

UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA

ANTONIO NARRO



DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

**EL USO DE ESPUMAS HIDROFILICAS Y OTROS SUSTRATOS
EN DOS SOLUCIONES NUTRITIVAS PARA LA PRODUCCIÓN
DE PLÁNTULAS DE BROCOLI**

POR:

ARACELI LOZADA RANGEL

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER
EL TITULO DE:**

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Buenavista, Saltillo, Coahuila. México Junio de 2002

**UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA**

**EL USO DE ESPUMAS HIDROFILICAS Y OTROS SUSTRATOS
EN DOS SOLUCIONES NUTRITIVAS PARA LA PRODUCCIÓN
DE PLÁNTULAS DE BROCOLI**

POR:

ARACELI LOZADA RANGEL

TESIS

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

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

APROBADA POR:

Dr. Adalberto Benavides Mendoza

L.C.Q. Gabriela Padrón Gamboa

ASESOR PRINCIPAL

ASESOR EXTERNO

M.C. Luis Miguel Lasso Mendoza

Dr. Valentín Robledo Torres

SINODAL

SINODAL

M.C. Reynaldo Alonso Velasco

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

Buenavista, Saltillo, Coahuila. México Junio de 2002

DEDICATORIA

A Dios, por permitirme la vida iluminando siempre mi camino . A ti que eres el Creador de todo el Universo y que sin merecerlo, me tomaste en tus brazos para no caer en los momentos difíciles de mi vida.

A MIS PADRES:

Moisés Lozada Vega

Martha Rangel Maldonado

Por darme lo mejor de este mundo, la vida, por que con sacrificios y mucho esfuerzos siempre me apoyaron. Por la confianza que depositaron en mí , por todo esto y más. Gracias.

A MIS HERMANOS:

MUCIO

ANGELICA

MARTHA

MOISÉS

Por todo el amor, por los momentos maravillosos que pasamos juntos, por que a pesar de la distancia siempre estaremos unidos en el amor que nos tenemos .

A MIS SOBRINOS:

ISMAEL, MAURICIO, ANGEL IGNACIO, MOISES Y KATHERIN

A ellos que son la alegría de mí vida y deseando que sea un ejemplo de superación.

A MI NOVIO:

CESAR ARTURO REYES HERNÁNDEZ

Por tu paciencia y amor, por ser alguien importante en mi vida y por todo el apoyo que me brindaste, gracias.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por que sin su aliento no hubiera realizado nada.

A mis padres, gracias por todo el apoyo que me han brindaron en lo largo de mi vida.

Al Dr. Adalberto Benavides Mendoza por darme la oportunidad de trabajar y aprender bajo su asesoría y sobre todo por brindarme su amistad que para mi es lo más importante.

A la MC. Gabriela Padrón Gamboa por su apoyo en la realización de este trabajo y por ser una gran amiga.

Al M.C. Luis Miguel Lasso Mendoza por su apoyo en la realización de este trabajo.

Al Dr. Valentín Robledo Torres por su apoyo en la realización de este trabajo.

A Consuelo Robledo Y Arturo Macias por todo el amor que recibí de ustedes, por que siempre que los necesite estuvieron conmigo, gracias por sus consejos, y por ser unos grandes amigos.

A Laura Reyes, Paquito y Luisita. Por tantos momentos de felicidad que pasamos juntos, por el cariño que me brindaron, gracias

A la Sra. Juanita agradeciendo su amistad y consejos, por los momentos alegres y tristes que compartimos, por eso y muchas cosas más, gracias

A Cavipa por todo el amor que me dieron en lo poco de mi estancia y por que siempre estarán en mi corazón.

A todos mis amigos Cindy, Sandra, Elsy, July, Erandy, Saret, Juanita, Eva, Paco, Palafox, Jorge, Josué, Toño, Néstor, Edgar Miguel gracia por las alegrías compartidas.

A Ing Francisco Martínez Avalos padrino de generación XCIII de Ingenieros Agrónomos en Horticultura

INDICE	
	Pag.
INDICE.....	iv
INDICE DE CUADROS.....	x
INDICE DE FIGURAS.....	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivo.....	2
Hipótesis.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Cultivo de brócoli (<i>Bassica Olerácea</i> L) var, itálica.....	3
2.1.1 Origen e historia.....	3
2.1.2 Características botánicas y taxonómicas.....	4

2.2 Sustratos.....	5
2.2.1 Historia de los sustratos.....	5
2.2. 2 Generalidades de los sustratos.....	6
2.2.3 Características y propiedades de los sustratos.	7
2.2.4 Características físicas de los sustratos.....	8
2.2.5 Características químicas de los sustratos.....	8
2.2.6 Materiales usados en la preparación de los sustratos.....	9
2.2.7 Componentes orgánicos de los sustratos.....	9
2.2.8 Componentes inorgánicos de los sustratos.....	10
2.2.9 Características de los materiales más utilizados comercialmente.....	10
2.2.9.1 Musgo de pantano (turba).....	10
	Pag.
2.2.9.2 El musgo esfangiseo comercial.....	10
2.2.9.3 Vermiculita.....	11
2.2.9.4 Perlita.....	11
2.2.9.5 Pumita.....	12
2.2.9.6 Tierra volcánica.....	12
2.2.9.7 Gravas.....	13
2.2.9.8 Arenas.....	13
2.2.9.9 Lana de roca.....	13
2.2.9.10 Poliestireno.....	14
2.2.9.11 Poliuretano.....	14
2.3 Soluciones nutritivas.....	15

2.3.1 Métodos para preparar soluciones nutritivas.....	17
2.3.1.1 Método de las soluciones madre.....	17
2.3.1.2 Método normal.....	17
2.3.1.3 Método de adición de fertilizantes mezclados en seco.....	18
2.3.2 Solución nutritiva típica.....	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
3.1 Ubicación del Área Experimental.....	20
3.1.1 Localización Geográfica.....	20
3.2 Material Utilizado.....	20
3.3 Preparación de las espumas de PUB.....	21
3.4 Composición de las soluciones nutritivas.....	22
3.5 Metodología.....	24
3.5.1 Establecimiento del experimento.....	24
3.5.2 Preparación de camas flotantes.....	25
3.5.3 Control fitosanitario.....	25
3.5.4 Preparación de macetas para transplante.....	25
3.5.5 Área foliar por planta.....	26
3.5.6 Obtención de muestras de estomas y células tabloides.....	26
3.5.7 Variables evaluadas.....	27
3.5.7.1 Porcentaje de emergencia.....	27
3.5.7.2 Altura de planta.....	27
3.5.7.3 Longitud de raíz.....	27
3.5.7.4 Área total por planta.....	28

3.5.7.5 Número de hojas.....	28
3.5.7.6 Peso fresco aéreo.....	28
3.5.7.7 Peso fresco raíz.....	28
3.5.7.8 Determinación de numero de estomas y células tabloides.....	29
3.6 Diseño experimental.....	29
3.6.1 Tratamientos evaluados.....	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
4.1 Porcentaje de emergencia.....	31
4.2 Altura de planta y longitud de raíz.....	32
4.3 Peso fresco aéreo y peso fresco raíz.....	34
4.4 Área total por planta.....	36
4.5 Numero total de hojas.....	36
4.6 Densidad estomatica y de células tabloides.....	37
4.7 Índice estomatico en el haz y envés de la hoja.....	39
V. CONCLUSIONES.....	40
VI. RESUMEN.....	42
VII. LITERATURA CITADA.....	44

INDICE DE CUADROS

	Pag.
2.1 Solución nutritiva típica.....	19
3.1 Formulación de Espumas de PUB.....	22
3.2 Solución Douglas.....	23
3.3 Solución Hogland.....	23
3.4 Tratamientos evaluados.....	30
4.1 Porcentaje de emergencia.....	31

4.2	Valores promedio para las variables Altura de planta y longitud de raíz.....	32
4.3	Valores promedio para la variable de peso fresco aéreo y peso fresco raíz.....	34
4.4	Valores promedio para las variables área total por planta.....	36
4.5	Valores Promedio para las variables numero total de hojas.....	37
4.6	Valores promedio para las variables densidad estomatica (estomas mm ⁻²) y densidad de células tabloides (Células mm ⁻²) en el haz y envés de la hoja.....	38
4.7	Valores promedio para las Índice estomatico en el haz y envés de la hoja.....	40

INDICE DE FIGURAS

	Pag.
4.1	Respuesta para la altura de planta..... 33
4.2	Respuesta para longitud de raíz..... 33
4.3	Peso fresco aéreo..... 35
4.4	Peso fresco raíz..... 35

4.5	Respuesta de la densidad estomatica (adaxial y abaxial) de las plántulas de Brócoli.....	38
4.6	Respuesta de la densidad de células (adaxial y abaxial) de las plántulas de brócoli.....	39
4.7	Respuesta del índice estomatico (adaxial y abaxial) de las plántulas de brócoli.....	40

I INTRODUCCIÓN

La horticultura representa un factor muy importante, en la economía del país, ofreciendo al mercado interno y extranjero una producción significativa dentro de la producción global de alimentos, tanto, que se ha incrementado en los últimos años, en especial para el mercado de exportación.

En nuestro país, la producción de hortalizas ha cobrado un auge sorprendente, en especial el cultivo de Brócoli (*Brassica oleracea* L. italica), su importancia radica primordialmente en él área sembrada, en la captación de divisas, por su alta rentabilidad por superficie y por ser un cultivo con gran demanda de mano de obra, además de tener un valor nutritivo y medicinal, Entre los principales Estados productores se encuentra: Guanajuato, Aguascalientes, Baja California Norte, Tamaulipas, Michoacán y Querétaro.

Sin embargo un problema que se presenta en las prácticas de producción y que viene afectando el porcentaje de rendimiento desde hace varios años, es la baja germinación que se obtiene en la siembra directa. En el brócoli la tendencia al transplante se ha acrecentando por lo que la producción de plántulas brinda mucho más ventajas al productor desde el punto de vista económica, ya que ahorra semilla, agua, deshierbes, insecticidas, etc. Además se puede adelantar la producción, para

protegerse del ataque temprano de plagas, o bien para reforzar el cultivo y llegar primero al mercado.

Al establecer cultivos con tecnología se obtiene la ventaja de utilizar diversas alternativas que nos llevan a la utilización de sustratos,(Peat-moss, perlita, Vermiculita, Polímeros, etc.) para la realización del transplante, dejando atrás los métodos tradicionales de la siembra directa, así como la aplicación de soluciones nutritivas, que nos ayudan a proporcionar entre otros beneficios una mayor eficiencia en aportaciones de nutrimentos a la planta.

Son muchas las ventajas que se ofrecen pero es indispensable obtener la manera adecuada de producirlas y manejarlas antes de llevarlas al campo, para así asegurar su productividad

OBJETIVOS

Evaluar el efecto de cuatro sustratos en dos soluciones nutritivas, desde la germinación hasta el transplante en plántula de brócoli.

Evaluar la calidad de las combinaciones de los sustratos y las soluciones en base al crecimiento de la plántula de brócoli.

HIPÓTESIS

Se presentarán diferencias en el desarrollo de plántula por la influencia de las soluciones nutritivas y los diferentes sustratos utilizados.

II REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Cultivo de brócoli (*Bassica Olerácea* L) var, itálica

2.1.1 Origen e historia

El grupo de los vegetales de las crucíferas que comprende: el brócoli, coliflor, repollo y repollito de Bruselas, es probablemente uno de los más antiguos de la humanidad. Se puede establecer que el brócoli (*Brassica olerácea*) surge a lo largo de la costa del mediterráneo, a partir de donde se distribuyó por Europa. Se cree que las especies cultivadas se han derivado de una especie salvaje llamada brócoli var. *Sylvestris*, parecida a la col común.

El brócoli var. *Italica* es originario de las costas del Mediterráneo y Asia Occidental (Grecia, Turquía, Siria). Su nombre proviene del italiano “broco” quiere decir brote, alusión a la parte comestible y más apreciada de la planta (Valadez, 1996).

El brócoli es originario del Mediterráneo principalmente de Italia. Respecto a su aparición es más reciente que el repollo o col y la coliflor, siendo introducido a Estados Unidos de América en 1925 por inmigrantes italianos (Valadez, 1996).

2.1.2 Características botánicas y taxonómicas

Es una planta anual, hecho por el cual no necesita vernalización para producir el vástago floral. El sistema de raíz secundario es muy profundo y abundante; posee raíz pivotante, que puede llegar a penetrar hasta 1.20 m de profundidad. La planta es erecta, tiene 60 a 90 cm de altura y termina en una masa de yemas funcionales. Los tallos salen de las axilas foliares una vez que la cabeza principal a sido removida.

La parte comestible es una masa densa de yemas florales de color verde, que puede alcanzar un diámetro de hasta 35 cm; sin embargo las cabezas de los brotes solamente alcanzan 10 cm.

Las flores son de color amarillo y tiene cuatro pétalos en forma de cruz, de donde proviene el nombre de la familia a la que pertenece. El fruto es una silicua (pequeña vaina) de color verde oscuro cenizo que mide en promedio de 3 a 4 cm y miden de 2 a 3 mm de diámetro (Valadez, 1997).

El órgano que se consume es la inflorescencia central (pella o cabeza), además de ésta, desarrolla otras inflorescencias, denominadas floretes en las axilas de las hojas. Pertenece a la familia de las crucíferas .

En lo que se refiere a la taxonomía, está se estructura de la siguiente manera:

Familia: Cruciferae

Género: Brassica

Especie: oleracea

Variedad botánica: itálica

Nombre común: Brócoli

2.2 Sustratos

2.2.1 Historia de los sustratos

El uso de sustratos es propio de los cultivos en macetas. La practica de cultivar plantas en maceta tiene probablemente el mismo origen que la jardinería. Desde hace cerca de 4000 años, los Egipcios cultivaban árboles en contenedores de madera o piedra, dejando constancia de ello en sus pinturas rupestres, pudiéndose afirmar que sus elementales sistemas de cultivo han perdurado casi hasta nuestros días.

Dos hechos influyeron en la evaluación del concepto de sustrato distinto del suelo natural. El primero fue el descubrimiento de que todas las plantas tienen los mismos requerimientos básicos . El segundo fue por darse cuenta de que el medio de cultivo solo proporciona soporte, humedad, aireación y nutrientes minerales llevando, en consecuencia a definir sustratos que no contenían suelo natural (Bures, 1979).

2.2. 2 Generalidades de los sustratos

Se define como sustrato a todo material sólido distinto al suelo, natural o de síntesis, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o mezcla, permite el anclaje del sistema radicular, desempeñando un papel de soporte para la planta, pudiendo intervenir o no con el complejo proceso de nutrición vegetal. (Abad, 1993).

La elección del sustrato es de gran importancia en cuanto a sus requisitos físicos y químicos ya que pueden influir directa o indirectamente en el crecimiento de las plantas (Alpi *et al.*, 1991).

Los actuales conocimientos en el campo de la nutrición vegetal y su aplicación agronómica, así como los nuevos fertilizantes, han ofrecido la posibilidad de un cultivo más ajustado a las necesidades específicas y estacionales. Así se han creado toda una técnica de cultivo forzado en la cual los sustratos y fertilizantes tienen gran importancia (Ballester, 1992).

Los trasplantes permiten al productor reducir costos y aumentar utilidades por que se logran más temprano las cosechas, se producen más cosechas por año; se reduce la siembra directa y aumenta la tasa de germinación; se ahorra dinero al usar semilla híbrida (Miller, 1994).

Muchos productores han cambiado la siembra directa por el trasplante por que dan poblaciones más homogéneas, cosechas tempranas y maduración uniforme de las plantas; para esto hay que seleccionar la semilla adecuada, el medio de crecimiento y la calidad de agua (Hassell, 1999).

2.2.3 Características y propiedades de los sustratos

Entre los diferentes criterios de clasificación de los sustratos, merece ser destacado el que se basa en las propiedades de los materiales.

1. Químicamente inertes, como arena granítica o silícea, grava volcánica, perlita, arcilla expandida, lana de roca, etc.
2. Químicamente activos, como turbas(rubias y negras)corteza de pino, vermiculita, materiales lignina-celulósicos, etc.

La característica entre ambos tipos de materiales viene determinada por la capacidad de intercambio catiónico (CIC), propiedad físico-química, relacionada con la capacidad de almacenamiento de nutrientes por parte del sustrato.

Entre las características de los sustratos, podemos mencionar inicialmente su pureza, la actividad química enzimática (que promueve o retarda la degradación), y sobre todo las características físicas que dan ciertas ventajas para mejorar la producción y los rendimientos. (Gazquez, 1997).

2.2.4 Características físicas de los sustratos

Aireación, la cual es esencial para desarrollar el proceso de oxigenación y nutrición balanceada de la planta. Capacidad de retención de humedad la cual

se mide en porcentajes, y es precisamente la cantidad de agua que queda en el sustrato después de la saturación y el drenaje.

La capacidad de retención, esta directamente relacionada con la porosidad y tiene una gran importancia cuando el sustrato se utiliza en contenedores.

2.2.5 Características químicas de los sustratos

Podemos decir que las características químicas del sustrato serán elementales para garantizar la nutrición del cultivo. La razón es que por ejemplo la capacidad de intercambio catiónico (CIC) o capacidad de sustrato representa la capacidad máxima de cationes de todas las clases que es capaz de retener un sustrato.

Por lo que se refiere al valor del pH se deberá considerar un valor más bajo de los que se utilizan a campo abierto con objetivo de favorecer la absorción de los nutrientes.

En lo que refiere a la salinidad, un buen sustrato deberá estar exento por completo de sales.

El contenido de materia orgánica del sustrato es importante ya que esta le confiere varias características. Una de ellas es mejorar la estructura y las propiedades físicas, de hecho la materia orgánica funciona como estabilizador

de la temperatura del medio y al mismo tiempo, activa la acción enzimática de las raíces (Gazquez, 1997).

2.2.6 Materiales usados en la preparación de los sustratos

La mayoría de los sustratos modernos se preparan con dos o más componentes seleccionados para aportar las características físicas, químicas o biológicas deseables.(Iglesias *et al.*, 1997).

2.2.7 Componentes orgánicos de los sustratos

Los materiales orgánicos son materiales deseables por su gran proporción de microsporas. Esto genera alta retención de humedad y suficiente resistencia a compactación. Los materiales orgánicos tienen una alta CIC y pueden por lo tanto retener iones nutritivos.

Entre los componentes orgánicos se encuentran: musgo de pantano (turba), germinaza, corteza molida de pino, etc. (Iglesias *et al.*, 1997).

2.2.8 Componentes inorgánicos de los sustratos

Los materiales inorgánicos agregan al sustrato un sistema estructural de macroporos que mejoran la aireación y el drenaje. En este grupo encontrándose la Vermiculita, Perlita, arena pómez, carbón, cenizas, arcillas calcinadas,

tepetate, placas de poliestireno, partículas de nieve seca, etc.(Iglesias *et al.*, 1997).

2.2.9 Características de los materiales más utilizados comercialmente

2.2.9.1 Musgo de pantano (turba)

Se forma cuando las plantas parcialmente descompuestas se acumulan bajo el agua en áreas con temperaturas y contenido de nutrientes bajos. El musgo puede componerse de varias especies de plantas, teniendo una variación en especie, grado de descomposición, clima y calidad de agua, estos son aspectos que difieren la calidad de los musgos y determinan su valor como componentes del sustrato (Iglesias *et al.*, 1997).

2.2.9.2 El musgo esfangiseo comercial

Es el producto deshidratado de residuos jóvenes o porciones vivientes de plantas de pantano ácidos del género *Sphagnum*. Es relativamente estéril, ligero y tiene una gran capacidad de retención del agua siendo capaz de absorber de 10 a 20 veces su peso en agua (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.9.3 Vermiculita

Es un mineral silicatado, hidratado de magnesio, del grupo de los filosilicatos. Si elevamos rápidamente su temperatura a 300°C, se expande y

alcanza volúmenes de hasta cuatro veces el origen, puede absorber grandes cantidades de agua.

La vermiculita tiene una capacidad relativamente elevada de intercambio catiónico y así puede mantener nutrientes en reserva y después liberarlos. Contiene suficiente magnesio y potasio para proveer las plantas, una de sus desventajas es que con el tiempo se compacta y pierde sus propiedades hidrofílicas. (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.9.4 Perlita

Es de origen volcánico y se extraen de escurrimientos de lava. El mineral crudo se tritura, se criba y se calienta en hornos, a 760°C cuya temperatura, hace que la pequeña cantidad de humedad que existe en las partículas se convierte en vapor, expandiendo las partículas para formas pequeños granos esponjosos, que son muy livianos. La alta temperatura de procesamiento proporciona un producto estéril.

La perlita absorbe de 3 a 4 veces su peso en agua. En esencia es neutra con un pH de 6.0 a 8.0, pero sin capacidad de intercambio catiónico y no contiene nutrientes minerales (Hartmann y Kester, 1995).

2.2.9.5 Pumita

Al igual que la perlita, es un material silíceo de origen volcánico, pudiendo utilizarse después de molido y cernido sin necesidad de calentarse.

Esencialmente, tienen las mismas propiedades de la perlita, aunque es más pesado, y no absorbe tanta agua, puesto que no ha sido deshidratado. Se utiliza en mezclas de turba y arena para el cultivo de plantas en maceta (Resh, 1987).

2.2.9.6 Tierra volcánica

Es natural de dimensiones entre unos milímetros y 1.5 cm., la tierra volcánica es de color rojizo, presenta una gran porosidad, lo que le confiere al sustrato una gran aireación, sin embargo, sus grandes poros lo convierten en un sustrato pobre en lo que se refiere a retención de agua. Se emplea a menudo como decoración superficial para las plantas ornamentales.

2.2.9.7 Gravas

En el mercado existen tres tipos: las de cuarzo, las de piedra pómez y las de río. Las gravas de cuarzo deben de procurarse que sus gránulos no sean muy grandes y que sus aristas no sean muy agudas. Tienen mala retención de agua, tienen buen comportamiento químico, puesto que son muy inertes y no aportan ni absorben ningún elemento. Las gravas de piedra pómez, presentan muy buenas propiedades, por una granulometría de 2 a 15 mm. El volumen de los poros es de 85 por ciento sobre el total. Las gravas de río también se pueden

utilizar pero presentan el mismo problema de porosidad de las gravas de cuarzo.

2.2.9.8 Arenas

Las arenas son sustratos naturales que suelen utilizarse para la agricultura, pueden ser las de río (silíceas) y no las arenas de playas (calcáreas). El diámetro de las arenas se sitúa alrededor de 2 a 0.05 mm. Con el tiempo la arena se meteoriza y pierde su capacidad de aireación, su precio es alto por lo que suele usarse en cultivos de alta rentabilidad.

2.2.9.9 Lana de roca

Es un material inorgánico obtenido de la mezcla de dolerita (60 por ciento), roca calcárea (20 por ciento) y carbón (20 por ciento), todo disuelto a 1600°C. Se le considera un sustrato artificial, no del todo inerte químicamente, puesto que aporta pequeñas cantidades de hierro, magnesio, manganeso y sobre todo calcio.

Su pH es ligero alcalino y oscila entre 7 y 9, aunque con el tiempo tiende a la neutralidad. Su presentación comercial es una forma granulada. Su densidad aparente es baja, lo que confiere gran capacidad de retención de agua. Tiene un gran poder de retención de agua a potencial hídricos bajos y además el agua retenida aumenta poco a poco desde la parte superior del contenedor hasta

la parte del fondo. Suele mezclarse con otros sustratos para asociar distintas propiedades (Bures, 1997).

2.2.9.10 Poliestireno

Es un termoplástico obtenido por la polimerización del estireno. Son por partículas redondas blancas cuyo diámetro oscila entre 4 y 12 mm. Presenta poco peso y poca capacidad de retención de agua y una gran aireación. Su pH es de 6 a 6.5. Este puede ser combinado con otros sustratos.

2.2.9.11 Poliuretano

Denominación genérica de diversos polímeros sintéticos que contienen grupos uretanos. Al sintetizarse se expande y forma la espume. Es totalmente inerte, ligero, de estructura estable y gran porosidad (98 por ciento), por lo que su capacidad de retención de agua es muy baja; suele utilizarse como lecho de siembra para la germinación de semillas.

2.3 Soluciones nutritivas

En tres años, el esquema de la producción de hortalizas en las diferentes regiones agrícolas de México se ha transformado notablemente. Uno de los factores de cambio más importante dentro de este proceso productivo, es que las nuevas tecnologías y las investigaciones se han combinado rápidamente para

llevar los adelantos obtenidos en los invernaderos hasta los campos de producción a cielo abierto.

De esta manera. Podemos ver que actualmente los productores de hortalizas pueden variar el contenido de las soluciones nutritivas para controlar la acidez del suelo y la conductividad eléctrica que regula las funciones de absorción de los nutrientes (Burgueño, 1997).

La solución nutritiva se define como el conjunto de elementos nutritivos requeridos por la planta, disueltos en agua (Solano, *et al.*,1985). El concepto de solución nutritiva, se relaciona directamente con tres factores muy importantes los cuales interactúan con los elementos minerales para regular el proceso productivo de los cultivos.

Uno es el funcionamiento del sistema radicular, el segundo se basa en el conocimiento de las relaciones químicas de intercambio que generan las soluciones nutritivas y el tercero son las necesidades hídricas del cultivo.

Con el resultado y la evaluación de estos factores, se determina las limitaciones fisiológicas de cada cultivo, el movimiento y la concentración de las sales, la sensibilidad de las diferentes especies a la salinidad, y sobre todo, la nutrición adecuada de los tejidos de acuerdo a sus necesidades reales (Burgueño, 1997).

Mediante el análisis químico de un buen número de plantas se han detectado alrededor de 60 diferentes elementos; sin embargo, la presencia de la mayoría de ellos es muy probablemente accidental y se debe a la presencia de todos ellos en la solución que rodea a las raíces en el suelo.

Después de algunos años de investigación se ha llegado a concluir que no existe una solución teórica ideal para un cultivo en particular y que la concentración óptima de elementos nutritivos para un especie vegetal en particular depende de un conjunto de factores, entre los que destacan; la parte de la planta que se va a cosechar (raíz, tallo, hoja, flor, fruto o semilla). La estación del año. El clima, la cantidad del agua y el estado de desarrollo de la planta (Sánchez *et al.*, 1988).

2.3.1 Métodos para preparar soluciones nutritivas

Son tres los métodos que más se usan en la preparación de soluciones nutritivas en hidroponía: método de la solución madre, método normal y método de adición de los fertilizantes en seco.

2.3.1.1 Método de las soluciones madre

Se utiliza en trabajos experimentales donde se elabora con distintas concentraciones en las soluciones y/o varios cultivos a la vez. También se usa el preparar soluciones madre de micro elementos, ya que estos son requeridos en

muy pequeñas cantidades, su peso y preparación presenta ciertos problemas prácticos.

Las sales a usar se disuelven en agua para hacer una solución concentrada, esta solución se va diluyendo a medida que se vaya a emplear.

2.3.1.2 Método normal

En este método, menos elaborado que el anterior, los fertilizantes, en seco se van añadiendo uno a uno al agua y en las cantidades adecuadas para la solución nutritiva. Este es el método más usado para hacer la solución de macronutrientes .

2.3.1.3 Método de adición de fertilizantes mezclados en seco

En este método todos los fertilizantes que interviene en la solución (o más comúnmente los macroelementos) se revuelven en seco hasta lograr una mezcla homogénea y, posteriormente se disuelve en el volumen total del agua necesaria para preparar la solución (Sánchez, 1983).

Para preparar este método es imprescindible no utilizar sales higroscópicas, ya que al absorber la humedad de la atmósfera, además de ganar peso hacen que la mezcla adquiera una consistencia masosa y pegajosa(Cano, 1997).

2.3.2 Solución nutritiva típica

Una solución nutritiva se usa para varias especies de plantas de cultivos o también un cultivo dado puede desarrollar adecuadamente con varias formulas siempre y cuando los elementos esenciales en la solución queden comprendidos dentro de los rangos óptimos para su desarrollo. Existe en la actualidad más de 100 fórmulas para preparar soluciones nutritivas que se han probado con éxito en la practica de la hidroponía a través del mundo. Algunas adecuadas para ciertas condiciones climáticas y para ciertos cultivos, mientras que otras se presentan para condiciones y cultivos diferentes (Sánchez, 1983) (cuadro 2.1).

Cuadro 2.1 Solución nutritiva típica

Rangos mínimo, óptimo y máximo de elementos (ppm) presentes en soluciones hidropónicas según Douglas(1976).

Elementos	Mínimo	Óptimo	Máximo
Nitrógeno	150	300	1000
Calcio	300	400	500
Magnesio	50	75	100
Fósforo	50	80	100
Potasio	100	250	400
Azufre	200	400	1000
Cobre	0.1	0.5	0.5
Boro	0.5	1	5
Fierro	2	5	10
Manganeso	0.5	2	5

Molibdeno	0.001	0.001	0.002
Zinc	0.5	0.5	1

III MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Ubicación del Área Experimental

El presente trabajo experimental se realizó en el invernadero No. 3, del departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”

localizada en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Durante el ciclo primavera-verano de 2001.

3.1.1 Localización Geográfica.

Se localiza en las coordenadas 25° 22' Latitud Norte y 101° 00' longitud Oeste del meridiano de Greenwich a una altitud de 1742 metros sobre el nivel del mar.

3.2 Material Utilizado

- El material vegetativo Semilla de Brócoli var. Itálica
- Sustratos biopolímero (espuma hidrofílica biodegradable en base almidón), peat moss, perlita, vermiculita, lechuguilla
- Charolas de poliestireno con 200 cavidades
- Plástico de polietileno de color blanco
- Contenedores, de madera
- Balanza analítica, digital con capacidad máxima de 120 gm
- Porta objetos
- Poliestireno
- Xileno
- Bote de 200 litros
- Atomizador
- Solución nutritiva Douglas
- Solución nutritiva Hogland

- Agroquímicos, captan, Tecto 60

3.3 Preparación de las Espumas de PUB

Las espumas del poliuretano biodegradable (PUB) se prepararon adicionando isocianato al poliol premezclado con almidón, catalizadores, surfactante, “cell openers” y agua; los reactantes fueron adicionados como se enlistan en la tabla 1, la cantidad de isocianato se fundamenta en el contenido de los hidroxilos totales del poliol, polisacárido (almidón) y agua. Los materiales fueron mezclados en un recipiente de 4.0 lt utilizando un agitador Lightnin modelo L1U08F (General Signal Corp) a una velocidad de 1800 rpm, el tiempo de agitación fue de 120 segundos antes de adicionar el isocianato y 10 segundos después de la adición de éste.

Efectuada la reacción la mezcla fue vertida en moldes con las siguientes dimensiones 480x310x120 mm para dar forma a los bloques de espuma de PUB.

Cuadro 3.1 Formulación de Espumas de PUB

	Reactantes	Partes por cien de poliol (ppcp)
	Poliol-poliéter	100.00
Polisacárido	Almidón	50 (%)*
	Poliacrilamida	1.0 (%)*
Surfactante	Dimetil silicona	0.40
Catalizador de espuma	Dibutil dilaureato Sn	0.01
Catalizador de gelación	Trietilamina	0.01
	Cell openers	2.0
	Agua	8.0

% total en peso de la formulación.

3.4 Composición de las soluciones nutritivas

Cuadro 3.2 Solución Douglas.

Nombre	Nomenclatura	Cantidad (200Lts).
Nitrato de calcio	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$	70gr
Sulfato de Magnesio	$\text{MgSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	5gr
Nitrato de Potasio	KNO_3	42.8gr
Sulfato de Calcio	$\text{CaSO}_4 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$	32gr
Sulfato de Cobre	$\text{Cu SO}_4 \cdot 5 \text{H}_2\text{O}$	0.1gr
Ácido Bórico	H_3BO_3	0.5gr
Sulfato Ferroso	$\text{Fe}_2(\text{SO}_4)_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$	2gr
Sulfato de Manganeso	$\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.5gr
Ácido Molibdico	$\text{H}_2\text{Mo}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$	0.001gr
Sulfato de Zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	0.5gr

Fosfato de Sodio	$\text{NaH}_2\text{PO}_4\text{H}_2\text{O}$	5gr
-------------------------	---	------------

Cuadro 3.3 Solución Hogland

Nombre	Nomenclatura	Cantidad (200Lts).
Nitrato de potasio	KNO_3	240gr
Nitrato de calcio	$\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4 \text{H}_2\text{O}$	98.4gr
Fosfato monoamonico	$\text{NH}_4\text{H}_2(\text{PO}_4)$	4.6gr
Sulfato de magnesio	$\text{Mg SO}_4 \cdot 7 \text{H}_2\text{O}$	9.8gr
Acido bórico	H_2BO_3	0.572gr
Cloruro de manganeso	$\text{MnCl}_2 \cdot 2 \text{H}_2\text{O}$	0.362gr
Sulfato de cobre	$\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$	0.016gr
Sulfato de zinc	$\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	0.044gr
Sulfato de hierro	$\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}(0.5\%)$	0.12gr

3.5 Metodología

3.5.1 Establecimiento del Experimento.

Se lavaron las charolas con agua y jabón para quitar residuos que contenían, ya que había sido utilizadas anteriormente.

Los sustratos que se utilizaron en cada tratamiento se mezclaron en base a volumen, se tomo como base un recipiente de 2 litros el cual se lleno

totalmente de peat-moss, así se hizo respectivamente en cada uno de los sustratos, en el caso de la espuma se cúbico y se incorporo en el peat-moss, conforme a los tratamientos que lo necesitaban. Una vez hecha las mezclas, se humedecieron y se colocaron en las charolas de poliestireno de 200 cavidades, llenando 100 cavidades por tratamiento, se hicieron cuatro repeticiones por tratamiento para cada uno de las soluciones que se utilizaron teniendo un total de 16 charolas.

La siembra se realiza el día 5 de Marzo de 2001, colocando una semilla por cada cavidad, de la charola, a una profundidad de 1 cm. Después de que emergió la semilla, se llevaron las charolas a las camas flotantes, que contenían solo agua, a los cinco días se le incorporo la solución nutritiva.

3.5.2 Preparación de camas flotantes

La preparación de las camas flotantes se realizo a principios del mes de Marzo de 2001, limpiando la parte utilizada, procediendo a formar las camas flotantes las cuales se ubicaron en el interior del invernadero, utilizando madera y plástico blanco de polietileno para construir un contenedor.

3.5.3 Control fitosanitario

Para el control fitosanitario se realizaron aplicaciones foliares de captan cada 8 días, dosis 1 gramo por litro, así como Malatión y Tecto 60 dosis 1.5 g /litro.

3.5.4 Preparación de macetas para transplante

Esta se realizo el día 25 de Mayo de 2001, se utilizo arena, se cribó para evitar que llevara piedras y hierbas, se mezcló con peat-moss, la proporción utilizada fue tres cuartas partes de arena y una cuarta parte de peat moss, se levaron 40 macetas, que fueron bolsas de poliestileno negras, 5 macetas para cada tratamiento. El transplante se realizo el día 31 de Mayo de 2001.

3.5.5 Área foliar por planta

Se muestrearon 3 plantas por tratamiento y se llevaron al laboratorio se midieron por largo y ancho para expresar e área foliar.

3.5.6 Obtención de muestras de estomas y células tabloides

Para la obtención se eligieron 3 plantas por tratamiento es decir 2 plantas por repetición (al azar), de cada una de las plantas se eligió una hoja de crecimiento medio, de las totalmente expandidas orientadas hacia el lado oriente

del invernadero (para una uniformidad y no sea un factor de variación en la densidad estomatica y de las células tabloides), se llevaron al laboratorio y se preparo una solución viscosa con xileno y una proporción de poliestireno en una caja petri, luego se tomó un poco con la yema del dedo, colocando una capa delgada en una parte pequeña de ambas superficies foliares, de cada hoja luego de ventilar unos segundos, se uso cinta adhesiva colocándola en la parte superior de la capa viscosa, que se adherido a la hoja, se despego la cinta, para hacer la extracción de la impresión de la epidermis tanto del haz como del envés, se colocaron las muestras en portaobjetos, donde se colocaron muestras de dos hojas (haz y envés).

3.5.7 Variables evaluadas

Las variables que se evaluaron fueron: porcentaje de emergencia, altura de planta, longitud de raíz, área total por planta, número de hojas, peso fresco aéreo, peso fresco raíz, densidad estomatica y densidad de células tabloides.

3.5.7.1 Porcentaje de emergencia

Para determinar el porcentaje de emergencia se realizaron conteos cada tercer día 11, 13 y 15 de Marzo, de 2001, tomando todas las plantas que emergieron aún las que no se desarrollaron.

3.5.7.2 Altura de planta

Se midió desde la base del tallo hasta el ápice de la planta, se realizaron cuatro mediciones correspondientes a cada muestreo y el resultado se expresó en cm.

3.5.7.3 Longitud de raíz

Se midió donde empezaba el tallo hasta la terminación de la raíz, se realizaron cuatro mediciones correspondientes a cada muestreo y el resultado se expresó en cm.

3.5.7.4 Área total por planta

Se contaron las hojas y se midieron por largo y ancho cada una de ellas para tomar el área, se utilizó la fórmula siguiente:

$$\frac{(L \times A) \pi}{4}$$

4

Donde:

L= largo de hoja

A = ancho de hoja

3.5.7.5 Número de hojas

Se contaron todas las hojas por planta muestreada, esto se realizo al mismo tiempo que se midió la altura de la planta.

3.5.7.6 Peso fresco aéreo

Para obtener el peso aéreo se le quito la raíz a la plántula , después se pesaron en una balanza analítica de tipo AND HR – 120, el resultado se expreso en gramos.

3.5.7.7 Peso fresco raíz

Las raíces fueron lavadas antes de pesarse para evitar que residuos de sustrato alterara la toma de datos, después se pesaron en una balanza analítica de tipo AND HR – 120, el resultado se expreso en gramos.

3.5.7.8 Determinación del número de estomas y células tabloides

Se observó en un microscopio compuesto, en el lente de 40X, el campo observado, se dividió en cuatro para su mayor facilidad, contando en dirección de las manecillas del reloj. Esta determinación se realizó el día 26 de Abril de 2001.

Para expresar los datos de densidad estomática en términos de unidad de área se estimó el diámetro del campo que sugiere el manual Karl Mollring (sin fecha) que es igual:

Diámetro de campo =

Ocular 10x / Objetivo 40x= 0.25 mm de diámetro en el plano del objetivo

$$= 0.196 \text{ mm}^2$$

$$A= 0.0491 \text{ mm}^2$$

3.6 Diseño experimental

El diseño experimental empleado fue completamente al azar con ocho tratamientos y dos repeticiones, con un total de 16 unidades experimentales.

3.6.1 Tratamientos evaluados

Cuadro 3.4 Tratamientos evaluados

Tratamiento	Descripción
T1 TEST hoagland	Peat - moss 33%+Perlita 33%+Vermiculita 33%
T2 EH+ PA hoagland	Peat – moss90%+ espuma +poliacrilamida 10%
T3 EH hoagland	Peat – moss90%+ espuma 10%
T4 LE hoagland	Peat – moss 90%+Lechuguilla10%
T5 TEST douglas	Peat - moss 33%+Perlita 33%+Vermiculita 33%
T6 EH+ PA douglas	Peat – moss 90%+ espuma +poliacrilamida 10%
T7 EH douglas	Peat – moss90%+ espuma 10%
T8 LE douglas	Peat – moss 90%+Lechuguilla10%

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Porcentaje de emergencia

Los resultados que se obtuvieron (Cuadro 4.1) de acuerdo al análisis de varianza (ANVA) nos indican que, a excepción del sustrato con lechuguilla en la solución Hoagland, no hay diferencia significativa en los diferentes tratamientos utilizados para la germinación en la plántula de brócoli.

Cuadro 4.1 Porcentaje de emergencia

TRATAMIENTO	NUMERO DE PLANTAS	
T1 TEST	98.750000	b
T2 EH+PA	96.916667	b
T3 EH	98.583333	b
T4 LE	82.000000	a
T5 TEST	98.750000	b
T6 EH+PA	99.000000	b
T7 EH	92.083333	b
T8 LE	94.250000	b

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

4.2 Altura de planta y longitud de raíz

Los resultados obtenidos (cuadro 4.2) muestran diferencia de altura en los diferentes tratamientos siendo los de mayor altura, T1 testigo, T3 espuma hidrofílica, T5 testigo, T7 espuma hidrofílica (figura 4.1). Para la variable de longitud de raíz (figura 4.2) el análisis de varianza (ANVA) nos indica que no existe diferencia estadística significativa ($P < 0.05$) entre tratamientos.

Cuadro 4.2 Valores promedio para las variables Altura de planta y longitud de raíz

TRATAMIENTOS	ALTURA DE PLANTA		LONGITUD DE RAÍZ
T1 TEST	13.2656	b	12.0875 a
T2 EH+PA	8.3322	ab	10.2871 a
T3 EH	9.20	b	10.4781 a
T4 LE	5.5750	a	9.6750 a
T5 TEST	11.3313	b	13.2719 a
T6 EH+PA	8.5807	ab	9.7871 a
T7 EH	9.4656	b	9.5375 a
T8 LE	7.4188	a	12.6656 a

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

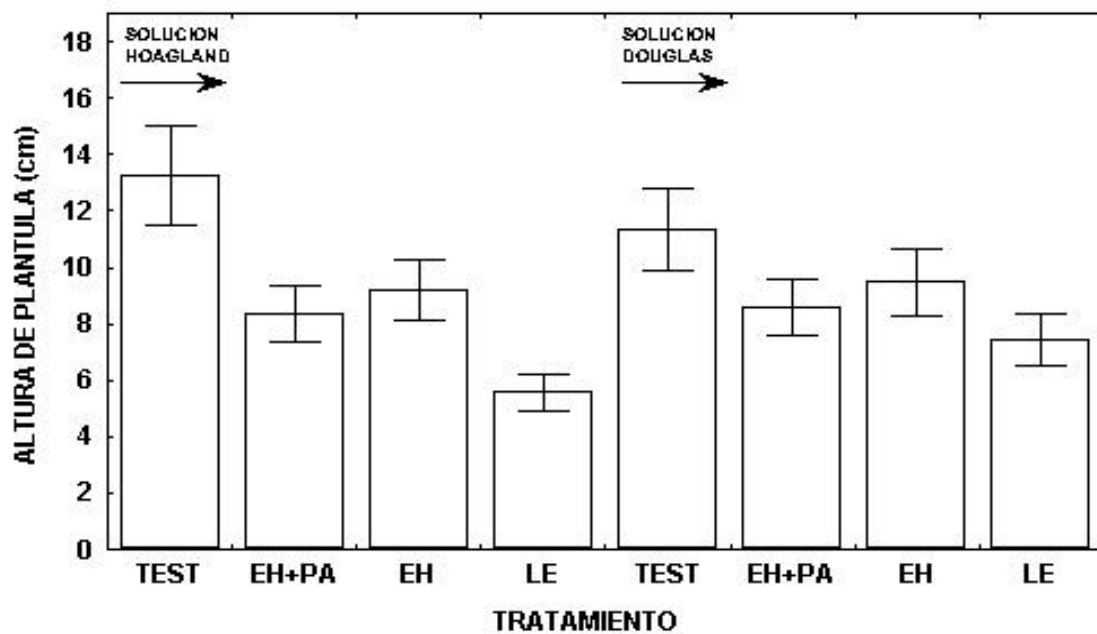


Figura 4.1 Respuesta para la altura de planta

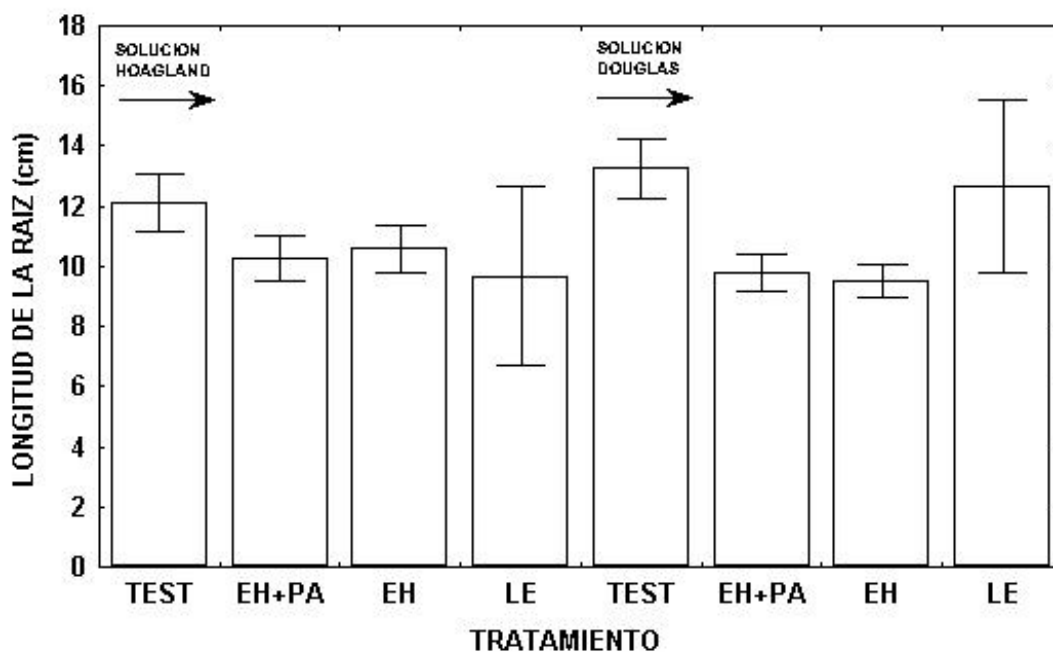


Figura 4.2 Respuesta para longitud de raíz

4.3 Peso Fresco Aéreo y Peso Fresco Raíz

Los resultados para la variable peso fresco aéreo (cuadro 4.3) nos indica un mayor peso en los tratamientos T1 testigo, y T5 testigo, respecto a los demás, mostrando también que el menor peso lo tienen los tratamientos, T4 Lechuguilla, y T8 Lechuguilla (figura 4.3). Para la variable peso fresco raíz (figura 4.4) el análisis de varianza (ANVA) nos muestra no encontrar diferencia estadística significativa ($P < 0.05$) entre los tratamientos

Cuadro 4.3 Valores promedio para la variable de peso fresco aéreo y peso fresco raíz

TRATAMIENTO	PFA	PFR
T1 TEST	1.7619 c	0.2509719 a
T2 EH+PA	0.8402 ab	0.2723406 a
T3 EH	0.8610 ab	0.3022188 a
T4 LE	0.3900 a	0.1841188 a
T5 TEST	1.4054 b	0.2902688 a
T6 EH+PA	0.6198 ab	0.3379969 a
T7 EH	0.8058 ab	0.5278469 a
T8 LE	0.5264 a	0.3528313 a

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

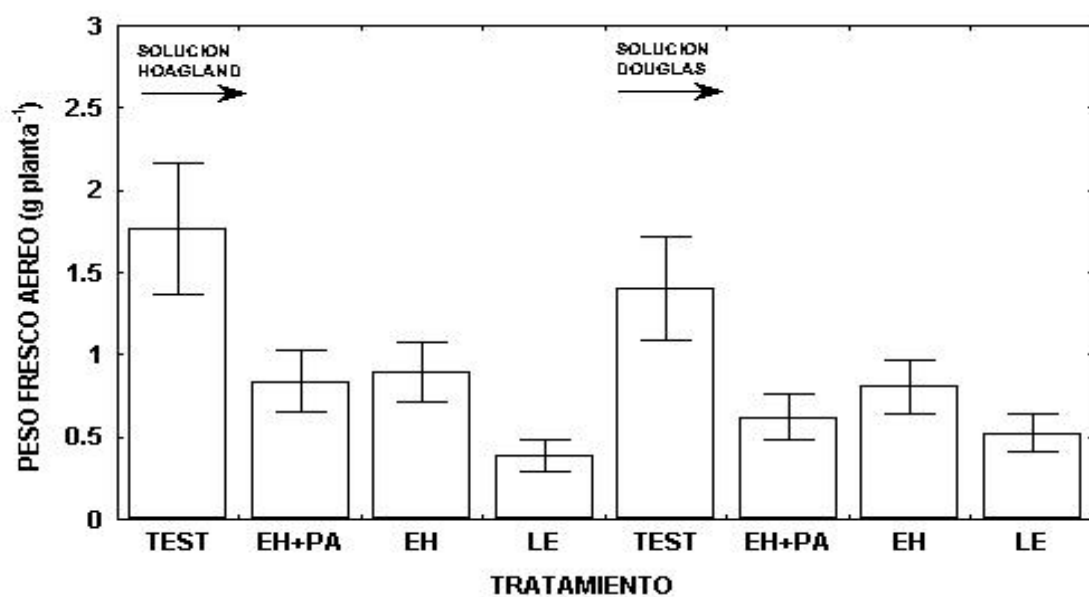


Figura 4.3 Peso fresco aéreo

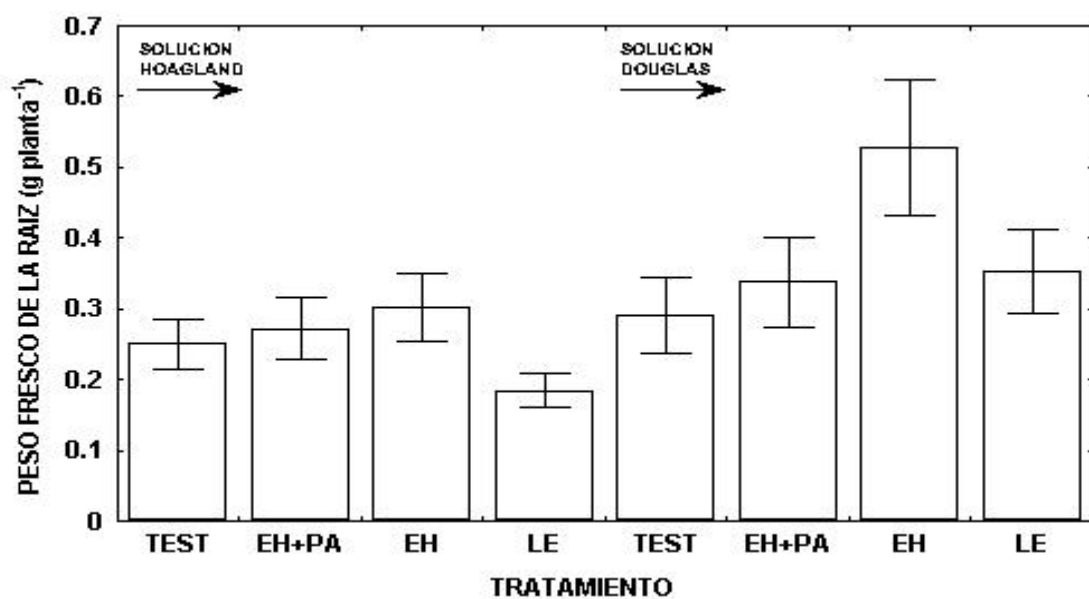


Figura 4.4 Peso fresco raíz

4.4 Área foliar total por planta en maceta

Los resultados obtenidos (cuadro 4.4) nos muestran que se encontró diferencia en los tratamientos T1 testigo, T2 espuma + poliacrilamida, T3 espuma, con un mayor número de área con respecto a los demás tratamientos, en el que se mosto menor área fue el tratamiento T8 lechuguilla.

Cuadro 4.4 Valores promedio para la variable de área foliar total por planta.

TRATAMIENTOS	AREA	FOLIAR
	TOTAL(cm ²)	
T1 TEST	60.518840	d
T2 EH+PA	56.105184	d
T3 EH	54.730651	d
T4 LE	47.309246	cd
T5 TEST	36.079922	bc
T6 EH+PA	30.305386	b
T7 EH	40.668936	bc
T8 LE	30.554497	a

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

4.5 Número total de hojas

Los resultados obtenidos (cuadro4.5) nos muestra que hubo un mayor número de hojas en los tratamiento T7 espuma + poliacrilamida, seguido del tratamiento T3 espuma + poliacrilamida, presentando, por el contrario los demás tratamientos tienen un número menor de hojas.

Cuadro 4.5. Valores promedio para la variable número total de hojas.

TRATAMIENTOS	NUMERO DE HOJAS	
T1 TEST	8.3333	a
T2 EH+PA	9.6666	ab
T3 EH	10.0000	bc
T4 LE	9.6666	ab
T5 TEST	9.6666	ab
T6 EH+PA	9.0000	a
T7 EH	11.3333	c
T8 LE	9.6666	ab

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

4.6 Densidad estomatica y de células tabloides

Los resultados obtenidos(cuadro 4.5) indican que para la densidad estomática (figura 4.5) el tratamiento que tuvo un aumento considerable en la densidad celular en las dos superficies foliares fue el tratamiento T8 lechuguilla con solución Douglas, siendo menor el efecto observado al utilizar la solución Hoagland. Con respecto a la densidad de las células tabloides (figura 4.6) el tratamiento con mayor aumento fue el tratamiento T6 espuma hidrofílica + poliacrilamida en las dos superficies foliares.

Cuadro 4.6 Valores promedio para las variables densidad estomática (estomas mm^{-2}) y densidad de células tabloides (células mm^{-2}) en el haz (adaxial) y envés (abaxial) de la hoja.

TRATAMIENTO	DE ESTOMAS EN	NUMERO	NUMERO	DE	CELULAS	CELULAS
		ESTOMAS	ESTOMAS	EN	TABLOIDES EN	TABLOIDES EN
		HAZ	ENVÈZ		HAZ	ENVÈZ
T1	TEST	390.35981 a	336.04888 ab		1707.3999 c	1242.3625 b
T2	EH+PA	278.34352 a	471.82621 bc		923.2858 a	1361.1677 b
T3	EH	604.20910 b	505.77054 b		1473.1840 bc	1534.2838 bc
T4	LE	336.04888 a	475.22064 bc		1266.1236 b	1707.3999 bc
T5	TEST	519.34827 b	288.52682 a		1418.8730 bc	801.0862 a
T6	EH+PA	594.02580 b	492.19280 bc		2552.6137 d	2484.7251 d
T7	EH	590.63136 b	624.57570 c		1262.7291 b	1483.3673 bc
T8	LE	828.24168 c	835.03055 d		1503.7339 bc	2012.8988 c

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

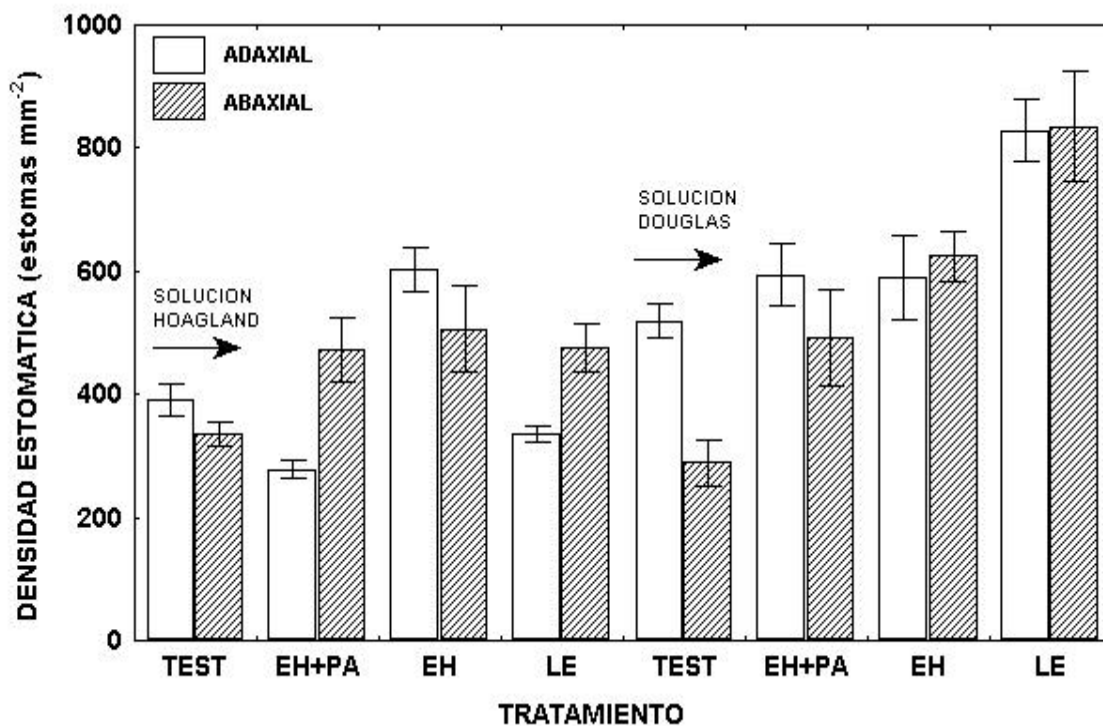


Figura 4.5 Respuesta de la densidad estomática (adaxial y abaxial) de las plántulas de brócoli.

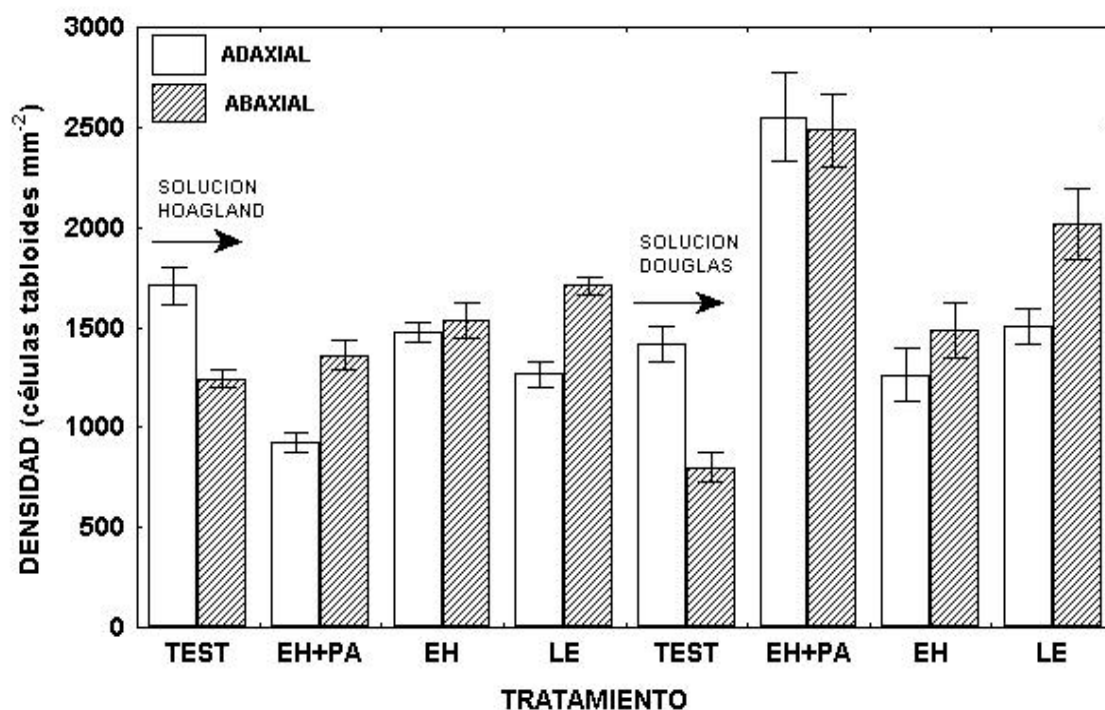


Figura 4.6 Respuesta de la densidad de células (adaxial y abaxial) de las plántulas de brócoli

4.7 Índice estomático en el haz y envés de la hoja

Los resultados para la variable índice estomático (cuadro 4.6) indica que el incremento en el índice estomático se obtuvo para el tratamiento T8 lechuguilla con solución Douglas en el haz, manifestando una pequeña diferencia con respecto al envés (figura 4.7). También se encontró que el tratamiento T7 espuma + poliacrilamida fue el que demostró los valores mas bajos para las dos superficies foliares.

Cuadro 4.7 Valores promedio para las Índice estomático en el haz (adaxial) y envés (abaxial) de la hoja.

TRATAMIENTO	NUMERO DE ESTOMAS	NUMERO DE ESTOMAS
T1 TEST	0.2304643 a	0.2701932 ab
T2 EH+PA	0.3026017 ab	0.3429230 bc
T3 EH	0.4127014 bc	0.3230115 b
T4 LE	0.2682108 a	0.2771670 ab
T5 TEST	0.3769428 bc	0.3536891 bc
T6 EH+PA	0.2398777 a	0.2047661 a
T7 EH	0.4693960 c	0.4311149 c
T8 LE	0.5643394 d	0.4314210 c

Los promedios seguidos de la misma literal, en columnas, no son diferentes según una prueba DMS con $P \leq 0.05$. TEST=testigo, EH+PA=espuma + poliacrilamida, EH=espuma, LE=lechuguilla (T1,T2,T3,T4= Solución Hoagland) (T5,T6,T7,T8 = Solución Douglas)

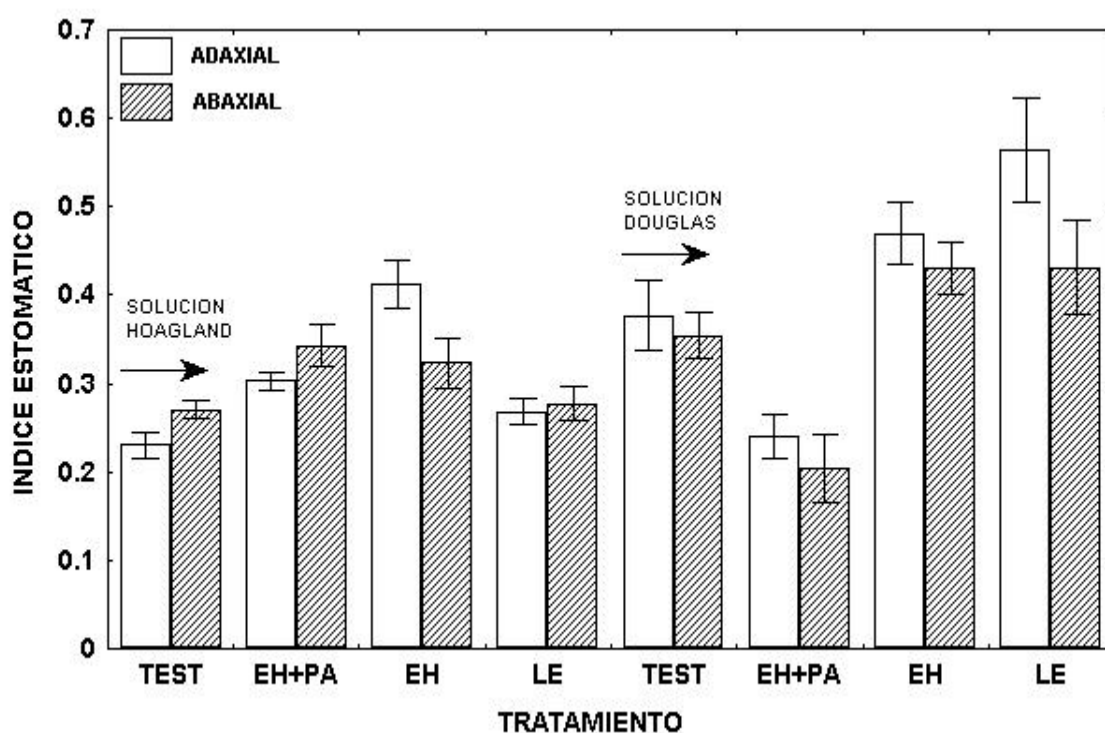


Figura 4.7 Respuesta del índice estomático (adaxial y abaxial) de las plántulas de brócoli.

V CONCLUSIONES

Se encontró un comportamiento diferencial de los sustratos en cada tipo de solución nutritiva.

En la etapa de plántula no se observaron diferencias significativas en la emergencia de plántula a excepción del sustrato de lechuguilla en solución Hoagland cuyo promedio fue significativamente menor.

En la etapa de plántula el tratamiento testigo mostró promedios más altos para las variables altura de plántula y peso fresco de plántula en comparación con el sustrato de lechuguilla. Los sustratos con espuma hidrofílica no fueron estadísticamente diferentes al testigo. Por otra parte las diferencias entre tratamientos no fueron significativas para las variables peso fresco de la raíz y longitud de la misma.

En la etapa de planta en maceta las plantas provenientes de la solución Hoagland mostraron un promedio mayor de área foliar que las provenientes de la solución Douglas. En esta última el sustrato de lechuguilla se asoció con los valores más bajos. En cuanto al número de hojas por planta la espuma hidrofílica fue la que mostró mejores resultados en ambas soluciones. Los sustratos y las soluciones modificaron la densidad e índice estomático de las plantas.

VI RESUMEN

La horticultura representa un factor muy importante, en la economía del país, la producción de hortalizas ha cobrado un auge sorprendente, en especial el cultivo de brócoli. Sin embargo un problema que se presenta en las practicas de producción y que viene afectando el porcentaje de rendimiento es la baja germinación que se obtiene en la siembra directa. Enfocándonos en el área de la agricultura es deseable el diseño, síntesis y aplicación de nuevos productos que mejoren la agregación o retención de agua del suelo a costos atractivos y accesibles para los productores. Con el objetivo de evaluar el efecto de cuatro sustratos en dos soluciones nutritivas, desde la germinación hasta el transplante en plántula de brócoli las variables evaluadas fueron: porcentaje de emergencia, altura de planta, longitud de raíz, área total por planta, número de hojas, peso fresco aéreo, peso fresco raíz, densidad estomatica y densidad de células tabloides. Se utilizo el diseño experimental completamente al azar con cuatro tratamientos en dos soluciones nutritivas.

La siembra fue en charolas de poliestireno con sustratos biopolímero (espuma hidrofílica biodegradable en base almidón), peat-moss, perlita, vermiculita, lechuguilla. utilizando solución nutritiva Douglas y solución nutritiva Hogland.

Los resultados obtenidos en las diferentes variables evaluadas durante el desarrollo de las plántulas son los siguientes:

Los tratamientos de mayor altura son, T1 testigo, T3 espuma hidrofílica, T5 testigo, T7 espuma hidrofílica. Para la longitud de raíz no existe diferencia estadística significativa ($P < 0.05$) entre tratamientos.

El tratamiento que tuvo un aumento considerable en la densidad estomática fue el tratamiento T8 lechuguilla en las dos superficies foliares. Con respecto a la densidad de las células tabloides el tratamiento con mayor aumento fue el tratamiento T6 espuma hidrofílica + poliacrilamida en las dos superficies foliares.

VII LITERATURA CITADA

Abad, B. M. 1993. Sustratos. Características y propiedades. Curso Superior de Especialización sobre Cultivos sin Suelo. FIAPA. Almería, España.

Abad, B. M. 1993. Sustratos. Inventario y Características. Curso Superior de Especialización sobre Cultivos sin Suelo. FIAPA. Almería, España.

Alpi, A. y F. Tognoni. 1991. Cultivo en Invernadero, Tercera edición; Edición Mundi-prensa. Madrid, España.

Ballester, O. J. F. 1992 Substratos para el Cultivo de Plantas Ornamentales. Hoja Divulgada, Num. 11/92.

Bures, S. 1997. Sustratos Ediciones Agrotecnicas S. L., Madrid, España.

Gázquez, R. 1997. Los Sustratos Hortícolas, Productores de Hortalizas. Año 6. No.9.

Hartmann. H. T. y D. E. Kester. 1995 Propagación de Plantas: Principios y Practicas. Cuarta reimpresión; CECSA. México.

Hassell, R. 1994. El Camino de la Prosperidad Comienza con Transplantes Sanos. Productores de Hortalizas. Año 3.

Iglesias, G. T. Alarcón, B. M. 1997 Sustratos Artificiales para invernaderos Hortalizas, Frutas y Flores.

Miller II, W. J. 1994 Gana Popularidad el Mercado de Productos de Invernadero. Productores de hortalizas(Pagina del Publisher) Año 3.

Resh, H. M. 1987. Cultivos Hidropónicos. Segunda Edición. Ediciones Mundi-Prensa, España.

Valadez, L. A. 1997. Producción de Hortalizas. 6^a Reimpresión. Ed. LIMUSA.
México, D. F.