver, A. J., Smith, S. E., Nicholas, D. J., Wallace, W. and Smith, F.A. (1983). Activity of nitrate reductase in *Trifolium subterraneum*: effects of mycorrhizal infection and phosphate nutrition. *New Phytologist*. 94: 63-79.

Ortiz V., B y Ortiz S., C. A. 1985. Edafología. UACH. México.

Ortiz H. Y., M. Livera M. Y J. Tirado T. 1994. El cultivo de la pitahaya (*Hylocereus* spp.) y sus perspectivas en México. In: Frutales nativos e introducidos con demanda Nacional e Internacional. Montecillo, México, pp 111-122.

Ortiz H. Y. D. 1995. Avances en el conocimiento ecofisiológico de la pitahaya (*Hylocereus undatus*). Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. 159 p.



Ortiz H., Y. D. 1999. Pitahaya: un nuevo cultivo para México. (pitahaya a new crop for Mexico.). Ed. Limusa-Grupo Noriega Editores. México D. F. ISBN 968-18-5775-5. 111 p. (versión español e inglés).

Ortiz H., Y. D. y M. Livera M. 1999. La pitahaya (*Hylocereus* ) en la Agrodiversidad. In. Uriel et al., Agrodiversidad campesina. pp. 205-209. ISBN 968-835-440-6.

Ortiz H., Y. D. 2000. Hacia el conocimiento y conservación de la pitahaya. Ed. IPN-CONACYT-SIBEJ-FMCN. Oaxaca, México. ISBN 970-92488-2-0. 124 p. (español).

Ortiz H., Y. D. y M. Livera M. 2000. Manual sobre la propagación de la pitahaya (*Hylocereus* spp.). (Manual for the propagation of the pitahaya (*Hylocereus* spp.)).SIBEJ-CONACYT-FMCN-IPN. Oaxaca, México. 35 p. (versión español e inglés).

Parra Quezada, Enrique Becerril Román, José Martínez, Rafael Acosta. 2001. “Distribución De Materia Seca , N, P Y K En Manzano Golden Delicious Afectado Por La Humedad, Fertilización Y Portainjertos”. In Terra 19: pp 293 – 279.

Ramírez M, F. J. 1995. Respuesta de la pitahaya (*Hylocerens undatus* Haw.) a la aspersión de fertilizante foliar. . Tesis Profesional. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 60 p.

Reyes C. 1999. Diseños Experimentales Aplicados. Trillas. México. p 348.

Rodríguez C., A. 1996. Pitahayeros. Memorias del primer encuentro de productores de pitahaya de Yucatán. Centro Regional Universitario Península de Yucatán. UACH. Yucatán, México. 53 p.

Rodríguez C., A. 1997. Guía técnica para la producción de plantas de pitahaya en viveros. Centro Regional Universitario Península de Yucatán. UACH. Yucatán. México. 70 p.

Rodríguez, G., L. y Apezteguia, C., R.R. 1985. Cactus y otras suculentas en Cuba. Ed. Científico – Técnica, La Habana.

Ruiz, J. 1992. Selection and vegetative propagation of *Eucalyptus dalrympleana*, Maid. 1993. Proceedings of IUFRO-AFOCEL meeting: Mass Production Technology for Genetically Improved Fast Growing Forest Tree Species. Bordeaux. Vol II pp:277-283.

Sánchez C. del, F. y Escalante R., E. R. 1988. Hidroponía. UACH. Chapingo, México.

Sánchez C. del, F. 2002. Bases fisiológicas de la producción vegetal. Memorias del "Curso internacional de invernaderos". DIMA. UACH. Chapingo México.

Stumpf, E. R., P. R. Grolli, e P. H. G. Sczpanski. 2001. Efeito do ácido indolbutírico, substrato e tipo de estaca no enraizamento de *Chamaecyparis lawsoniana* Parl. Rev. Bras. Agrociencia 7 (2): 101-195.

Texco G. A. 2001. Control de la pudrición bacteriana de la pitahaya (*Hylocereus undatus* Haworth) en plantaciones comerciales en Papantla, Veracruz. Tesis Profesional. Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma de Chapingo 76 pp.

Tiscornia J. Cactus y otras plantas de ornamento. Editorial Albatros. Buenos Aires. Argentina 122 p.

Trocme, S. y Gras, R. 1979. Suelo y fertilización en fruticultura. 2ª edición.

Volke H. Víctor, Etcheverts B.J, Sanjuán R. A, Silva P.T. Modelo de Balance. 1998. Nutritional Para la Generación de Recomendaciones de Fertilización Para Cultivos. In Terra Vol. (16) Número 1, pp. 79-91.

## **VII. Anexos**

Cuadro 7.1. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el crecimiento del tallo de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
<b>Tratamientos</b>					
Sustratos	4	39.37	9.84	13.35	0.0000**
Solución	3	73.42	24.47	33.19	0.0000**
Error	52	38.34	0.73		
Total	59	151.13			
<b>Sustratos</b>					
		Media	95%		95%
Tierra sin esterilizar		5.39	X	.70	
Arena – Agrolita		5.50	X		
Arena		5.60	X		
Tierra estéril		6.87	X		
Agrolita		7.36	X		
<b>meqL<sup>-1</sup> de fósforo</b>					
		Media	95%		95%
Agua destilada		4.24	X	0.63	
3		6.62	X		
2		6.76	X		
1		6.96	X		

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.2. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre altura total de la planta (HTP), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
<b>Tratamientos</b>					
Sustratos	4	247.70	61.92	5.89	0.0005**
Solución	3	132.95	44.31	4.22	0.0096**
Error	52	546.45	10.50		
Total	59	927.11			

Sustratos	Media	95%	95%
Tierra esteril	5.11	X	2.65
Agrolita	6.76	XX	
Arena	7.23	XX	
Arena – Agrolita	8.77	XX	
Tierra sin esterilizar	11.13	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	5.55	X	2.37
3	7.53	XX	
1	8.54	X	
2	9.59	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.3. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre peso fresco de la planta (PFP), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	4	3.45	0.86	5.76	0.0007**
Solución	3	7.03	2.34	15.63	0.0000**
Error	52	7.79	0.14		
Total	59	18.27			

Sustratos	Media	95%	95%
Arena	0.96	X	0.31
Tierra sin esterilizar	1.02	XX	
Tierra esteril	1.28	XX	
Agrolita	1.52	X	
Arena – Agrolita	1.53	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	0.71	X	0.28
1	1.32	X	
3	1.38	XX	
2	1.64	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.4. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre peso fresco del tallo (PFT), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	4	3.40	0.85	6.12	0.0004**
Solución	3	6.67	2.22	16.01	0.0000**
Error	52	7.23	0.13		
Total	59	17.31			

Sustratos	Media	95%	95%
Tierra sin esterilizar	0.81	X	0.30
Arena	0.87	X	
Tierra esteril	1.23	X	
Arena – Agrolita	1.32	X	
Agrolita	1.39	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	0.57	X	0.27
1	1.23	X	
3	1.24	X	
2	1.45	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.5. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el crecimiento de la raíz (CR), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
<b>Tratamientos</b>					
Sustratos	4	154.48	38.62	6.91	0.0002**
Solución	3	13.10	4.36	0.78	0.5095ns
Error	52	290.61	5.58		
Total	59	458.21			

Sustratos	Media	95%	95%
Agrolita	2.07	X	1.93
Tierra esteril	2.27	XX	
Arena – Agrolita	3.06	XX	
Arena	4.09	X	
Tierra sin esterilizar	6.47	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	3.10	X	1.73
3	3.39	X	
2	3.51	X	
1	4.36	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).



Cuadro 7.6. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre peso fresco de la raíz (PFR), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	4	0.23	0.05	2.21	0.0808**
Solución	3	0.08	0.02	1.00	0.3988ns
Error	52	1.39	0.02		
Total	59	1.71			

Sustratos	Media	95%	95%
Tierra esteril	0.05	X	0.13
Arena	0.09	XX	
Agrolita	0.13	XX	
Tierra sin esterilizar	0.20	X	
Arena – Agrolita	0.21	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
1	0.08	X	0.12
3	0.13	X	
2	0.14	X	
Agua destilada	0.19	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.7. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el número de brotes (NB), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	4	2.10	0.52	4.44	0.0037**
Solución	3	0.16	0.05	0.47	0.7070ns
Error	52	6.17	0.11		
Total	59	8.44			

Sustratos	Media	95%	95%
Arena	1.07	X	0.28
Arena – Agrolita	1.13	X	
Tierra sin esterilizar	1.18	X	
Agrolita	1.33	XX	
Tierra esteril	1.59	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	1.19	X	0.25
2	1.24	X	
3	1.26	X	
1	1.34	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.8. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre crecimiento de los brotes (CPB), de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), bajo condiciones de cámara de germinación.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft(0.05)
Tratamientos					
Sustratos	4	35.72	8.93	5.48	0.0009**
Solución	3	81.19	27.06	16.61	0.0000**
Error	52	84.72	1.62		
Total	59	201.65			

Sustratos	Media	95%	95%
Arena	3.19	X	1.04
Tierra sin esterilizar	3.24	X	
Arena – Agrolita	4.21	XX	
Tierra esteril	4.32	XX	
Agrolita	5.27	X	

meqL <sup>-1</sup> de fósforo	Media	95%	95%
Agua destilada	2.08	X	0.93
2	4.36	X	
3	4.69	X	
1	5.06	X	

\* :  $P < 0.05$  significativo; \*\* :  $P < 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo  
valores con la misma letra son estadísticamente iguales DMS (0.05).

Cuadro 7.9. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el número de brotes (NB), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	4.31	1.43	1.01	.03936ns
Solución	5	46.78	9.35	6.56	0.0000**
Error	87	124.12	1.42		
Total	95	175.22			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	1.86	X	0.68
Arena	1.88	X	
0.39	2.05	X	
2.38	2.39	X	

Soluciones	Media	95%	95%
agua destilada	0.72	X	0.83
S1	1.82	X	
S2	1.98	X	
S3	2.21	XX	
S4	2.62	XX	
S5	2.91	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.10. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el número de brotes (NB), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	7.50	2.50	2.49	0.0656*
Solución	5	24.04	4.80	4.79	0.0006**
Error	87	87.34	1.00		
Total	95	118.89			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	2.12	X	0.57
Arena	2.33	XX	
0.39	2.71	X	
2.38	2.81	X	

Soluciones	Media	95%	95%
S1	1.72	X	0.70
Agua destilada	2.00	XX	
S2	2.50	XX	
S4	2.76	X	
S3	2.8	X	
S5	3.2	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.11. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el crecimiento de brotes (CB) de brotes en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	148.54	49.51	0.23	0.8771*
Solución	5	10320.6	2064.12	9.48	0.0000**
Error	87	18938.8	217.68		
Total	95	29408.00			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
Arena	27.72	X	8.46
0.39	27.53	X	
2.38	28.35	X	
0.29	29.05	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	5.27	X	10.36
S2	27.98	X	
S3	30.42	X	
S4	31.33	X	
S1	35.22	X	
S5	35.75	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.12. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el crecimiento de brotes (CB) en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino, bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	1864.36	621.45	2.08	0.1086*
Solución	5	11379.20	2275.84	7.62	0.0000**
Error	87	25985.60	298.68		
Total	95	39229.2			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	36.60	X	9.91
0.29	43.95	XX	
2.38	43.99	XX	
Arena	48.95	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	22.12	X	12.14
S5	40.75	X	
S2	43.91	X	
S3	47.37	XX	
S4	48.10	XX	
S1	58.00	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.13 Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de estacas (PFE) en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	10552.50	3517.49	1.48	0.2247*
Solución	5	38913.20	7782.63	3.28	0.0092**
Error	87	20631.00	2371.46		
Total	95	255783.00			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	216.78	X	27.94
2.38	235.65	XX	
0.29	237.77	XX	
Arena	245.24	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	204.00	X	34.22
S3	219.84	XX	
S1	222.91	XXX	
S4	240.03	XXX	
S2	257.13	XX	
S5	259.25	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.



Cuadro 7.14 Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de la estaca (PFE), de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	26288.70	8762.89	4.17	0.0082**
Solución	5	40533.70	8106.73	3.86	0.0033**
Error	87	182649.00			
Total	95	249472.00			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	164.57	X	26.29
Arena	191.09	X	
2.38	193.04	X	
0.39	210.94	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	165.05	X	32.19
S1	166.93	X	
S5	179.56	XX	
S4	201.98	XX	
S2	207.01	XX	
S3	218.93	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.15. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de estacas (PSE), de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	118.66	39.55	0.73	0.5346ns
Solución	5	1148.00	229.59	4.26	0.0016**
Error	87	4689.82	53.90		
Total	95	4689.82	53.906		

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	36.86	X	4.21
Arena	39.13	X	
0.29	39.31	X	
2.38	39.70	X	

Soluciones	Media	95%	95%
S3	31.96	X	5.15
S4	37.69	X	
S1	38.40	X	
Agua destilada	40.50	X	
S5	41.53	X	
S2	42.44	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Variaciones de nitrato de potasio y calcio respectivamente ( $\text{g L}^{-1}$ ); S1= -4 y -6, S2= -2 y -3, S3=solución completa de Cooper, S4=+2 y +3, S5= +4 y +6

Cuadro 7.16. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de estacas (PSE), de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	243.57	81.19	1.39	0.2498ns
Solución	5	186.92	37.38	0.64	0.6680ns
Error	87	63.82	58.20		
Total	95				

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	25.63	X	4.37
2.38	27.15	X	
Arena	28.27	X	
0.39	29.99	X	

Soluciones	Media	95%	95%
S4	25.74	X	5.36
Agua destilada	26.07	X	
S5	27.85	X	
S1	28.65	X	
S3	28.81	X	
S2	29.45	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.17. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de brotes (PFB), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
<b>Tratamientos</b>					
Sustratos	3	4444.65	1481.55	0.08	0.9705ns
Solución	5	1.67	334610.0	18.15	0.0000**
Error	87	1.60	18436.60		
Total	95	3.28			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	291.33	X	77.90
Arena	292.08	X	
0.39	296.59	X	
2.38	308.25	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	35.07	X	95.41
S2	281.70	X	
S1	295.65	X	
S3	313.69	XX	
S4	405.66	XX	
S5	450.75	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.18. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de brotes (PFB), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	329515.00	109838.00	6.34	0.0006**
Solución	5	1.38	277032.00	16.00	0.0000**
Error	87	1.50	17311		
Total	95	3.22			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	241.71	X	75.49
0.39	353.32	X	
Arena	381.10	X	
2.38	386.95	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	85.30	X	92.46
S1	321.18	X	
S2	385.86	XX	
S5	389.14	XX	
S4	426.09	X	
S3	437.05	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.19. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de brotes (PSB) en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	251.96	83.98	0.35	0.7883ns
Solución	5	18008.20	3601.64	15.06	0.0000**
Error	87	20800.70	239.08		
Total	95	39060.90			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
Arena	31.58	X	8.87
0.39	32.9	X	
0.29	33.01	X	
2.38	36.00	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	5.50	X	10.86
S2	33.25	X	
S1	35.13	X	
S3	36.31	X	
S4	39.31	X	
S5	50.73	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.20. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de brotes (PSB), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de área protegida

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	3866.97	1288.99	5.12	0.0026**
Solución	5	18039.50	3607.89	14.33	0.0000**
Error	87	21903.20	251.76		
Total	95	43809.60			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.29	30.72	X	9.10
0.39	43.06	X	
Arena	44.22	X	
2.38	47.42	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	11.62	X	11.15
S1	41.08	X	
S5	46.35	XX	
S2	48.24	XX	
S4	48.60	XX	
S3	2.24	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.21. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de la raíz (PFR), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	743.73	247.91	1.94	0.1293*
Solución	5	8638.27	1727.65	13.51	0.0000**
Error	87	11125.10	125.87		
Total	95	507.1			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	24.94	X	6.48
2.38	26.82	XX	
0.29	30.32	XX	
Arena	31.99	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	12.22	X	7.94
S2	25.18	X	
S1	25.60	X	
S3	28.84	X	
S4	37.73	X	
S5	41.55	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.



Cuadro 7.22. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso fresco de la raíz (PFR), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	603.98	201.32	1.32	0.2728ns
Solución	5	4233.32	846.66	5.55	0.0002**
Error	87	13262.32	152.43		
Total	95	18099.30			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	24.78	X	7.08
0.29	24.93	X	
2.38	28.95	X	
Arena	30.53	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	13.30	X	8.67
S1	27.18	X	
S2	28.13	X	
S5	29.38	X	
S4	32.33	X	
S3	33.48	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.23. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de la raíz (PSR), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon rojo bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	371.53	123.84	5.38	0.0019**
Solución	5	1823.51	364.70	15.85	0.0000**
Error	87	2001.57	23.00		
Total	95	4196.61			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	7.11	X	2.75
2.38	7.94	XX	
Arena	10.01	XX	
0.29	12.19	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	2.35	X	3.37
S1	6.16	X	
S2	8.94	X	
S3	9.38	X	
S4	13.81	X	
S5	15.24	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.

Cuadro 7.24. Análisis de varianza y separación de medias por la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) sobre el peso seco de la raíz (PSR), en estacas de pitahaya (*Hylocereus undatus*), clon solferino bajo condiciones de invernadero.

Fuente de variación	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado medio	Fc	Ft
Tratamientos					
Sustratos	3	101.27	33.75	1.78	0.1575*
Solución	5	789.23	157.84	8.31	0.0000**
Error	87	1652.68	18.99		
Total	95	2543.19			

Tamaño de partícula (mm)	Media	95%	95%
0.39	6.44	X	2.50
2.38	7.73	XX	
0.29	8.40	XX	
Arena	9.25	X	

Soluciones	Media	95%	95%
Agua destilada	2.52	X	3.06
S1	6.15	X	
S5	8.51	XX	
S2	9.26	X	
S4	10.53	X	
S3	10.78	X	

\* :  $P \leq 0.05$  significativo; \*\* :  $P \leq 0.01$  altamente significativo; ns : no significativo.