



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

EVALUACIÓN DE SUSTRATOS HIDROPÓNICOS SOBRE LA
EFICIENCIA DE LA PRODUCCIÓN DE RAÍCES Y
RENDIMIENTO DE LECHUGA ROMANA, (*Lactuca sativa*).

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
BIÓLOGO

P R E S E N T A

RAMOS TORRES NALLELI

DIECTOR DE TESIS: ARRIAGA FRÍAS ALBERTO



Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México

Mayo de 2014



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIAS

A Dios

Gracias Señor, por haberme permitido llegar hasta aquí, por haber permanecido a mi lado en todo momento. Gracias por haberme regalado la oportunidad de vivir y a los maravillosos padres que me diste. Tú eres mi luz y mi guía, no permitas que me aparte de ti.

A mis padres

A mi papá Conrado Ramos Mendoza y mi mamá Rosa Torres Chávez. No encuentro las palabras para expresarles mi agradecimiento. Todo lo que me viene a la mente cuando pienso en ustedes es amor, sacrificio y confianza. Ustedes han dado todo por mí y ahora me toca compensarlos.

Papá: Espero hacerte sentir orgulloso.

Mamá: No te voy a defraudar.

A mis maestros

Gracias por la confianza, por la paciencia y por todos los conocimientos y experiencias que han compartido conmigo. Gracias a ustedes me he enamorado aún más de la biología. Los admiro enormemente.

A mi tía

Susana Ramos Mendoza, porque siempre me ha apoyado a pesar de la distancia y por haber sido un ejemplo de cariño, fuerza, perseverancia y valentía, usted se ha ganado mi amor, admiración y respeto por siempre.

A mi hermana

Mayra: Tu eres una persona muy especial, quien siempre ha todo mi cariño. Te agradezco tu apoyo, tus palabras de aliento y tu confianza. Siempre serás mi hermana adorada y admirada.

A mis amigas

Mayra Jiménez: gracias por todos los momentos que hemos compartido, has sido mi gran amiga y consejera. Contigo he aprendido que la vida es mucho mejor con una linda sonrisa en el rostro. Gracias por haberme brindado tu amistad sin siquiera conocerme. Te adoro con todo mi corazón
amiga.

Mayra Anzures: Gracias amiga, me demostraste que las personas buenas aparecen en los momentos más indicados. Tu amistad es una de las cosas más valiosas y que más feliz me han hecho en la vida, gracias por haberme brindado tu confianza y cariño.

Ely: Estoy completamente segura de que Dios te puso en mi camino y se lo agradezco enormemente. Aprecio mucho los momentos que hemos vivido juntas. Tu amistad es un verdadero tesoro para mí.

Tania: Gracias por toda la ayuda y por la amistad incondicional que me has brindado. Siempre encuentras las palabras adecuadas para levantarme el ánimo incluso en los peores momentos. Espero que nuestra amistad dure para siempre.

CONTENIDO

1. Resumen	1
2. Introducción.....	3
3. Revisión de literatura	6
3.1. Lechuga Romana (<i>Lactuca sativa</i> L.).....	6
3.1.1. Generalidades: origen de la lechuga.....	6
3.1.2. Descripción botánica de la lechuga romana.....	7
3.1.3. Usos	7
3.1.4. Contenido nutrimental.....	8
3.2. Solución nutritiva	8
3.2.1. Generalidades de la solución nutritiva	8
3.2.2. pH de la solución nutritiva.....	9
3.2.3. Conductividad eléctrica (CE) de la solución nutritiva.....	10
3.2.4. Temperatura de la solución nutritiva.	11
3.2.5. Solución nutritiva Steiner	11
3.2.5.1. Relación mutua entre iones	12
3.2.5.2. Concentración iónica total y pH	12
3.2.5.3. Solución nutritiva Steiner modificado por Vázquez (2002)	13
3.3. Sistemas hidropónicos.....	14
3.3.1. Sistema de raíz flotante (floating)	14
3.3.2. Sistema Nutrient Film Technique (NFT).....	15
3.3.3. Sustratos hidropónicos	16
3.3.3.1. Generalidades	16
3.3.3.2. Especificidades de los sustratos hidropónicos.....	17
3.3.3.3. Propiedades físicas de los sustratos hidropónicos.....	17
3.3.3.3.1. Espacio poroso total de los sustratos hidropónicos.....	17
3.3.3.3.2. Capacidad de aireación de los sustratos hidropónicos	18
3.3.3.3.3. Capacidad de retención de agua de los sustratos hidropónicos	18
3.3.3.3.4. Densidad real de los sustratos hidropónicos.....	19
3.3.3.3.5. Densidad aparente de los sustratos hidropónicos.....	19
3.3.3.4. Propiedades químicas de los sustratos hidropónicos.....	19
3.3.3.4.1. Capacidad de intercambio catiónico (CIC).....	20

3.3.3.4.2.	Conductividad eléctrica (CE) de los sustratos hidropónicos.....	21
3.3.3.4.3.	pH de los sustratos de los sustratos hidropónicos	21
3.3.3.4.4.	Capacidad amortiguadora de los sustratos hidropónicos.....	21
3.3.4.	Propiedades de la agrolita	22
3.3.4.1.	Características físicas de la agrolita	22
3.3.4.2.	Características químicas de la agrolita	22
3.3.5.	Propiedades de la vermiculita.....	23
3.3.5.1.	Características físicas de la vermiculita	24
3.3.5.2.	Características químicas de la vermiculita.....	24
3.3.6.	Propiedades de la fibra de coco.....	25
3.3.6.1.	Características físicas de la fibra de coco.....	26
3.3.6.2.	Características químicas de la fibra de coco.....	26
3.4.	Raíces	30
3.4.1.	Generalidades	30
3.4.2.	Raíces primarias y secundarias	30
3.4.3.	Absorción de nutrimentos	31
3.4.4.	Estudios realizados sobre desarrollo de raíces de lechuga.....	32
4.	Objetivos	33
4.1.	Objetivo general.....	33
4.2.	Objetivos particulares	33
5.	Hipótesis.....	34
6.	Materiales y métodos.....	35
6.1.	Diseño experimental.....	35
6.2.	Análisis fisicoquímicos de los sustratos	35
6.2.1.	Características físicas de los sustratos.....	36
6.2.1.1.	Densidad real (DR).....	36
6.2.1.2.	Densidad aparente (DA).....	36
6.2.1.3.	Humedad de los sustratos	37
6.2.2.	Características químicas de los sustratos.....	37
6.2.2.1.	Medición de pH y conductividad eléctrica (CE).....	37
6.2.2.2.	Capacidad de intercambio catiónico total (CICT).....	38
6.3.	Germinación y trasplante.....	39
6.3.1.	Cultivo de lechuga romana	39

6.3.2.	Riego con solución nutritiva Steiner.....	40
6.4.	Variables de respuesta.....	41
6.4.1.	Tasa de crecimiento.....	42
6.4.2.	Peso fresco y seco foliar y radical.....	42
6.4.3.	Producción de área foliar.....	42
6.4.4.	Área radical.....	42
6.4.5.	Volumen de raíces.....	42
6.5.	Análisis de crecimiento.....	43
6.5.1.	Relación vástago-raíz:.....	43
6.5.2.	Índice de cosecha:.....	43
6.5.3.	Área foliar específica:.....	43
6.5.4.	Razón de área foliar:.....	43
6.5.5.	Tasa de crecimiento foliar.....	44
6.6.	Determinación de iones en el tejido vegetal.....	44
7.	Resultados y discusión.....	45
7.1.	pH.....	45
7.2.	Conductividad eléctrica.....	45
7.3.	Densidad aparente.....	46
7.4.	Capacidad de intercambio catiónico (CIC).....	47
7.5.	Variables de respuesta.....	48
7.5.1.	Tasa de crecimiento.....	48
7.5.2.	Producción foliar y radical.....	51
7.5.3.	Análisis de correlación.....	61
7.5.4.	Porcentaje de humedad.....	63
7.5.5.	Relación vástago-raíz.....	63
7.5.6.	Índice de cosecha (IC).....	64
7.5.7.	Área foliar específica.....	64
7.6.	Producción de raíces.....	65
7.6.1.	Raíces secundarias.....	65
7.6.2.	Determinación de iones en el tejido vegetal.....	69
8.	Conclusiones.....	70
9.	Sugerencias y recomendaciones.....	71
10.	Referencias documentales.....	72

10.1. Referencias de internet	76
Anexo 1	77
Anexo 2	80
Anexo 3	80

1. Resumen

El sistema radical determina el desarrollo de la parte aérea de la planta por lo que es importante conocer las características físicas y químicas del medio donde se desarrolla para así identificar las variables que influyen en su comportamiento. En los cultivos hidropónicos se hace uso de los sustratos hidropónicos, los cuales pueden ser de diverso origen (orgánico o inorgánico) y con características contrastantes que pueden influir positiva o negativamente en el desarrollo de la planta. Por esta razón, el objetivo de esta investigación fue evaluar el efecto de la fibra de coco, la agrolita y la vermiculita comparadas con el sistema floating sobre la producción de raíces y rendimiento (área foliar) de lechuga Romana (*Lactuca sativa* L.).

Al inicio de la investigación, se evaluaron las características físicas (densidad real y densidad aparente) y químicas (pH, conductividad eléctrica y capacidad de intercambio catiónico total) de los sustratos de acuerdo al manual de "Métodos de análisis de suelos" de Muñoz y colaboradores (2007). Simultáneamente, en condiciones de invernadero se germinaron semillas de lechuga romana de la marca "Happy flower" las cuales, al alcanzar de 10 a 12 cm de altura (tres semanas después de la siembra) se trasladaron a macetas con los sustratos experimentales correspondientes (fibra de coco, agrolita y vermiculita) y, al sistema floating, donde se colocaron en un recipiente con una capacidad de 15 litros. Para el riego se utilizó la solución nutritiva Steiner modificada por Vázquez (2002). Se midieron las variables morfofisiológicas (biomasa fresca y seca tanto foliar como radical, área foliar y radical y volumen de raíces) en dos fases: a la mitad de su ciclo de cultivo (seis semanas después de la siembra) y al finalizar el mismo (doce semanas después de la siembra).

Entre los resultados se obtuvo que la conductividad eléctrica de los sustratos se encontró fuera del umbral de tolerancia de la lechuga el cual es de 1.3 mS cuyos resultados fueron los siguientes: para la fibra de coco 2.4 mS, para la agrolita 2.3 mS y para la vermiculita 2.7 mS; sin embargo, en la tasa de crecimiento se registró que el desarrollo no se vio afectado por esta condición. En cuanto al pH (cuyo valor óptimo se encuentra entre 5.5-6.5) se obtuvo que fibra de coco y vermiculita se encontraron dentro de los límites de valores normales (5.53 y 5.52 respectivamente), mientras que agrolita obtuvo un pH muy elevado (7.3) no obstante las plantas de este tratamiento no mostraron signos de

alteración. Se observó un gradiente similar en la densidad aparente y CIC (fibra de coco>vermiculita>agrolita) entre los sustratos, características que influyeron en el desarrollo radical y foliar de las plantas. Entre las variables estudiadas durante la primera fase de crecimiento, las lechugas pertenecientes a los tratamientos floating y fibra de coco mostraron los mayores valores de área foliar, peso fresco de hojas y peso seco de hojas debido a la alta disponibilidad de nutrientes en ambos sistemas, mientras que en la segunda fase las lechugas de los tratamientos de fibra de coco y de agrolita, superaron los valores de floating para las mismas variables, atribuido a elevada CIC de fibra de coco y a la densidad aparente de ambos sustratos.

Respecto a las raíces, durante la primera fase de evaluación dicho patrón cambió por una ausencia de diferencias de área de raíces y peso fresco de raíces entre tratamientos. De manera contrastante, cuando las lechugas adquirieron una mayor biomasa, en la segunda evaluación se evidenció un gradiente en el área foliar y el peso fresco de hojas, peso seco de hojas y, ahora incluyendo al área y al peso fresco y seco de raíces (fibra de coco>agrolita>vermiculita>floating) donde se mostró la preminencia de fibra de coco probablemente asociada a la mayor CIC ($202 \text{ cmol (+) Kg}^{-1}$ de suelo), retención de humedad y densidad aparente (0.66 g cm^{-1}) más cercana al valor óptimo recomendado. El volumen de raíces mostró el siguiente gradiente de producción: floating>agrolita>fibra de coco>vermiculita durante la primera fase y fibra de coco>agrolita>vermiculita>floating durante la segunda. Con relación al nivel de ramificación de las raíces, a pesar de las marcadas diferencias de las características físicas de los sustratos no se presentaron diferencias significativas, manteniéndose en todos los casos hasta el nivel de raíz secundaria.

Respecto a las variables calculadas e índices como la razón vástago-raíz, índice de cosecha y área foliar específica, en términos generales no se detectaron diferencias significativas indicando que se mantuvieron inalteradas las proporciones entre los distintos tratamientos estudiados.

Se concluyó que la partición de biomasa radical fue determinada por la densidad aparente, la capacidad de intercambio catiónico y la retención de humedad donde las lechugas cultivadas en fibra de coco mostraron significativamente mayor área foliar que las cultivadas en agrolita, vermiculita y floating.

Palabras clave: CIC, densidad aparente, producción foliar, producción radical.

2. Introducción

Las técnicas culturales aplicadas en la producción vegetal han experimentado importantes avances tecnológicos durante las últimas décadas. De manera gradual, se han sustituido los cultivos tradicionales por el cultivo hidropónico ya que ha logrado resolver ciertas problemáticas que surgen durante el ciclo de cultivo, tales como transportar las plantas de un lugar a otro, factores que limitan el establecimiento de cultivos tradicionales por problemas de salinización, enfermedades y agotamiento de los suelos agrícolas y por la fuerte intensificación cultural que facilita el cultivo sin suelo (Abad *et al.*, 2004).

Los productores agrícolas, forestales y ornamentales requieren de un sustrato con características adecuadas para asegurar el desarrollo del cultivo en las mejores condiciones de calidad (Pastor, 1999). Las plantas pueden ser cultivadas en diferentes tipos de materiales pero, para que la germinación, enraizamiento y crecimiento de las plantas sea adecuado se requiere que las características del medio de cultivo cumplan con las exigencias necesarias para asegurar un buen desarrollo.

En hidroponía, los sustratos desempeñan el papel de soporte para la planta. Estos pueden ser de origen natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico y sus características físicas y químicas influyen en la distribución de las raíces secundarias, y zonas pilíferas asociadas con la mayor absorción de agua y nutrimentos.

Los sustratos hidropónicos más utilizados son: agrolita, vermiculita, perlita, tezontle, turba, cascarilla de arroz, fibra de coco, entre otros. Se han realizado investigaciones comparando la eficiencia productiva de diferentes sustratos hidropónicos: Baldomero (2007) evaluó el efecto de la arena de río y de la fibra de coco en la producción de tomate en un sistema hidropónico concluyendo que la fibra de coco fue el mejor sustrato para el desarrollo óptimo de las plantas. Por otra parte, García (2008) evaluó la cascarilla de café y turba para la producción de lechuga resultando que el primero redujo el crecimiento de las plántulas de lechuga respecto al uso de la turba. Si bien se conocen algunas de las características físicas y químicas de los sustratos, la relación de su eficiencia en su capacidad de transferencia de nutrimentos hacia la raíz se restringe a comparativos entre tipos de sustratos y productividad con ausencia de estudios sobre variables asociadas con el desarrollo de las raíces.

Es importante observar la dinámica del sistema radical completo ya que es el responsable de la absorción del agua, nutrimentos y el anclaje de la planta y, por ende, es necesario conocer el patrón de distribución de las raíces y la fenología o estacionalidad en el crecimiento de las raíces (Vogt *et al.*, 1998). De manera particular, las raíces finas juegan un papel de suma importancia por ser las que proveen nutrimentos a la planta en los ecosistemas terrestres. (Gordon y Jackson, 2000). Su densidad, asociada al grado de ramificación, puede utilizarse como indicador de la eficiencia en la toma de los nutrimentos necesarios.

Evaluación de sustratos hidropónicos sobre la eficiencia de la producción de raíces y rendimiento de lechuga romana (*Lactuca sativa*).

Particularmente, la lechuga romana (*Lactuca sativa* L.) es una planta herbácea anual y bianual cuya raíz principal puede llegar a medir hasta 1.80 metros; sin embargo, se reporta que las raíces principales de absorción se encuentran a una profundidad de 5 a 30 cm (Alvarado *et al.*, 2001). Otros estudios indican que las raíces de lechuga pueden modificar su grado de ramificación bajo la influencia de factores externos tales como la aplicación de auxinas como ANA, AIB y AIA (Maclsaac *et al.*, 2006; Zhang y Hasenstein, 1999). Por otra parte, se han realizado investigaciones acerca de la distribución de las raíces orientados principalmente a los cultivos tradicionales donde se han medido los efectos de diversos gradientes de humedad en diferentes profundidades (0-20 cm y 20-81 cm) (Gallardo *et al.*, 1996).

A partir de lo anterior, se puede considerar a la lechuga, dada su flexibilidad a estímulos externos, como un modelo adecuado de estudio por el tipo de raíz ramificada con un abundante desarrollo de raíces secundarias y capacidad para alcanzar distintas profundidades ante condiciones de sustrato contrastantes.

Por consiguiente, el objetivo de esta investigación fue evaluar a la vermiculita, agrolita, fibra de coco y el sistema de cultivo hidropónico denominado "Floating", sobre la producción de raíces y rendimiento de lechuga Romana (*Lactuca sativa*).

3. Revisión de literatura

3.1. Lechuga Romana (*Lactuca sativa* L.)

La lechuga es considerada el vegetal más importante en el grupo de las hortalizas con hojas, ya que es cultivada y consumida en casi todos los países del mundo y su demanda ha ido en aumento durante los últimos años (Figura 1). Esta pertenece a la familia de las Asteraceae y es una planta herbácea, anual o bianual (Alvarado *et al.*, 2001).



Figura 1. Lechuga romana (*Lactuca sativa* L.) (Macetohuerto, 2013)

3.1.1. Generalidades: origen de la lechuga

El origen de la lechuga no parece estar muy claro. Se asegura que proviene de Asia menor y otros afirman que procede de la India. Se menciona que existe un predecesor de la lechuga conocido como *Lactuca serriola* L. que es de naturaleza silvestre encontrándose en zonas templadas y creciendo en sitios como praderas, pendientes rocosas y terrenos baldíos que van desde Asia y el norte de África hasta el norte de Europa. Estas hortalizas se encuentran representadas en pinturas egipcias desde el año 4 500 A. de C donde se observan lechugas parecidas a las conocidas como tipo esparrago (García, 2013; Alvarado *et al.*, 2001).

El nombre genérico "*Lactuca*" procede del latín "lac" (leche) que se refiere al líquido lechoso, principalmente savia que secretan los tallos al ser cortados. La especie "sativa" se refiere a su carácter de especie cultivada. La importancia del cultivo de la lechuga ha ido en aumento durante los últimos años a nivel mundial. En México la producción

aumento de 212 719 toneladas en el año 2010 a 234 452 toneladas en el año 2011 (García, 2013)

Se ha reportado que la lechuga es sensible a los niveles de salinidad elevados en el suelo; sin embargo, dependiendo de la especie, tolera diferentes niveles: los valores se encuentran en un intervalo de 1.0 a 1.4 mS m⁻¹. Investigaciones realizadas en macetas, indican que la lechuga tolera niveles de salinidad de 1.3 mS m⁻¹ (Carranza *et al.*, 2009).

3.1.2. Descripción botánica de la lechuga romana

Las hojas son lisas, sin peciolas, arrosetadas, ovaladas, gruesas y enteras; el extremo puede ser redondo o rizado. La coloración es variable dependiendo de la variedad y el cultivar y va desde un color verde amarillo hasta morado claro. El tallo es pequeño y no se ramifica. Se ha reportado que cuando la temperatura es elevada (mayor de 26°C) y los días son más largos (mayor de 12 horas) el tallo puede alargarse hasta los 1.20 metros de largo ramificándose y presentándose una inflorescencia en la punta de cada rama.

La inflorescencia está constituida por grupos de 15 a 25 flores de color amarillo las cuales están ramificadas. Las semillas son largas (4 a 5 mm), presentan una coloración blanco-crema generalmente, aunque también se presentan coloraciones pardas o castañas. Están no germinan inmediatamente después de ser cosechadas, de tal manera que se deben utilizar temperaturas ligeramente elevadas (20 a 30°C) para inducir la germinación.

Su raíz es corta, pivotante, y con ramificaciones. Generalmente no llega a sobrepasar los 25 cm de profundidad pero se ha reportado que en condiciones de estrés, en las especies silvestres pueden llegar medir 1.80 m (FAO, 2013).

3.1.3. Usos

Es utilizada principalmente como vegetal fresco en la preparación de ensaladas o como ingrediente en la preparación de hamburguesas u otras comidas rápidas. También se le ha utilizado en la medicina tradicional consumiendo las hojas frescas o hirviéndolas para aliviar diversas molestias: principalmente estomacales, insomnio, dolor de muelas,

inflamación de encías, tos, catarro, dolores reumáticos, etc. (Kritsková *et al.*, 2008; Alvarado *et al.*, 2001).

3.1.4. Contenido nutrimental

Se ha reportado que cada 100 gramos contiene 14 kcal, 1.4 gramos de proteínas, 0.2 gramos de grasa, 0.3 miligramos de hierro, 2.3 gramos de carbohidratos, 5 miligramos de sodio, 8 miligramos de ácido ascórbico y 1500 UI de vitamina A (Alvarado *et al.*, 2001).

3.2. Solución nutritiva

3.2.1. Generalidades de la solución nutritiva

La solución nutritiva es el agua con oxígeno y los nutrimentos minerales en forma iónica. Para que la solución nutritiva tenga disponibles los nutrimentos, todos los iones se deben encontrar disueltos, de otra forma, pueden precipitarse quedando inaccesibles para las raíces provocando deficiencias en la planta (Lara, 2000).

La solución nutritiva es la base en cualquier producción hidropónica ya que raíz de la planta absorberá los minerales para satisfacer sus requerimientos nutricionales, lo cuales serán traslocados a diferentes partes como el tallo, hojas, flores, semillas o frutos para realizar las funciones fisiológicas importantes (Rodríguez, 2012).

Las plantas requieren de elementos minerales esenciales para el crecimiento, desarrollo, floración, fructificación y calidad del fruto. Son 17 los elementos esenciales, y 14 de ellos son minerales, los demás se encuentran en la atmósfera como el Carbono (CO₂), y en el agua de donde obtiene el Hidrógeno y el Oxígeno, los cuales forman hasta el 96% de la materia fresca de una planta (Rodríguez, 2013).

Los minerales se encuentran como macronutrientes: nitrógeno (N), fósforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y azufre (S), los cuales forman parte estructural de diferentes compuestos orgánicos y; por otro lado se encuentran como micronutrientes:

manganeso (Mn), cobre (Cu), hierro (Fe), zinc (Zn), boro (B) molibdeno (Mb), que son constituyentes de grupos prostéticos en proteínas y activadores de enzimas.

En los sistemas hidropónicos, un aspecto fundamental es la formulación de la solución nutritiva ya que no todas las plantas tienen los mismos requerimientos nutricionales, principalmente de nitrógeno, fósforo, potasio, magnesio y calcio (Rodríguez, 2013) Además, dependiendo del estado de crecimiento en el que se encuentre y del tipo de cultivo, la planta requerirá diferentes concentraciones de nutrimentos, es decir, una plántula no requerirá la misma formulación que una planta tres o cuatro meses (Lara, 2000)

Se han formulado numerosas soluciones nutritivas, pero comúnmente se utiliza una solución de aplicación general, la cual a partir del uso y de la experiencia se puede modificar hasta especializarla para un cierto cultivo en sus diferentes etapas de crecimiento.

Las principales características que influyen en el desarrollo de los cultivos son la relación mutua entre cationes y aniones, la concentración de nutrimentos (CE), el pH, la relación $\text{NO}_3^-:\text{NH}_4^+$ y la temperatura de la solución nutritiva (Lara, 2000).

3.2.2. pH de la solución nutritiva

En la solución nutritiva el pH se determina por la concentración de ácidos y de bases. El pH se establece en relación a la proporción relativa de cationes y aniones y a la concentración total de ellos en meq L^{-1} , lo cual indica que es una propiedad esencial de la composición química de la solución nutritiva (Favela *et al.*, 2006).

El rango de pH en el que debe encontrarse la solución nutritiva es de 5.5 a 6.5, sin embargo, este se ve modificado por factores como la composición de CO_2 en el ambiente, la velocidad de absorción nutrimental, la fuente nitrogenada, entre otros (Favela *et al.*, 2006).

Otro factor de suma importancia en la solución nutritiva es la solubilidad de los iones. Al incrementarse el pH en la solución nutritiva la solubilidad disminuye, como en el caso del

Calcio, fósforo y el hierro, por lo que debe mantenerse en el intervalo de 5.5 a 6.5. En caso de elevarse los nutrimentos tenderán a precipitarse (Figura 2).



Figura 2. La disponibilidad es mayor con un pH de 5.5 a 6.5 para la mayoría de los nutrimentos (Ibañez, 2007).

3.2.3. Conductividad eléctrica (CE) de la solución nutritiva

La conductividad eléctrica es ampliamente utilizada para indicar los constituyentes totales que se encuentran ionizados y nos permite conocer de forma aproximada la cantidad de sales disueltas en el agua (Baixauli y Aguilar, 2002).

Existe una relación directa entre la concentración de nutrimentos y la CE de la solución nutritiva. Al aumentar la CE, la planta debe destinar mayor energía para absorber agua y nutrimentos de tal manera que este desgaste de energía puede ser un detrimento de energía metabólica. El conjunto de estos fenómenos puede ser reflejado en una disminución del desarrollo de la planta (Lara, 2000).

En la medida que la solución nutritiva aumenta su CE, disminuye la capacidad de la planta para absorber agua y nutrimentos, pero si la CE es muy baja se puede inducir deficiencias nutrimentales ya que aumenta la relación K^+ : ($K^+ + Ca^{2+} + Mg^{2+} + NH_4^+$) o los que se mueven por flujo de masas como el Ca^{2+} y el Mg^{2+} se absorben en menor cantidad induciendo deficiencia de Ca^{2+} (Lara, 2000).

Es de suma importancia conocer la calidad del agua de riego o de la solución nutritiva, así como la concentración de los iones. Se puede decir que un agua es de buena calidad

cuando su valor de CE es inferior a 0,75 mS/cm, permisible con valores en un intervalo de 0,75 a 2 mS/cm, dudosa con valores entre 2 y 3 mS/cm, e inadecuada cuando la CE es superior a 3 mS/cm (Baixauli y Aguilar, 2002).

3.2.4. Temperatura de la solución nutritiva.

La temperatura influye en la absorción de agua y nutrimentos ya que en la medida que la temperatura disminuye también disminuye la absorción y asimilación de los mismos. El agua también se encarga de disolver el oxígeno que requieren las raíces de las plantas por lo cual la temperatura está directamente relacionada con la cantidad de oxígeno que absorbe la raíz y con la cantidad disuelta en la solución nutritiva (Lara, 2000).

La temperatura óptima para la mayoría de las plantas es aproximadamente 22°C. Con temperaturas menores de 15°C se presentan deficiencias de calcio, fósforo y hierro que pueden causar daños a la planta como la pudrición de los frutos. Por el contrario, con temperaturas elevadas, el oxígeno disuelto es suficiente para abastecer su demanda, pero provoca una reducción en la velocidad de algunos procesos fisiológicos, entre ellos la respiración provocando disminución en el crecimiento de la planta (Fabela *et al.*, 2006).

Debido a las necesidades nutricionales de los vegetales, la preparación de una solución nutritiva se complica y no es posible diseñar una adecuada para todos los cultivos. Steiner estudio el efecto de la nutrición con las soluciones nutritivas en el desarrollo de los cultivos y mezclo los nutrimentos que se encuentran en las plantas en condiciones normales de crecimiento (Favela *et al.*, 2006).

3.2.5. Solución nutritiva Steiner

Steiner indica en sus investigaciones, que la composición química de una solución nutritiva está determinada por tres factores principales: la relación entre aniones y cationes, la concentración iónica total y el pH (Juárez *et al.*, 2006; Steiner, 1961).

3.2.5.1. Relación mutua entre iones

La relación mutua entre iones se refiere al balance que debe existir entre los macronutrientes en la solución nutritiva. El término “regulación nutritiva” consiste en la relación cuantitativa que se establece entre los aniones por una parte y los cationes por la otra (Juárez *et al.*, 2006). Los macronutrientes que se encuentran como aniones son el NO_3^- , H_2PO_4^- y SO_4^{2-} ; y el K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} y en algunas ocasiones NH_4^+ son los macronutrientes que se presentan en forma de catión en la solución nutritiva (Lara, 2000).

Steiner señala que la concentración de un ion puede presentar problemas con relación a la presencia de dos iones con la misma carga eléctrica ya que una inadecuada relación entre iones puede disminuir el rendimiento; por ejemplo, el K^+ disminuye a medida que el Ca^{2+} aumenta. Esto implica un problema respecto al balance iónico en la solución nutritiva, lo cual se ve reflejado en las deficiencias nutrimentales o, en caso contrario, en la intoxicación por algún elemento. Esto se debe a que la demanda y la absorción de nutrimentos no es lineal, lo que implica la necesidad de sincronizar la relación mutua entre iones durante el desarrollo de la planta con la solución nutritiva para evitar los desbalances y por lo tanto el antagonismo existente entre algunos cationes, por ejemplo: K^+ y el Ca^{2+} , el K^+ y Mg^{2+} , Ca^{2+} y Mg^{2+} , NH_4^+ y Ca^{2+} y el NH_4^+ con K^+ , Ca^{2+} y Mg^{2+} (Lara, 2000).

3.2.5.2. Concentración iónica total y pH

Steiner (1961) menciona que la concentración total de iones hace referencia a la presión osmótica de la solución nutritiva, la cual depende de la cantidad de solutos disueltos en la misma. La concentración de iones es importante dentro de los límites de ± 0.2 atmósferas de presión osmótica: si la cantidad de sales aumenta en la solución nutritiva se reduce la capacidad de la planta para absorber agua y nutrimentos; de forma contraria si la cantidad de sales disminuye se pueden inducir deficiencias nutrimentales.

Por otra parte, también menciona que el pH de la solución es uno de los factores más importantes en el desarrollo de un cultivo, que puede ocasionar serias complicaciones si no se tiene un buen manejo. La solución que ofrece Steiner a esta problemática es la adición de soluciones de fosfato al agua para que de este modo el pH más sea alcalino

(7.0), sin embargo, existe la posibilidad de que las sales se precipiten cuando la presión atmosférica es 0.7 atmosferas.

3.2.5.3. Solución nutritiva Steiner modificado por Vázquez (2002)

Steiner (1961) indica que para la mayoría de los cultivos, el valor óptimo del potencial osmótico es de 0.71 atmosferas de presión, mientras que para la conductividad eléctrica existen intervalos según la tolerancia de los cultivos.

Vázquez (2002), a partir de la solución nutritiva propuesta por Steiner, realizo modificaciones en la misma para aplicarla a un cultivo de jitomate. La concentración de sales de ambas soluciones se muestra a continuación (Cuadro 1).

Cuadro 1. Concentraciones de los nutrimentos, utilizados por Steiner y su modificación por Vázquez (2002)

NUTRIMENTO	SIMBOLO	STEINER (1984) mgL⁻¹	VÁZQUEZ (2002) mgL⁻¹
NITRÓGENO	N	168	200
FÓSFORO	P	31	60
POTASIO	K	273	300
CALCIO	Ca	180	300
AZUFRE	S	336	200
MAGNESIO	Mg	48	60
HIERRO	Fe	2-4	4
MANGANESO	Mn	0.62	0.7
BORO	B	0.44	0.5
COBRE	Cu	0.02	0.1
ZINC	Zn	0.11	0.1

Se muestra la modificación realizada por Vázquez (2002) a la solución nutritiva Steiner, donde la concentración de las sales, representadas en ppm, se incrementa o se reduce para algunos de los nutrimentos (Trejo y Gómez, 2012).

La solución nutritiva modificada por Vázquez (2002) muestra incrementos en las concentraciones principalmente de los macronutrientes; por ejemplo, las concentraciones de fósforo y calcio se ven casi duplicadas, seguramente para favorecer ciertas etapas fenológicas de las plantas, como la producción de frutos en el caso del primero o, para mantener la estructura de la pared celular en el caso del segundo nutrimento. Cabe destacar que el jitomate es un cultivo que tolera niveles de salinidad muy elevados, inclusive más que la mayoría de las hortalizas.

3.3. Sistemas hidropónicos

3.3.1. Sistema de raíz flotante (floating)

El sistema de raíz flotante es el más sencillo, de bajo costo y demanda poco uso de energía. Está formado por un recipiente en donde se coloca la solución nutritiva y sobre ella, flotando, se coloca una placa de espuma de unicel que funciona como el soporte de la parte aérea de las plantas (Figura 3).

En este sistema se requiere un cambio de solución semanalmente o al menos renovar parte de ella. Además se requiere de la aireación del sistema agitando la solución diariamente manualmente o con el uso de una bomba de agua. La principal desventaja del sistema consiste en la necesidad de ajustar frecuentemente la solución nutritiva (probablemente debido a que la tasa de evaporación y transpiratoria aumentan la concentración de sales), la necesidad de airear el medio referente a la prevención de la contaminación del soporte de espuma por algas que encuentran su fuente de alimento en la solución nutritiva, incentivadas por el acceso a la luz. Requiere además de un consumo importante de agua. En este sistema los cultivos que mejor se adaptan son aquellos de hoja como lechuga, espinaca y el de plantas aromáticas (Gilsanz, 2007).



Figura 3. Sistema de raíz flotante (Hydroenvironment, 2013)

3.3.2. Sistema Nutrient Film Technique (NFT)

Este sistema se basa en el flujo permanente de solución nutritiva a través de un tubo (Figura 4). La cantidad de solución nutritiva que pasa es muy pequeña y el objetivo es que la raíz de la planta se encuentre en contacto directo con esta para que absorba los nutrimentos necesarios. Este sistema se considera de elevado costo en su construcción y además requiere un flujo constante de solución lo que genera un gasto extra de energía al tener que bombear el agua. Los cultivos que se instalan en este sistema son de ciclo largo o de un elevado consumo de solución nutritiva; como el tomate, melón, o morrón. Las desventajas que presenta son el elevado costo, el uso de energía, la necesidad de contemplar el efecto de la temperatura sobre el nivel de oxígeno en el sistema de distribución, por lo cual los tubos son pintados con colores claros, además de requerir de un ajuste y revisión frecuente del pH y salinidad de la solución (Gilsanz, 2007).



Figura 4. Sistema NFT (Hydroenvironment, 2013)

3.3.3. Sustratos hidropónicos

3.3.3.1. Generalidades

La finalidad de los sustratos de cultivo es producir cosechas de calidad y abundantes en un corto periodo de tiempo, con los más bajos costos de producción. Por otra parte, con el uso de los sustratos se busca generar en menor medida un impacto ambiental de importancia.

El termino sustrato se refiere a todo material sólido diferente del suelo, de origen natural, sintético, mineral u orgánico que colocado en un contenedor en forma pura o mezcla, permite el anclaje del sistema radicular de la planta. Este puede o no intervenir en el proceso de nutrición mineral de la planta dependiendo de su reactividad la cual se divide en:

Químicamente inertes: Son los que no intervienen en la nutrición mineral y generalmente poseen valores de capacidad de intercambio catiónico muy bajos. Su función es únicamente como soporte de la planta y no interviene en el proceso de absorción y fijación de los nutrimentos. Entre ellos se encuentra la arena, grava, perlita, lana de roca, entre otros.

Químicamente activos: Estos intervienen en la nutrición mineral y poseen una elevada capacidad de intercambio catiónico. Estos, además de funcionar como soporte para la planta, actúan como depósito de los nutrimentos aportados mediante la fertilización, almacenándolos o cediéndolos según las necesidades del vegetal. Entre ellos se encuentran las turbas, corteza de pino, vermiculita, materiales lignocelulosicos, entre otros (Abad *et al.*, 2004).

En este tipo de sistemas no existe una ilimitada disponibilidad de agua constante para las raíces y por lo tanto, es posible una disminución o limitación en el proceso biológico de la planta. La aireación por otra parte, es mayor que en los cultivos de agua excepto en caso de que la totalidad de los poros se encuentre ocupada con la fase acuosa permanentemente. Estos sufren con menor frecuencia de hipoxia radical por lo que su uso puede representar una solución al principal problema de otros sistemas hidropónicos.

Para que la producción en los cultivos sea de mejor calidad, se requiere encontrar el punto de equilibrio entre agua-aire mediante el manejo del riego y fertirriego con la frecuencia y duración del mismo ajustada a las necesidades de la planta y características físicas del sustrato (Urrestarazu, 2004).

3.3.3.2. Especificidades de los sustratos hidropónicos

La función principal de los materiales que se utilizan como sustratos en la producción de plantas en contenedores, es la de servir de soporte a la planta, proveer agua, aire y nutrimentos para el desarrollo de la raíz y la parte aérea. Para esto, el material debe cumplir con ciertas características en sus propiedades físicas y químicas (Cuadro 2) (Cruz *et al.*, 2012).

3.3.3.3. Propiedades físicas de los sustratos hidropónicos

Son las características físicas las que cobran gran importancia ya que al colocar las plantas en el sustrato es difícil su modificación para mejorarlas. Las propiedades físicas que más se estudian son el espacio poroso total, capacidad de aireación, capacidad de retención de agua, densidad aparente y densidad real (Cruz *et al.*, 2012).

3.3.3.3.1. Espacio poroso total de los sustratos hidropónicos

El espacio poroso total se refiere al volumen total del sustrato hidropónico que no está ocupado por partículas orgánicas o minerales, más bien el que está ocupado por agua y aire, denominado también como capacidad de retención de agua y capacidad de aire, respectivamente. Este se obtiene a partir de los valores de densidad real y aparente. Su valor óptimo debe ser mayor del 85% (Cruz *et al.*, 2012; Pastor, 1999).

Existen poros capilares o microporos (menos de 30 μm) que son los que retienen el agua. También, se encuentran los poros no capilares o macroporos (mayor de 30 μm) los cuales se vacían después de que el sustrato se ha drenado permitiendo la aireación. En los macroporos queda una fina película de agua alrededor de las partículas del sustrato la cual disminuirá su grosor a medida que se seca el medio (Abad *et al.*, 2004).

3.3.3.3.2. Capacidad de aireación de los sustratos hidropónicos

Es el intercambio de gases entre la atmosfera del suelo y el aire de la troposfera. En el suelo es un proceso vital para las raíces de las plantas y los microorganismos que habitan en él, los cuales, al producir dióxido de carbono (CO₂) requieren la renovación del aire (Narro, 1994).

Se trata del volumen del sustrato que contiene aire después de haber sido saturado con agua y drenado. El valor óptimo es de 20-30% y se encargara de suministrar oxígeno a las raíces de la planta. Es importante conocer el valor ya que no todos los cultivos tienen el mismo requerimiento de aireación. Esta variable depende del tamaño de la partícula, la naturaleza del material, y por el tamaño del recipiente.

Esta variable tiene influencia sobre el desarrollo radical: en suelos bien aireados los sistemas radicales son largos, profundos, fibrosos y bien ramificados, en caso contrario, las raíces se desarrollan gruesas, son poco profundas, cortas y poco ramificadas. La falta de oxígeno y la acumulación de CO₂ alrededor de las raíces reducen su crecimiento. Aunado a esto, un incremento en la temperatura produce mayores requerimientos de oxígeno para el máximo desarrollo de las raíces. Además, cuando existe una mayor resistencia de penetración de las raíces en el medio, el requerimiento de oxígeno es mayor para propiciar la expansión y elongación radical (Narro, 1996).

3.3.3.3.3. Capacidad de retención de agua de los sustratos hidropónicos

Esta propiedad se refiere a la cantidad de agua que retiene el sustrato después de haber llevado a capacidad de campo al sustrato cuando ha sido colocado en el contendor. La capacidad de retención depende en mayor medida del tamaño de la partícula y de la naturaleza del material. Son los sustratos con partículas pequeñas, es decir, menores de 0.5 mm, las que retienen una mayor cantidad de agua. El valor óptimo para esta propiedad es del 20 a 30% de retención de agua (Cruz *et al.*, 2012; Pastor, 1999).

3.3.3.4. Densidad real de los sustratos hidropónicos

Se trata de la densidad de la fase sólida del suelo. Su valor se encuentra en un intervalo de 2.60 y 2.70 mg m^{-3} o una constante de 2.65 mg m^{-3} en la mayoría de los suelos cuando se estima la porosidad y las relaciones volumétricas de agua y aire. Se puede ver modificada por la cantidad de materia orgánica e inorgánica del suelo (León, 2007).

En suelos, esta variable permite diferenciar la evolución de los horizontes respecto a sus materiales litológicos. Además, permite conocer la movilidad del agua. Los suelos que presentan densidades reales bajas poseen altos contenidos en materia orgánica (Aguilera, 1989).

3.3.3.5. Densidad aparente de los sustratos hidropónicos

Es la densidad del suelo o sustrato seco en su conjunto; es decir, la fase sólida más la fase gaseosa. En los suelos bien estructurados su valor es de 1 gcm^{-3} y en suelos compactados es de 1.8 gcm^{-3} . Cuando el espacio poroso disminuye, el valor de la densidad aparente aumenta lo que puede resultar en un incremento en la conductividad térmica y una difícil penetración de las raíces en el suelo. También, es posible que esta variable disminuya su valor por diversas razones; por ejemplo, cuando la materia orgánica se reduce, cuando hay degradación estructural y cuando se aplica una fuerza externa que reduzca el espacio poroso, ocasionado principalmente por utilizar maquinaria pesada. (Jordan, 2006).

La determinación de esta variable es importante ya que con los resultados se es posible calcular los movimientos de humedad, los grados de formación de arcilla y la acumulación de carbonatos en los perfiles edáficos (Aguilera, 1989).

3.3.3.4. Propiedades químicas de los sustratos hidropónicos

Las características químicas están definidas por la composición elemental de los materiales; estas propiedades caracterizan la transferencia de materia entre el sustrato y la solución nutritiva. Los sustratos de origen orgánico contribuyen con estas propiedades

en mayor medida. La capacidad de intercambio catiónico, la conductividad eléctrica, el pH, la capacidad amortiguadora, entre otros, son los más destacados (Pastor, 1999; Cruz *et al.*, 2012).

3.3.3.4.1. Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Es una medida de la capacidad de retención de nutrientes que depende fundamentalmente del pH y de la composición de la materia orgánica y arcilla. Se define como la suma de cationes que pueden ser absorbidos por unidad de peso (o de volumen) del sustrato. Dichos iones quedan retenidos frente al efecto lixivante del agua y están disponibles para la planta. La CIC de los sustratos se ve influenciada por la frecuencia de riego dependiendo el tipo de sustratos del que se trate: en caso de que se utilice un sustrato inorgánico es recomendable aplicar la solución nutritiva frecuentemente (aspersión, goteo, nebulización, cambio de solución, etc.) ya que estos retienen cantidades reducidas de nutrientes y la planta los toma directamente de la solución nutritiva. En el caso contrario, los sustratos orgánicos constituyen un depósito de reserva de nutrientes y, por lo tanto, requieren una fertirrigación menos frecuente (Urretarazu, 2004).

Cuadro 2. Características y niveles óptimas de los sustratos hidropónicos orgánicos e inorgánicos (Urretarazu, 2004; FAO, 2013).

Propiedades físicas		Propiedades químicas	
	Nivel óptimo		Nivel óptimo
Retención de agua	20 a 30%	Capacidad de intercambio catiónico	10-30 (cmol(+) Kg ⁻¹ de suelo)
Elevada porosidad total	85 %	Baja salinidad (CE)	2mS cm ⁻¹
Baja densidad aparente	0.22 g/cm ³	pH	5.5 a 6.5
Estructura estable		Mínima velocidad de descomposición	*Sustratos orgánicos

Los niveles que se indican son los mínimos aceptables para asegurar un desarrollo óptimo de la planta. *La velocidad de descomposición hace referencia únicamente a los sustratos orgánicos.

3.3.3.4.2. Conductividad eléctrica (CE) de los sustratos hidropónicos

Se refiere a la concentración de sales solubles en la solución del sustrato, la cual suele ser muy elevada en los sustratos orgánicos. Algunos de los sustratos orgánicos como la fibra de coco, presentan una mayor concentración de estas sales en comparación con otros, por lo tanto, la acumulación es mayor debido a las sales provenientes de la solución nutritiva (Cruz *et al.*, 2012). En el caso de los sustratos inertes, la concentración de sales es casi nula. Valores mayores a 3.5 mScm^{-1} son consideración excesivamente elevados para una gran cantidad de cultivos (Baixauli y Aguilar, 2002).

3.3.3.4.3. pH de los sustratos de los sustratos hidropónicos

El desarrollo de la plantas es afectado por las condiciones de acidez o alcalinidad marcadas. El valor óptimo para el cultivo hidropónico en la disolución del sustrato se encuentra entre 5.5 y 6.5, que es el rango en el que se encuentran disponibles la mayoría de los nutrientes (Baixauli y Aguilar, 2002). El pH influye en la asimilación de nutrientes por parte de la planta. Entre más ácido sea el medio de cultivo, los elementos son más móviles, por ejemplo el hierro, manganeso, zinc, cobre, etc. Sin embargo, cuando el pH es menor de 5 de producen deficiencias nutrimentales especialmente de nitrógeno, potasio, calcio, magnesio, boro, zinc, cobre y en ocasiones algunos elementos se pueden encontrar en cantidades tóxicas, siendo responsable de un desarrollo pobre de las plantas. De igual manera, un pH muy elevado puede ocasionar deficiencias nutrimentales (León, 2007).

3.3.3.4.4. Capacidad amortiguadora de los sustratos hidropónicos

Esta propiedad depende de la naturaleza del sustrato (orgánico o inorgánico). En general, los materiales orgánicos con unan CIC elevada, presentan una mayor capacidad de amortiguamiento ante los cambios de pH (Pastor, 1999).

3.3.4. Propiedades de la agrolita

Es un material silíceo de origen volcánico el cual se expande a altas temperaturas y da lugar a un material granulado de muy baja densidad aparente, biológicamente estéril y apto para ser utilizado en el cultivo de hortalizas por medio de la técnica hidropónica (Figura 5) (Moreno, 2004).

3.3.4.1. Características físicas de la agrolita

La mayoría de sus características están ligadas a la granulometría que presenta el material excepto el valor de la densidad real, el cual oscila entre 2.4 y 2.6 g cm⁻³ que está muy próximo al de la mayoría de los minerales conocidos. La densidad aparente varía entre valores de 0.03 y 0.16 g cm⁻³ (Cuadro 3). El espacio poroso está ligado al valor de la densidad real y su valor es del 95% referido a relaciones volumétricas. Existen diferentes tamaños de partícula, los cuales influyen en la retención de humedad: la capacidad de retención de agua es de 24.6% (Moreno, 2004; Baixauli y Aguilar, 2002).



Figura 5. Partículas de Agrolita.

3.3.4.2. Características químicas de la agrolita

Se considera a este material como un sustrato químicamente inerte que no se descompone ni biológica ni químicamente (Cuadro 3). Posee un pH neutro o ligeramente alcalino (6.5-7.5) el cual puede modificarse con facilidad al no poseer capacidad amortiguadora. Su salinidad es muy baja igual que la CIC (1.5-2.5 cmol (+) Kg⁻¹ de suelo) (Baixauli y Aguilar, 2002).

Pertenece al grupo Illitas de las arcillas no expansibles. Las láminas de las micas se encuentran unidas por iones de K deshidratados el cual, por su tamaño, se ajusta a los huecos hexagonales que antes fueron ocupados por los iones de oxígeno basales de dos láminas contiguas. El agua no penetra entre las láminas y por lo tanto su capacidad de expandirse y contraerse cuando se humedecen y se secan es baja. Además, el K no es intercambiable por cationes presentes en la solución que rodea a las partículas (Figura 6) (Molina *et al.*, 2012).

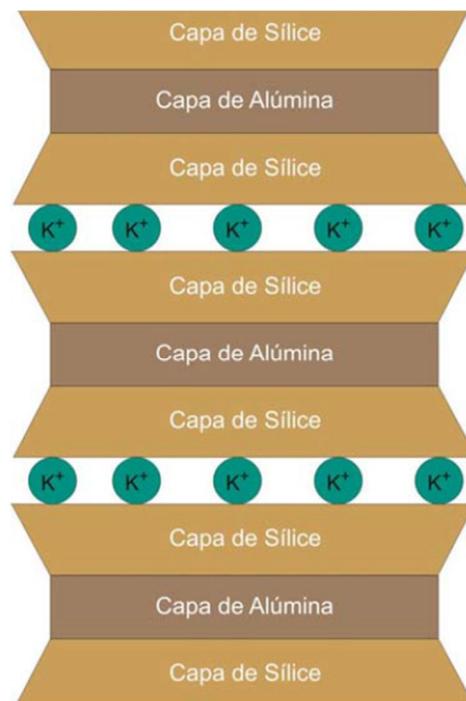


Figura 6. Estructura coloidal de la Illita. (Molina *et al.*, 2012)

3.3.5. Propiedades de la vermiculita

La vermiculita es un material de origen mineral, de estructura laminar que pertenece a la familia de la mica y está compuesto silicatos de aluminio, magnesio y hierro. A temperaturas mayores de 700°C el mineral se expande incrementando su volumen de 15 a 20 veces la cual se conoce como vermiculita expandida. Las paredes del material se encuentran recubiertas de láminas brillantes que forman una pantalla reflejando la energía calórica convirtiéndolo en un material aislante para las altas temperaturas (Figura 7).



Figura 7. Vermiculita de partículas medianas (mayores de 5 mm).

3.3.5.1. Características físicas de la vermiculita

La densidad aparente varía dependiendo del tamaño de las partículas del material. Se considera que posee una densidad baja: se encuentra en un intervalo de 0.11 a 0.16 g cm⁻³, característica que lo hace deseable sobre todo para los cultivos en macetas. La capacidad de retención de agua es alta por el área superficial de cada partícula. Además, el tamaño de los poros le proporciona una buena aireación y drenaje al sustrato (Cuadro 3).

3.3.5.2. Características químicas de la vermiculita

La CIC que se reporta para este sustrato se encuentra en un intervalo de 100 a 150 cmol (+) Kg⁻¹ de suelo (Cuadro 3). Los minerales que se encuentran con predominancia son el potasio, magnesio y calcio y otro más, reportan al hierro como mineral liberado; sin embargo, estos no llenan los requerimientos nutricionales del cultivo (Ortega, 1978).

La vermiculita pertenece a las arcillas expansibles. En estas, la unión entre las láminas es más débil que en las micas y se producen por iones de Ca y Mg generalmente. Estas arcillas se forman por alteración de las micas en medios ácidos, siendo una explicación de la disminución de carga de las láminas es por la hidroxilación de los oxígenos tetraédricos basales. Es esta estructura cuando las láminas se abren entra el agua, desplazando al K interlaminar, el cual es reemplazado por cationes compensadores hidratados que son intercambiables con cationes presentes en la solución que rodea a las partículas. Debido a que las láminas participan en los procesos coloidales la superficie

específica y la actividad coloidal son muy grandes. Al penetrar el agua entre las láminas le brinda al sustrato una alta expansibilidad (Figura 8) (Molina *et al.*, 2012).

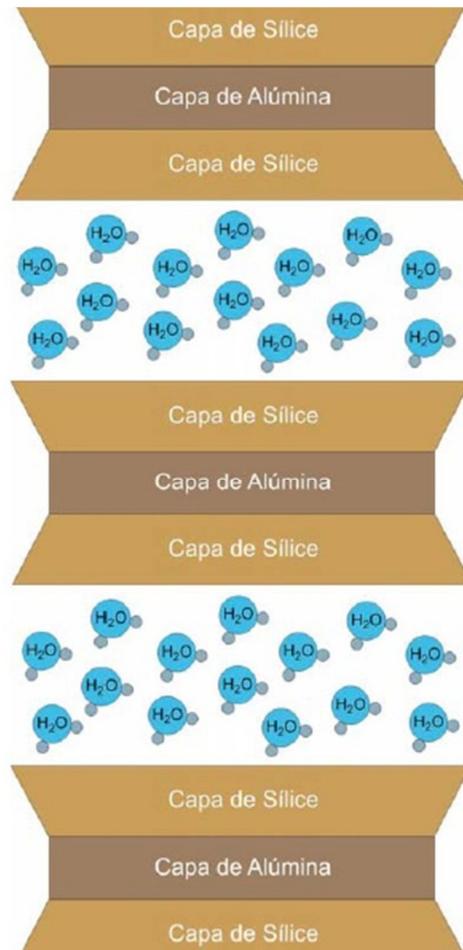


Figura 8. Composición coloidal de la vermiculita (Molina *et al.*, 2012).

3.3.6. Propiedades de la fibra de coco

Es un sistema de cultivo en contenedor donde se utilizan los residuos de la fibra de coco como medio de cultivo. Con este sistema se puede ahorrar hasta el 50 % de agua en un sistema de recirculación durante los primeros meses de cultivo. Además mantiene las ventajas intrínsecas del sistema incorporando una ventaja medioambiental de ahorro de agua y de la no contaminación por residuos de abonos minerales (Figura 9) (Petit y Villegas, 2004).



Figura 9. Fibra de coco.

3.3.6.1. Características físicas de la fibra de coco

El residuo de la fibra de coco es un sustrato muy ligero, con baja densidad aparente de 0.072 g cm^{-3} . Esto representa una ventaja para su manipulación y transporte. La densidad real es de 1.49 g cm^{-3} y la capacidad de retención de agua es de $75.30 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ de materia seca (Cuadro 3). En cuanto al valor del espacio poroso total es de 95.20% (Petit y Villegas, 2004).

3.3.6.2. Características químicas de la fibra de coco

La fibra de coco posee una capacidad de intercambio cationico de $98 \text{ me } 100 \text{ g}^{-1}$, se considera un nivel alto ya que el valor óptimo se encuentra entre $20 \text{ me } 100 \text{ g}^{-1}$. El pH se sitúa alrededor de 5.5 siendo un valor aceptable para la mayoría de los cultivos. En cuanto a la CE se encuentra en un valor de $0.7 \text{ y } 1.5 \text{ mS m}^{-1}$ (Cuadro 3). Posee niveles altos de Na y K. El primero puede ser removido fácilmente por medio de irrigación. Los niveles altos de K pueden aportar más beneficios al desarrollo del cultivo (Petit y Villegas, 2004).

La fibra de coco está compuesta principalmente por celulosa (27%), hemicelulosa (47%) y lignina (31%) (Waifielate y Oluseum, 2008).

La celulosa (polisacárido más abundante de la naturaleza) es un largo polímero de glucosa que se ensamblan para formar microfibrillas estabilizadas por enlaces de

hidrógeno, las cuales pueden organizarse en regiones donde los grupos hidroxilos (-OH) de los azúcares poseen un arreglo simétrico que le brinda resistencia a la tensión (Figura 12), y, por otra parte, en arreglos con regiones menos ordenadas que se conforman con residuos de polisacáridos y moléculas de agua ubicadas en el exterior del eje de simetría de las microfibrillas (García y Peña, 1995). El arreglo de la celulosa está establecido por diferentes tipos de estructuras: uno de ellos consta de cuatro residuos de glucosa, en dirección de la cadena principal con unidades de celobiosa (disacárido); y el segundo tipo dos tiene cadenas antiparalelas con puentes de hidrógeno internos y externos. El grado de polimerización es más alto en la pared secundaria que en la primaria y la celulosa tiene una mayor organización (cristalinidad) proporcionando estabilidad a la microfibrilla, en contraste con las microfibrillas de la pared primaria que son más delgadas y además no se tiene certeza de la organización (paralela o antiparalela) de las glucanas. Tal organización convierte a la celulosa en el polisacárido más resistente tanto a la hidrólisis química como a la enzimática (García y Peña, 1995).

Los grupos hidroxilos y los iones de oxígeno crean una condición de desbalance iónico en la superficie de las moléculas de celulosa quedando susceptibles de intercambio iónico con los cationes de la solución (Figura 10).

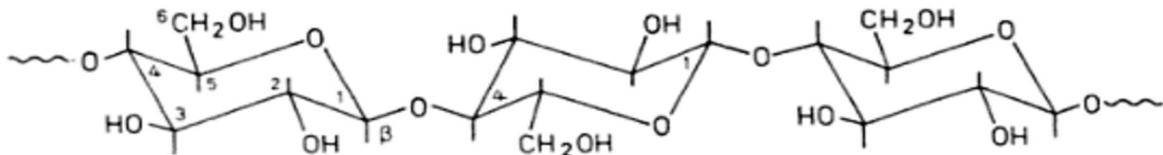


Figura 10. Estructura molecular de la celulosa (De la Macorra, 2004).

Por otra parte, la hemicelulosa (grupo heterogéneo de polisacáridos) está constituida por diferentes grupos de azúcares tales como la xilosa, glucosa, galactosa, arabinosa, fucosa y ácido 4-O-metilglucurónico las cuales están divididas en tres grupos: **xilanas** que incluyen a las arabinoxilanas y a las xiloglucanas, **mananas** que comprenden a las glucomananas y glucoromananas y **galactanas** donde se encuentran las galactomananas y arabinogalactanas tipo II (Figura 11) (García y Peña, 1995).

Las xilanas están localizadas en la pared secundaria y la componen mucilagos neutros (galacománanas, glucománanas y arabinoxilanas) y mucilagos con residuos de ácido galacturónico (glucoromananas) o ácido-4-O-metilglucurónico. En cuanto a las mananas,

su hidrolisis produce D-manosa, D-glucosa y D-galactosa mientras que las galactanas se constituyen por las arabinogalactanas constituida por unidades de galactosa unidas por enlaces glucósidos en posición β 1-3 (García y Peña, 1995).

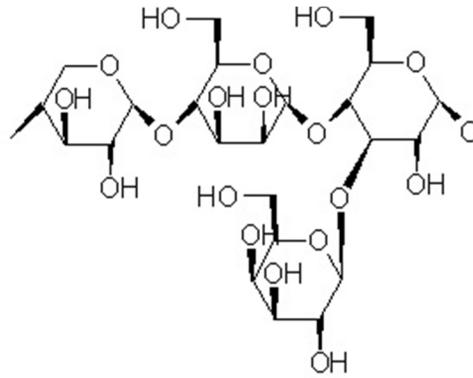


Figura 11. Estructura química de la hemicelulosa formada por moléculas de xilosa, glucosa y galactosa (De la Macorra, 2004).

La composición química de la lignina consiste de cumaril, guaiacil y siringil que derivan de los monolignoles, los alcoholes p-cumarico (4-hidroxicinamílico), coniferílico (4-hidroxí-3-metoxicinamílico) y sinapílico (4-hidroxí-3,5-dimetoxicinamílico) (Prinsen, 2010).

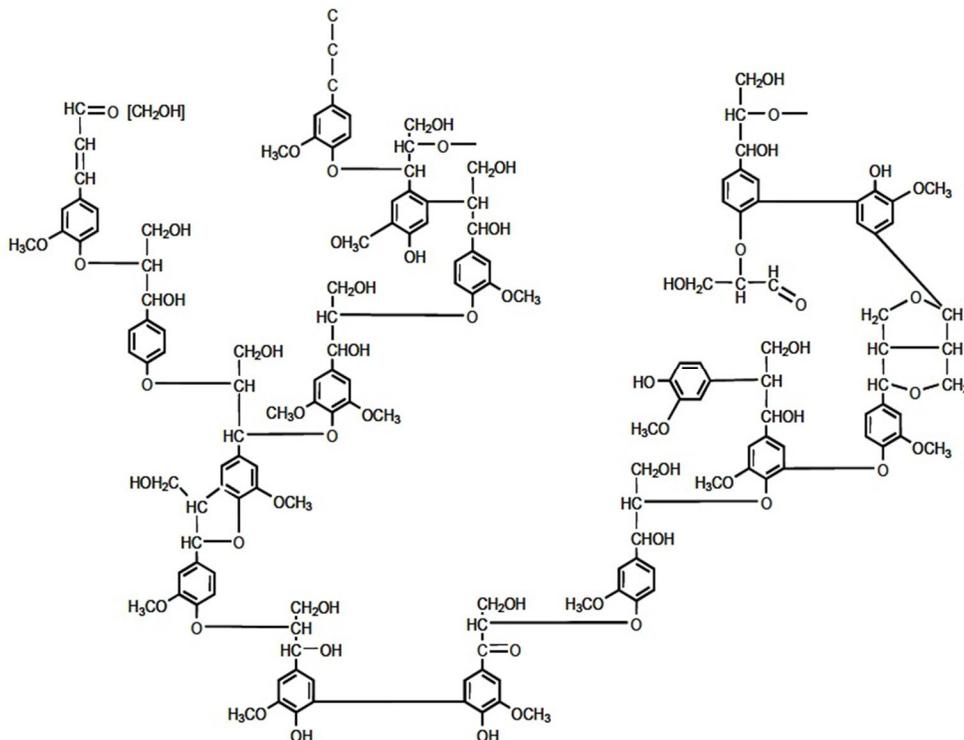


Figura 12. Estructura química de la lignina (De la Macorra, 2004).

La lignina presenta una estructura aromática y consta de subunidades de fenil-propano unidas mediante enlaces carbono-carbono o éter que forman una estructura compleja. La degradación de la lignina produce gran variedad de fenoles, ácidos aromáticos y alcoholes aromáticos, los intermediarios fenólicos pueden dar origen a compuestos húmicos, aunque debido al tamaño de la molécula no es posible la degradación intracelularmente o por hidrólisis debido a los enlaces covalentes que presenta (aril-éter, aril-aril y carbono-carbono) (Castillo *et al.*, 2005).

Parte del carbono de la lignina existe en la forma de anillos bencénicos aromáticos de seis miembros conectados entre ellos en medio de cadenas de átomos de carbono y oxígeno. La oxidación parcial de la lignina genera cadenas poliméricas que contiene grupos ácidos carboxílicos –COOH (Baird, 2001). También se encuentran grupos hidroxilo e iones de oxígeno que son susceptibles al intercambio iónico con el medio para la nutrición del vegetal (Figura 12).

Cuadro 3. Características fisicoquímicas reportadas en la literatura de tres sustratos hidropónicos (Urretarazu, 2004; FAO, 2013; Ortiz y Ortiz, 1980).

Sustrato	Densidad aparente	CIC (cmol(+) Kg ⁻¹)	pH	Conductividad eléctrica
Agrolita	0.16 g cm ⁻³	1,5-2,5	6.5-7.5	
Vermiculita	0.16 g cm ⁻³	100-150		
Fibra de coco	0.072 g cm ⁻³	98	5.5	0.7-1.5 mS m ⁻¹

Se indican los valores de algunos de los aspectos físicos y químicos de los materiales que se mencionan en algunos textos.

3.4. Raíces

3.4.1. Generalidades

Las raíces están constituidas por la epidermis, corteza, sistema vascular y el meristemo radical. La epidermis está caracterizada por formar proyecciones, conocidas como pelos radicales cuya densidad varía de 200 a 9000 pelos por metro cuadrado de suelo; sin embargo, en los cultivos hidropónicos no se ha reportado desarrollo alguno. La corteza es el mayor tejido por volumen, el cual, presenta numerosos espacios entre ella variando su grosor de quince a cinco células en raíces primarias a terciarias. La endodermis rodea al cilindro vascular, el cual se caracteriza por las bandas de Caspary que controlan el movimiento de iones y agua entre la corteza y la estela, proceso atribuido a la suberina constituyente de dichas bandas. Cuando la endodermis se engrosa, los depósitos secundarios de suberina, y terciarios de celulosa (también constituyentes de las bandas), finalizan su función y se convierten únicamente en conductos. La pared celular de las todas las plantas es similar, están formadas por grupos de cadenas de glucosa que constituyen fibrillas y microfibrillas que se entrelazan en la pared primaria y se arreglan paralelamente en la pared secundaria (León, 2007).

3.4.2. Raíces primarias y secundarias

La raíz primaria es la base del sistema radical, sin embargo, las raíces laterales son las que penetran en el suelo y además representan una importante inversión en la biomasa vegetal. Estas adquieren importancia debido a que incrementan el área superficial de absorción, siendo su función principal la extracción de agua y de nutrientes del medio en el que se desarrollen (Zhang y Hasenstein, 1999).

La formación de raíces laterales involucra la iniciación de nuevas áreas meristemáticas en diferentes tejidos de la raíz primaria y posteriormente en la maduración estructural. Los reguladores del crecimiento de las plantas tienen un papel importante en la formación de las raíces laterales. Los estudios que se han realizado indican que las citocininas, dependiendo la concentración, tienen un rol doble en su formación. Las bajas concentraciones en comparación con la concentración de la auxina estimulan la

producción de las raíces laterales, de manera contraria altas concentraciones de citocinina son inhibitorias de la formación de raíces laterales (Maclsaac *et al.*, 1989).

La distribución y la frecuencia de la ramificación de las raíces determinan la forma y el tamaño del sistema radicular, pero además, las raíces laterales pueden funcionar como una fuente de hormonas que influyen en la naturaleza del vástago y de la raíz (Zhang y Hasenstein, 1999).

Un factor determinante en la distribución de las raíces es la disponibilidad de nutrimentos para la planta: cuando las raíces se encuentran en zonas ricas en nutrimentos proliferan más rápidamente por que mejoran sus capacidades fisiológicas de toma de iones en comparación a las que se encuentran fuera de ellas. Sin embargo, en condiciones de campo, la distribución depende de la heterogeneidad del medio (Hodge, 2003).

Benjamin y Nielsen (2005) resaltan la importancia del estudio de los sistemas radicales respecto a su distribución diferencial resaltando la responsividad de los sistemas radicales bajo condiciones de estrés la cual se modifica en función de la profundidad y a la disponibilidad de agua (menor en la superficie y mayor en capas profundas).

3.4.3. Absorción de nutrimentos

León (2007), acerca de la absorción radical de elementos nutricios indica que:

a) La absorción de nutrimentos por las raíces hacia el xilema se da por el movimiento de los aniones contra el gradiente del potencial electroquímico, sin embargo, el flujo polar de los iones está impulsado por el transporte activo de aniones seguido por los cationes para mantener el balance iónico.

b) La distribución de los cationes determina su absorción en las plantas. Debido a que es heterogéneo, el plomo, níquel, cobre, zinc, hierro, manganeso, cromo y vanadio son retenidos por las raíces, mientras que el potasio y calcio son transportados a la parte aérea de la planta.

c) La absorción de ésta está energizada por el ATP (Adenosin trifosfato) que aporta H^+ creando un gradiente de absorción, principalmente para los cationes monovalentes. Existen diferentes formas de transporte específico para los iones: el primero para las concentraciones bajas (0.5 mM) y de alta afinidad que se localiza en el plasma de la membrana y el segundo para las concentraciones altas (mayor de 5 mM) y de baja afinidad que aún no se ha determinado su ubicación

d) Un papel determinante en la absorción de cationes es el de la transpiración; por ejemplo, en condiciones normales la plantas prefieren el potasio sobre el sodio, sin embargo, al incrementarse la transpiración, la relación sodio-potasio disminuye en la parte aérea pero no en zona radical debido a que el sodio favorece su transporte a la parte aérea de la planta. En el xilema, la concentración de un ion particular indica la operación de transporte de agua e iones a través de la raíz, donde la corriente creada por la transpiración aporta a las hojas de la planta los iones seleccionados.

3.4.4. Estudios realizados sobre desarrollo de raíces de lechuga

Las raíces de lechuga pueden modificar su grado de ramificación bajo la influencia de factores externos tales como reguladores del crecimiento. Auxinas como ácidos naftalen acético, indolbutírico e indolacético en condición tanto in vitro como in vivo aumentan su biomasa radical y grado de ramificación en contraste con la aplicación exógena de estos (Maclsaac *et al.*, 2006; Zhang y Hasenstein, 1999).

Las raíz principal puede llegar a medir hasta 1.80 metros lo cual le confiere resistencia a la sequía, sin embargo, se reporta que las raíces principales de absorción se encuentran a una profundidad de 5 a 30 cm (Alvarado *et al.*, 2001).

Se han realizado diversas investigaciones acerca de la distribución de las raíces enfocados principalmente a los cultivos tradicionales. Entre ellos, se han medido los efectos de diversos gradientes de humedad en diferentes profundidades (0-20 cm y 20-81 cm) para *Lactuca sativa L.* (cultivada) y *Lactuca serriola L.* (silvestre) determinando que, para la segunda, a una mayor profundidad se desarrolla el doble de biomasa de raíces respecto a zonas más superficiales, enfatizando para *L. serriola*, su alta capacidad de extracción de agua de zonas profundas (Gallardo *et al.*, 1996).

4. Objetivos

4.1. Objetivo general

- Evaluar el efecto de la vermiculita, la agrolita, la fibra de coco y el sistema de cultivo hidropónico denominado “Floating”, sobre la producción de raíces y rendimiento de lechuga Romana (*Lactuca sativa L.*).

4.2. Objetivos particulares

- Medir la densidad real, la densidad aparente la Capacidad de intercambio catiónico, el pH y la conductividad eléctrica en la fibra de coco, vermiculita y agrolita.
- Cuantificar la producción de raíces secundarias.
- Registrar la tasa de crecimiento foliar, y la producción de biomasa fresca y biomasa seca.
- Registrar la producción en fresco y volumen de raíces.
- Al finalizar del ensayo, registrar el contenido de iones en raíces y hojas.

5. Hipótesis

- Las características físicas y químicas del sustrato influyen en el crecimiento y la densidad de raíces secundarias.
- Los cambios de humedad de los sustratos en función de la capacidad retentiva de agua, afecta la densidad de raíces secundarias.
- A mayor capacidad de Intercambio catiónico, sin importar las características físicas del sustrato, existe una mayor ramificación de raíces secundarias.
- Una mayor CIC (sustratos) y/o biodisponibilidad de nutrientes (sistema floating) resultará en una mayor accesibilidad de los nutrientes lo cual se verá reflejado en la concentración de nutrientes en hojas y raíces y, por ende, en una mayor productividad.

6. Materiales y métodos

El estudio se llevó a cabo en el invernadero de la Unidad de Morfología y Función de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. La nomenclatura correspondiente a los tres sustratos experimentales será la siguiente: fibra de coco, vermiculita, agrolita y el sistema “floating”.

6.1. Diseño experimental

La distribución de las UE (la cual consistió de una bolsa de 15 x 20 cm con una lechuga y el sustrato correspondiente) fue con un diseño completamente al azar. Se tomó como factor el sustrato con 4 niveles (agrolita, vermiculita, fibra de coco y floating) con ocho repeticiones en cada tratamiento y a los resultados se les aplicó un análisis de varianza y comparación de medias por LSD con una $\alpha \leq 0.05$ y también, se obtuvo el coeficiente de correlación de Pearson. El trabajo experimental se dividió en dos fases: la primera se realizó seis semanas después de la siembra y la segunda, doce semanas después de la siembra

6.2. Análisis fisicoquímicos de los sustratos

Previo al inicio del cultivo de lechuga se realizaron análisis para determinar las características físicas y químicas de los sustratos experimentales en la Unidad de Biotecnología y Prototipos (UBIPRO) en el laboratorio de Edafología. Las metodologías fueron tomadas del Manual de Métodos de Análisis de Suelos (Muñoz, *et al.*, 2012) las cuales se vieron modificadas por las características de los sustratos, de tal manera que se pesó solamente 1 g de sustrato en lugar de 5 g como lo indica la técnica originalmente. Se aplicaron las mismas técnicas y se realizaron tres repeticiones de cada prueba para cada sustrato.

6.2.1. Características físicas de los sustratos

6.2.1.1. Densidad real (DR)

Para determinar esta característica se utilizó un matraz aforado de 25 mL, el cual fue calentado en un horno a 100°C durante 20 minutos. Se registró el peso del matraz vacío y se llenó con agua destilada y hervida hasta el aforo. Se pesó nuevamente y se registró el dato. Después se desalojó la mitad del agua y se le agregó 1 g de sustrato al matraz. Se agitó durante 30 minutos para expulsar el aire y posteriormente se dejó reposar 15 minutos la solución. El matraz se llenó nuevamente hasta el aforo con agua destilada y por último se registró el peso con la mezcla de sustrato y agua.

Se sustituyeron los resultados en la siguiente fórmula:

$$\text{Densidad real } \left(\frac{\text{g}}{\text{cm}^3} \text{ o } \text{Mg m}^{-3} \right) = \frac{S}{(S + A) - (M)}$$

Dónde: S= peso del sustrato

A= peso del agua sin matraz

M= peso de la mezcla del suelo + agua hasta el aforo (restando el peso del matraz vacío)

6.2.1.2. Densidad aparente (DA)

Se calculó por medio del método volumétrico. Se registró el peso de una probeta de 10 mL vacía. Después se le agregó el sustrato hasta completar los 10 mL y se golpeó ligeramente cinco veces sobre una franela. Se agregó más sustrato hasta completar los 10 mL nuevamente y se golpeó nuevamente sobre la franela. Se registró el peso del sustrato y se le restó el de la probeta vacía. Se sustituyeron los resultados en la siguiente fórmula:

$$\text{Densidad aparente } \left(\frac{\text{g}}{\text{cm}^3} \text{ o } \text{Mg m}^{-3} \right) = \frac{\text{Peso del sustrato}}{\text{Volumen}}$$

6.2.1.3. Humedad de los sustratos

Para cada sustrato se ajustó la humedad aprovechable al 70 %. Se registró el peso de un vaso de unicel vacío. Considerando tres repeticiones para cada sustrato, se prepararon nueve vasos con orificios en la parte inferior que funcionaron como drenaje para el exceso de agua: se agregaron 33 g de vermiculita, 45 g de agrolita y 95 g de fibra de coco.

Se agregó agua y se aseguró que el sustrato quedara completamente humedecido. Después se dejó drenar durante 48 horas para asegurarse de que los materiales se encontraban en capacidad de campo (CC) y se registró el peso de todas las repeticiones. Al final, se restó el peso del vaso de unicel al peso del sustrato a capacidad e campo.

Con los datos arrojados se realizaron los cálculos sustituyendo los valores en las siguientes formulas:

$$\% \text{ de humedad: } \frac{\text{Peso CC} - \text{Peso SS}}{\text{Peso SS}} \times 100$$

$$\text{Agua: } \text{Peso CC} - \text{Peso SS}$$

$$\text{Punto de Marchitamiento Permanente (PMP): } \frac{\text{Peso del agua}}{1.84}$$

$$\text{Peso de la maceta a PMP (PM}_{\text{PMP}}\text{): } \text{PMP} + \text{Peso SS}$$

$$\text{Agua capilar (100%): } \text{Peso CC} - \text{PM}_{\text{PMP}} \text{ } \text{Peso CC} - \text{PM}_{\text{PMP}}$$

6.2.2. Características químicas de los sustratos

6.2.2.1. Medición de pH y conductividad eléctrica (CE)

Se pesaron 5 g de cada sustrato y se colocó en frascos de Gerber a los cuales se les agregaron 40 mL de agua destilada. Se agito y se dejó reposar durante 30 minutos. Se

utilizó un potenciómetro Conductronic pH10, digital pH meter ® el cual fue calibrado con dos soluciones buffer de pH 4 y otra con un pH 7.

Para la medición de la CE se utilizó la un conductímetro HANNA el cual se calibro con una solución de KCl 0.01 M.

6.2.2.2. Capacidad de intercambio catiónico total (CICT)

Se calculó por medio del método volumétrico del versenato. Se pesó 1 g del sustrato y se colocó en un embudo con papel filtro. Se le agregaron cinco veces, 10 mL cada vez, las siguientes soluciones en el mismo orden: cloruro de calcio, alcohol etílico y cloruro de sodio. Al filtrado que se obtuvo, se le agrego 10 mL de solución buffer pH 10 al cual, posteriormente, se le añadieron cinco gotas de cada una de las siguientes soluciones: cianuro de potasio, solución de clorhidrato de hidroxilamina y de solución indicadora de negro de eriocromo T. Finalmente se tituló con E.D.T.A. (versenato) hasta la coloración cambio de púrpura a azul.

Los datos obtenidos se sustituyeron en la siguiente ecuación:

$$C. I. C. T. (cmol(+)Kg^{-1}) = \frac{mL \text{ de E. D. T. A.} * N * F. C.}{gr \text{ de suelo}} * 100$$

Dónde: N= normalidad de E.D.T.A.

F. C.= Factor de corrección de E.D.T.A.

Para obtener el factor de corrección se requirieron dos blancos de una solución de cloruro de calcio 0.02 N y se aplicó la siguiente fórmula:

$$F. C. = \frac{10 \text{ (mL de cloruro de calcio)}}{\text{gasto promedio de E. D. T. A en los blancos}}$$

6.3. Germinación y trasplante

6.3.1. Cultivo de lechuga romana

Se germinaron semillas de Lechuga romana (*Lactuca sativa*) de la marca “Happy flower ®” en almácigos con peatmoss como medio de crecimiento. Se sembraron 200 semillas con el fin de elegir, posteriormente, las plántulas con mejores características visuales. Estas se colocaron en el invernadero de la UMF procurando evitar el exceso de humedad y la aparición de hongos.

Tres semanas después de la germinación, se detuvo el crecimiento de las plántulas, por lo que se procedió a cambiarlas de los almácigos a vaso de unicel con agrolita para mejorar las condiciones del desarrollo de la raíz. De este modo continuaron con un óptimo desarrollo.

Cuando las plántulas de lechuga alcanzaron de 10 a 12 cm de altura y cinco hojas después de la siembra, se procedió al trasplante en los sustratos experimentales.

El peso de cada maceta con sustrato se ajustó de acuerdo al volumen necesario para llenar tres cuartos de las mismas tomando en cuenta sus densidades; por lo tanto los pesos fueron de 500, 250 y 350 gramos de sustrato seco para la fibra de coco, vermiculita y la agrolita respectivamente.

Se realizaron los cálculos correspondientes y se ajustó la humedad aprovechable al 70%. La frecuencia de renovación de la solución nutritiva para los sustratos fue cada tercer día y el lavado de iones acumulados se llevó a cabo con agua corriente de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala cada dos semanas.

Para el tratamiento de floating las plantas se colocaron en una palca de unicel con orificios la cual se puso dentro de recipientes con una capacidad 15 litros de solución nutritiva, que fue cambiada cada dos semanas.

Debido a que la agrolita, en función de las características reportadas presenta un drenaje y evaporación muy rápidos, las macetas se colocaron en un cajón de plástico para evitar la pérdida excesiva de la solución nutritiva.

6.3.2. Riego con solución nutritiva Steiner

El cultivo se regó con solución nutritiva Steiner, modificada por Vázquez Rodríguez (2002) tres veces por semana (Cuadro 4). Se preparó con agua corriente de las tomas de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala cuyo análisis de dureza se realizó para efectos referenciales respecto a la preparación de la solución nutritiva principalmente por sus altos contenidos en Ca (65.5 mg/L) y Mg (84.5 mg/L) según datos obtenidos en un estudio realizado en el año 2010.

Cuadro 4. Solución nutritiva Steiner modificada por Vázquez Rodríguez (2002).

Compuesto		Elemento requerido	ppm	Gramos para preparar 1L
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	N	200	1.171
Ácido fosfórico	H ₃ PO ₄	P	60	0.189
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	K	300	1.337
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂	Ca	300	1.23
Sulfato de magnesio	MgSO ₄	Mg	60	0.297
Sulfato de hierro	FeSO ₄	Fe	4	0.0108
Sulfato de manganeso	MnSO ₄	Mn	0.7	0.0192
Ácido bórico	H ₃ BO ₃	B	0.5	0.00286
Sulfato de cobre	Cu ₂ CO ₄	Cu	0.1	0.000175
Sulfato de zinc	ZnSO ₄	Zn	0.1	0.000246
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	S	200	0

Solución nutritiva que se utilizó durante el desarrollo del cultivo de lechugas la cual se ajustará de según las sales (Ca y Mg) que contenga el agua utilizada para su preparación.

Tomando como base la solución anterior, se prepararon soluciones madre (Anexo 1) con el fin de evitar la precipitación de las sales, además de optimizar el manejo de la solución nutritiva debido a las cantidades pequeñas que se requirieron para el cultivo.

Se prepararon tres soluciones concentradas (Cuadro 5): “A” en la cual se mezcló Nitrato de Calcio ($\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$), Sulfato de Potasio (K_2SO_4) y Ácido Fosfórico (H_3PO_4); “B” que fue preparada con sales de Sulfato de Magnesio (MgSO_4) y Sulfato de Hierro (FeSO_4) y; la de “micronutrientes” donde se mezclaron sales de Sulfato de Manganeso (MnSO_4), Ácido Bórico (H_3BO_3), Sulfato de Cobre (CuSO_4), Sulfato de Zinc (ZnSO_4). Las sales se mezclaron en el mismo orden en el que se mencionan.

Cuadro 5. Preparación de las soluciones concentradas a partir de la formulada por Steiner.

SOLUCION CONCENTRADA “A”		
PREPARACIÓN DE 1 L		
Nitrato de calcio	254 g	
Sulfato de potasio	267 g	Se disuelven 5 mL en 1 L
Ácido fosfórico	25.95	
SOLUCIÓN CONCENTRADA “B”		
PREPARACIÓN DE 1 L		
Sulfato de magnesio	139.84 g	Se disuelven 2 mL en 1 L
Sulfato de hierro	139.84 g	
SOLUCIÓN CONCENTRADA DE MICRONUTIENTES		
PREPARACION DE 1L		
Sulfato de Manganeso	19.2 g	
Ácido bórico	2.67 g	Se disuelve 1 mL en 1L
Sulfato de cobre	0.167 g	
Sulfato de zinc	0.264 g	

Se muestran las cantidades de las sales que se deben agregar a 1 L de agua de la cual se debe tomar una alícuota (dependiendo de la solución concentrada) para preparar una cantidad determinada de solución nutritiva.

6.4. Variables de respuesta

La fase experimental se dividió en dos etapas (seis y doce semanas después de la siembra) y en cada una se tomaran ocho repeticiones de cada tratamiento para realizar

las siguientes pruebas con el fin de determinar la eficiencia de producción de cada sustrato:

6.4.1. Tasa de crecimiento

Cada dos días, se tomaron medidas para obtener la tasa de crecimiento midiendo el largo y ancho de la quinta hoja más exterior debido a la facilidad de manejo. Se utilizó una calibrador electrónico digital de la marca Scala® con 150 mm de capacidad y ± 0.02 mm de precisión.

6.4.2. Peso fresco y seco foliar y radical

Al finalizar cada fase se registró la producción de peso fresco y seco de hojas separando la parte aérea de la parte radical. Se utilizó una balanza granataria de tres barras de la marca Oahus® con una capacidad de 610 g y una precisión de 0.1 g. Posteriormente se colocó en un horno a 70° C durante 72 h.

6.4.3. Producción de área foliar

Al concluir cada fase experimental se midió el área foliar con un integrador de área foliar de la marca LI-COR®, modelo LI-3000A.

6.4.4. Área radical

Se tomaron fotografías de las raíces al momento de extraer la planta del sustrato. Estas imágenes se procesaron con el programa ImageJ® para el cálculo del área radical.

6.4.5. Volumen de raíces

Se registró el volumen de la raíces por desplazamiento de agua en una probeta.

6.5. Análisis de crecimiento

A efecto de determinar cambios de proporcionalidad en los valores absolutos en algunas de las variables previamente indicadas con los datos obtenidos se calcularon las variables siguientes

6.5.1. Relación vástago-raíz:

$$VR = \frac{V}{R}$$

Dónde: V= vástago (peso seco de hojas)

R= raíz (peso seco de raíz)

6.5.2. Índice de cosecha:

$$IC = \frac{\text{Rendimiento económico}}{\text{Rendimiento biológico}}$$

IC: Índice de cosecha

Rendimiento económico: Se refiere al peso fresco de hojas

Rendimiento biológico: Es el peso seco total del producto (hojas y raíces)

6.5.3. Área foliar específica:

$$AFE = \frac{AF}{PFH}$$

Dónde: AF= Área foliar

PFH= Peso fresco de hojas

6.5.4. Razón de área foliar:

$$RAF = \frac{AFT \text{ dm}^2}{PST \text{ g}}$$

Dónde: AFT= Área foliar total

PST= Peso seco total

6.5.5. Tasa de crecimiento foliar

El incremento en el tiempo (tasa) del área foliar se determinó mediante la relación siguiente:

$${}_{1-2}T = \frac{\log P_2 * \log P_1}{T_2 - T_1}$$

Dónde: T = Tasa del área foliar

P₂= Peso en la semana 24

P₁= Peso en la semana 12

T₂= Tiempo 2

T₁= Tiempo 1

6.6. Determinación de iones en el tejido vegetal

Para determinar si la CIC influencia la capacidad de absorción de nutrimentos se compararon los contenidos de fósforo (P), potasio (K), magnesio (Mg), hierro (Fe) y calcio (Ca) en las hojas y raíces de las lechugas de todos los tratamientos.

Se secaron las hojas y raíces (cuatro repeticiones por tratamiento) en un horno a 50°C durante 3 días las cuales, posteriormente, se sometieron, por separado, a una digestión húmeda utilizando una mezcla de ácido sulfúrico y ácido perclórico (en una proporción 2:1) a la cual posteriormente se le agrego peróxido de hidrógeno y se colocó en una parrilla caliente hasta que la materia orgánica se desintegro completamente (cuando la muestra se volvió completamente translúcida).

La medición de iones entre tratamientos consistió de fósforo, potasio, magnesio, hierro y calcio la cual, se llevó a cabo en el laboratorio de edafología del Colegio de postgraduados (Chapingo) por medio de un espectrofotómetro de emisión atómica de plasma por inducción acoplada ICP-AES (Varian).

7. Resultados y discusión

7.1. pH

Los resultados mostraron que el pH se encontró dentro del valor óptimo (5.7) para fibra de coco y vermiculita, excepto para la agrolita que presentó un pH de 7.5, valor que se encuentra alejado del intervalo recomendado para el desarrollo de la lechuga (5.5-6.5) (Cuadro 6). Esta condición afecta la disponibilidad de nutrimentos para la planta, debido a que se favorece la precipitación de los nutrimentos lo que imposibilita la absorción de estos (Ortiz y Ortiz, 1980). Se ha reportado que la mayoría de los cultivos de lechuga se desarrollan de manera óptima en medios ligeramente ácidos, que van de un intervalo de pH de 5.5 a 6.8, sin embargo, se dice que su crecimiento se logra de manera más eficaz en medios con pH de 5.0 por lo que los valores localizados fuera de este intervalo podrían impedir el desarrollo óptimo de la hortaliza (Alvarado *et al.*, 2001; Guzmán, 2010).

7.2. Conductividad eléctrica

Este valor se encontró por encima del umbral de tolerancia de la lechuga, el cual es de 1.3 mS m^{-1} (cuadro 6). Los valores que sobrepasan el límite indicado afectan tasa de crecimiento ya que se ve disminuido el tamaño de los tallos, el tamaño de las hojas y el número de hojas reduciendo de esta manera la productividad de la planta debido que se generan diferentes desordenes tales como el déficit hídrico, disminución de la conductancia estomática, el desbalance nutricional e intoxicación por exceso de iones (Carranza *et al.*, 2009).

Se han realizado investigaciones en condiciones de campo e hidropónicas donde se han sometido cultivos de lechuga a diferentes niveles de salinidad. En el caso de un cultivo hidropónico, se ha variado la concentración de sales en la solución nutritiva y en condiciones de campo se han hecho crecer cultivos en suelos ligeramente salinos coincidiendo como resultado que, con una conductividad de 2.6 mS m^{-1} se ve afectada la producción de área foliar, la tasa de crecimiento, la tasa relativa de crecimiento, el índice de área foliar, la tasa de asimilación neta, la tasa de crecimiento del cultivo y el área foliar

específica demostrando la sensibilidad del cultivo a la salinidad (Andriolo et al., 2005; Carranza et al., 2009)

Sin embargo, en otros estudios se ha demostrado que el cultivar de la lechuga romana tolera niveles de salinidad muy elevados (10.5 mS m^{-1}) en comparación con el cultivar iceberg, donde la productividad del primer cultivo solo se redujo un 14% mientras que en el segundo cultivar la reducción fue de un 40% (Pasternak et al., 1986).

Cuadro 6. Caracterización fisicoquímica de los sustratos experimentales.

	pH	CE	DA (g/cm^3)	DR (g/cm^3)	CIC($\text{cmol}(+)\text{Kg}^{-1}$)	PM 70% de HA
Fibra de coco	5.53	2.4 mS m^{-1}	0.66 a	0.20 b	202.61 a	1109.08
Vermiculita	5.52	2.7 mS m^{-1}	0.37 a	0.48 a	109.09 b	1053.74
Agrolita	7.30	2.3 mS m^{-1}	0.186 a	0.46 a	19.19 c	1453.73

Significado de las abreviaturas: pH, Conductividad eléctrica (CE); Densidad aparente (DA); Densidad real (DR); Capacidad de Intercambio Catiónico (CIC); Peso de la maceta (PM). Promedio \pm Sd, n=3. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, α 0.05).

7.3. Densidad aparente

En cuanto a la densidad aparente, fibra de coco posee el valor más alto respecto al resto de los tratamientos (Cuadro 6). Esta variable repercute sobre el crecimiento de las plantas por que influye en la porosidad y resistencia del suelo sobre las raíces. Son muchos los factores que afectan a esta variable en suelos, que van desde la textura, el contenido de materia orgánica o el manejo que ha tenido, específicamente, en cuanto a la compactación. Un incremento en el valor de esta variable provoca un aumento en la resistencia mecánica y una disminución en la porosidad, limitando de esta manera, el crecimiento de las raíces (Ingaramo et al., 2003).

Sin embargo, Jordan (2006) reporta que, para suelos, la densidad aparente más apropiada es de 1 g/cm^3 , valor que se les asigna a los suelos bien estructurados. Y por lo

tanto, se puede decir que el valor que presenta la fibra de coco es el más cercano al óptimo aunque se encuentre por debajo del valor adecuado en comparación con un sistema tradicional. No obstante, Urreztarazu (2004) menciona que para los sustratos hidropónicos la densidad debe ser de 0.22 g/cm^3 siendo, en este caso, el tratamiento A el que posee el valor más óptimo para el desarrollo radical.

7.4. Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

La CIC presentó un gradiente de acuerdo a lo esperado según la literatura. La fibra de coco exhibió el valor más alto, inclusive al ya reportado ($98 \text{ cmol}(+) \text{ Kg}^{-1}$ de suelo) debido a su origen orgánico. Vermiculita obtuvo un valor dentro del intervalo adecuado ($100\text{-}150 \text{ cmol}(+) \text{ Kg}^{-1}$ de suelo) para el desarrollo de un cultivo a pesar del tamaño de sus partículas y agrolita presentó valores muy elevados respecto de los que se tiene registro (el cual no es mayor de $2.5 \text{ cmol}(+) \text{ Kg}^{-1}$ de suelo) (cuadro 3).

En estudios realizados sobre producción hidropónica utilizando como sustrato fibra de coco, bien sea en mezcla o limpia, se ha establecido como el mejor sustrato en comparación con otros de origen inorgánico e incluso con algunos de origen orgánico debido principalmente a su alta CIC (Baldomero, 2007; García, 2008; Muñoz, 2007)

El intercambio de iones depende de los minerales asociados a las superficies de los compuestos inorgánicos, a la materia orgánica y a las raíces, además de la composición de la solución nutritiva. Cuando las raíces se ponen en contacto con la superficie de las partículas de los sustratos, se da la absorción de los iones por medio de tres mecanismos: a) por interceptación radical, donde a medida que el sistema radical se desarrolla y explora entre las partículas, la solución nutritiva y las partículas con iones adsorbidos se exponen a la raíz, la cual absorbe iones por medio de un intercambio de contacto; b) por flujo masal, donde los nutrientes se transportan por medio de un movimiento convectivo como resultado del consumo transpiratorio, importante para la absorción de iones de Ca, N, S y Mg y; c) por difusión, la cual ocurre cuando un ion se mueve de un sitio de alta concentración (solución nutritiva) a uno de baja concentración (zona periférica de las raíces), cuyos movimientos son estimulados por el calor y se da en mayor medida la absorción de P y K (Arcila y Farfán, 2007; Donald, 1996).

El tamaño de las partículas juega un papel importante en la absorción de nutrimentos ya que no todas las partículas de la fase sólida tienen la misma capacidad de intercambiar cationes (Molina *et al.*, 2012). Cuando las partículas son de menor tamaño la superficie específica (unidades dimensionales, $\text{m}^2 \text{g}^{-1}$) aumenta, incrementando los sitios de intercambio, sobre todo para aquellos materiales que presenten una fracción orgánica, i.e. tanto con un gran número de cargas negativas expuestas como una mayor área de contacto con la raíz.

7.5. Variables de respuesta

7.5.1. Tasa de crecimiento

Seis semanas después de la germinación, las lechugas fueron trasplantadas a sus respectivos sustratos, se eligieron las plántulas con tamaño y número de hojas similares. Para medir la tasa de crecimiento, se eligió una hoja exterior que tuviera manejabilidad durante el desarrollo de la planta para poder seguir su crecimiento hasta la muerte de la misma. Se realizaron las mediciones cada dos días, hasta que la hoja dejó de crecer (Figura 13).

Cabe destacar que el trasplante de las plántulas no se realizó en el tiempo en el que se indica en la literatura debido al retraso de crecimiento al encontrarse en los almácigos, modificándose el ciclo del cultivo.

Cabe mencionar que la razón de evaluación de las hojas exteriores facilitaba la toma de datos sin riesgo de daño para la planta. La implicación de la anterior fue que las tasas de crecimiento no acusaron fase exponencial visible. Sin embargo, por el comportamiento ascendente de todos los tratamientos es un reflejo de crecimiento. Es probable que en esta primera fase, al geminar las plántulas de lechuga en el sustrato peat moss, y dada la sensibilidad del cultivo a salinidad elevada, las características fisicoquímicas como la CE pudiera influenciar negativamente el vigor de crecimiento independientemente de las otras características del sustrato.

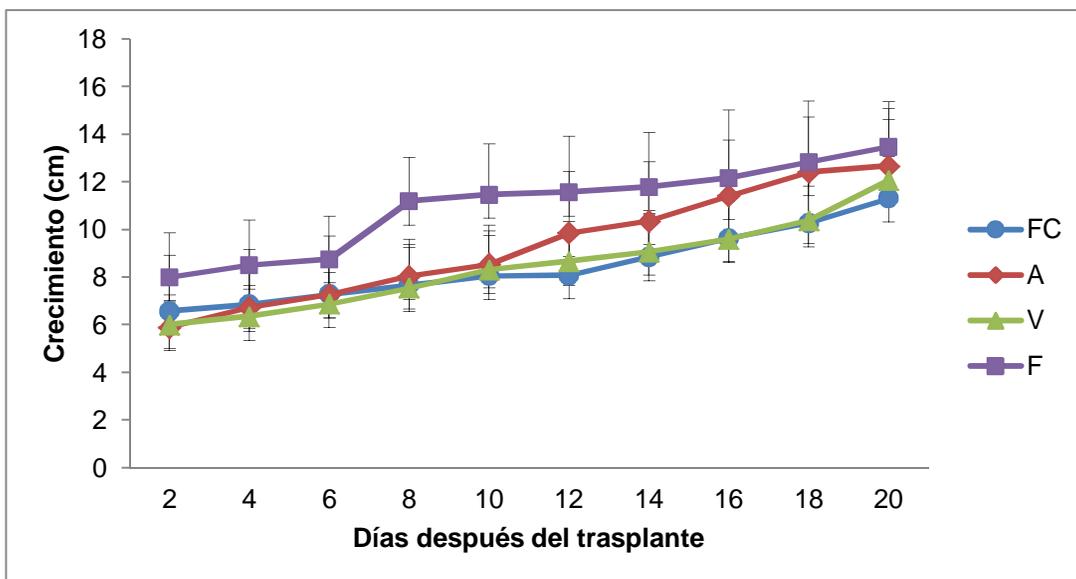


Figura 13. Tasa de crecimiento de la hoja número cinco más exterior tomada a partir del día dos después del trasplante hasta el crecimiento máximo de la misma. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm Sd, n=8.

En la figura 13 se muestra la tasa de crecimiento de las plantas de lechuga de cada uno de los tratamientos. Después de la siembra, el crecimiento de las plantas de lechuga no tuvo ningún contratiempo, realizándose la cosecha doce semanas (84 días) después del trasplante. En invernadero, la cosecha de las lechugas debe hacerse entre los 45 y 55 días del trasplante y se recomienda además que el peso de las cabezas deba ser de 150 g aproximadamente (Alvarado *et al.*, 2001). En las lechugas desarrolladas en los sustratos hidropónicos, al finalizar la segunda fase de estudio se obtuvieron pesos mayores a los reportados en cuanto a la media del peso fresco de hojas de lechuga: en el caso de la fibra de coco fue de 455.66 g, para la vermiculita fue de 221.75 y para la agrolita 203.36. Con la información anterior, se puede decir que no hubo un atraso en el desarrollo de las lechugas que crecieron en sustratos, y que el pH y la conductividad eléctrica, que fue elevada, no afectaron el desarrollo.

Para el tratamiento floating el peso de las lechugas fue de 99.2 g a pesar de que la cosecha se realizó 29 días después de lo indicado en la literatura notándose un retraso en su desarrollo.

Cabe destacar que en cada medición, fueron las plantas del tratamiento floating las que presentaron los mayores promedios, colocándose como el tratamiento en el cual las lechugas se crecieron de manera más rápida. Sin embargo, al realizar la comparación de medias LSD ($\alpha 0.05$) (cuadro 7) se observa que durante los seis primeros días de evaluación las lechugas de los tratamientos de floating y fibra de coco presentaron un significativo crecimiento con respecto al resto de los tratamientos, mientras que en los días doce a dieciocho las lechugas desarrolladas en agrolita y floating presentan el mayor crecimiento y, al finalizar la evaluación, los tratamientos no presentaron diferencias significativas entre sí, esto evaluado únicamente durante la primera fase de estudio.

Cuadro 7. Medias de la tasa de crecimiento de la hoja número cinco más exterior tomada a partir del día dos después del trasplante hasta el crecimiento máximo de la misma.

Días después de la siembra	Fibra de Coco	Agrolita	Vermiculita	Floating
2	6.57 ab	5.9 b	6 b	8 a
4	6.85 ab	6.72 b	6.35 b	8.5 a
6	7.28 ab	7.27 ab	6.87 b	8.75 a
8	7.66 b	8.05 b	7.55 b	11.18 a
10	8.06 b	8.55 b	8.31 b	11.46 a
12	8.07 b	9.86 ab	8.66 b	11.56 a
14	8.85 b	10.36 ab	9.07 b	11.78 a
16	9.63 b	11.42 ab	9.61 b	12.16 a
18	10.27 b	12.41 ab	10.38 b	12.82 a
20	11.31 a	12.66 a	12.07 a	13.47 a

Promedio \pm Sd, n=8. Letras iguales entre columnas indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha 0.05$).

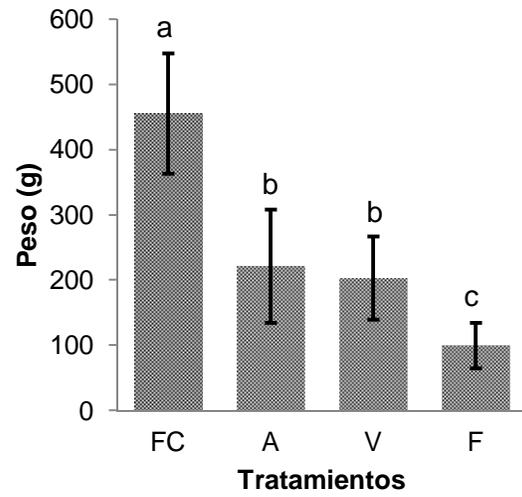
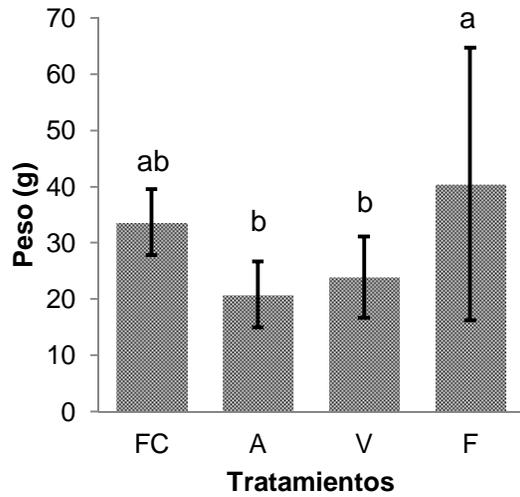
7.5.2. Producción foliar y radical

A partir del análisis de varianza y la comparación de medias (LSD), se obtuvo que las lechugas cultivadas en floating y fibra de coco no presentaron diferencias en el peso fresco de hojas, peso seco de hojas y área foliar poseyendo los mayores promedios y colocándose como los mejores tratamientos durante la primera fase (Figuras 14, 16 y 18) (Anexo 2). Esto se atribuyó principalmente, a que, en el sistema Floating hay disponibilidad total de nutrientes disueltos en la solución nutritiva y, en el caso de la fibra de coco, a su elevada CIC.

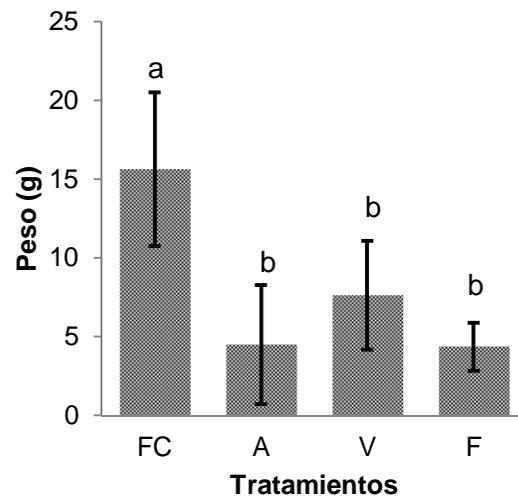
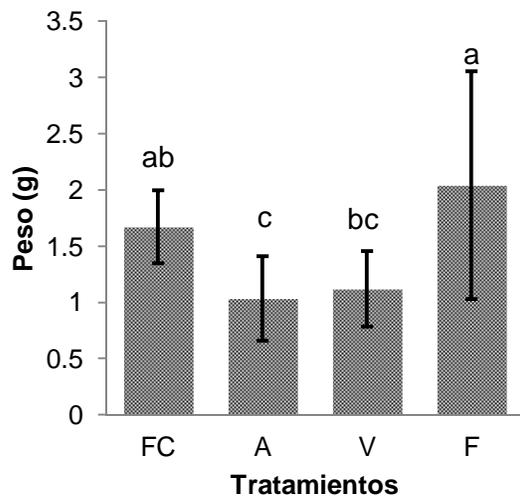
Debido a las condiciones en la que se desarrolló el tratamiento floating, la raíz tiene un menor gasto de energía metabólica para la absorción en virtud de que en el intercambio de iones, estos no se encuentran adsorbidos en ninguna fase sólida facilitando su absorción al interior de la raíz, a través del apoplasto (espacio libre) de la corteza radical los cuales, posteriormente, serán transportados al resto de la planta por medio del movimiento ascendente a través del xilema (Arcila y Farfán, 2007; Barbaro *et al.*, 2009).

En contraste, durante la segunda fase las lechugas del tratamiento floating presentaron los menores promedios y fibra de coco se mantuvo como el mejor tratamiento para las mismas variables mencionadas anteriormente (Anexo 3) (Figuras 15, 17 y 19).

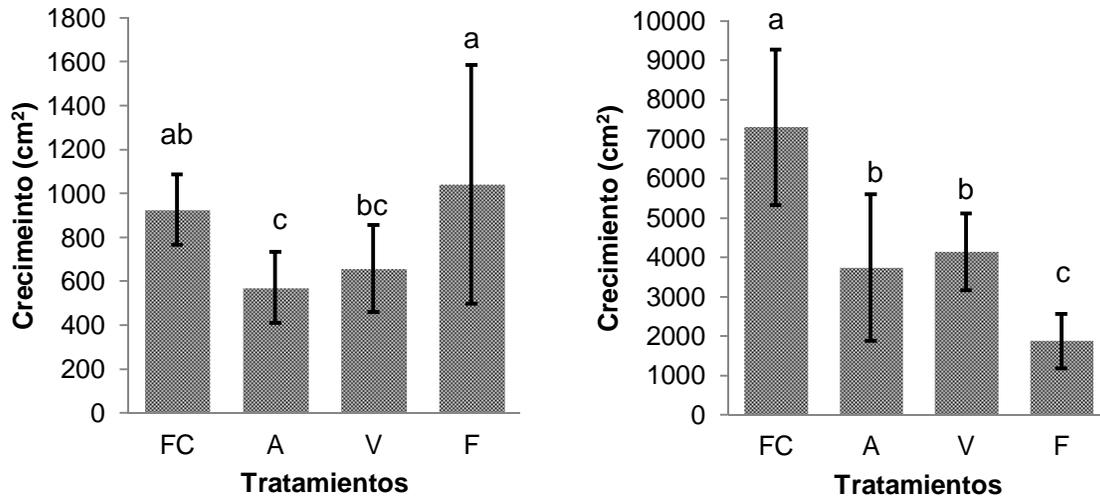
Zekki y colaboradores (1996) realizaron una comparación entre un sistema NFT y sustratos hidropónicos (peat moss y lana de roca), desarrollando un cultivo de tomate, cuyos resultados fueron similares a los obtenidos en esta investigación. El estudio indica que en el sistema NFT, se obtuvo una menor productividad en cuanto al peso fresco, peso seco y cosecha cuando la solución tuvo un uso prolongado a diferencia de los cultivos con una frecuencia de renovación mayor y de los cultivos desarrollados en sustratos, a pesar de monitorear la CE y el pH con frecuencia.



Figuras 14 y 15. Promedios de los pesos frescos de hojas al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm Sd, n=8. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, α 0.05).



Figuras 16 y 17. Promedios de los pesos secos de hojas al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=8. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, α =0.05).



Figuras 18 y 19. Promedios del área foliar al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm sd, n=8. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).

En las figuras 20 y 22 se muestra que, en la 1° fase, las lechugas del tratamiento floating obtuvieron los mayores promedios para el peso fresco de raíces y área de raíces respectivamente, cuyo ambiente de alta disponibilidad de nutrientes favoreció un desarrollo vigoroso de las raíces, propio de la fase inicial de crecimiento del estado de plántula. Las raíces del tratamiento floating se mantuvieron sumergidas directamente en la solución hidropónica y por lo tanto, al encontrarse la concentración de sólidos disueltos totales con 2000 ppm (De la Cruz, 2013, com. per.), se esperó que tuviera ante la ausencia de shock osmótico, un gradiente a favor de la toma de agua propiciando una mejor condición de hidratación y con esto, la producción de raíces.

En la 2° fase, el tratamiento F, presentó los valores más bajos para las mismas variables, lo cual se reflejó en un comportamiento similar para PFH, PSH y en el AF (Fig. 15,17 y 19). La condición de disponibilidad total de las sales en la solución nutriente, puede explicarse por la ausencia de estímulo de exploración de volumen de suelo (o sustrato) a lugares más alejados de la raíz para la obtención de nutrientes con el consecuente resultado de una menor producción foliar.

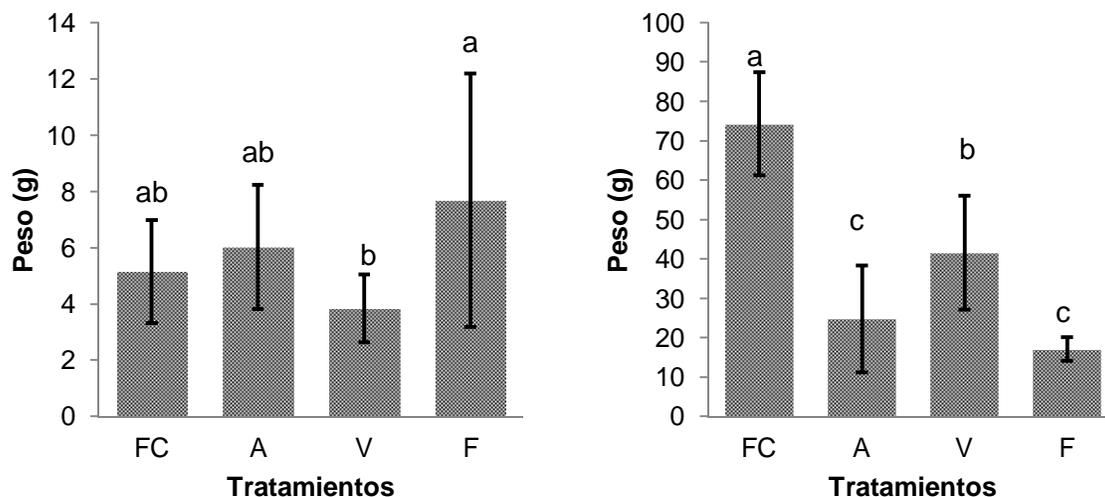
La teoría del balance funcional propone que el balance entre el sistema raíz-vástago puede verse modificado debido a las condiciones ambientales (nutrimentos, agua, luz, CO₂), lo que significa que estos factores influyen en la plasticidad fenotípica provocando diferencias marcadas en la asignación de la biomasa debido a la gran variación edafo-climática. Por ejemplo, en la literatura se menciona que las plantas adaptadas a desarrollarse en suelos limitados en nutrientes o agua, tienden a exhibir mayor biomasa localizada en la raíz y en contraste, cuando el CO₂ o la luz se ven modificados se tiende a desarrollar una mayor biomasa en la parte aérea de la planta. La asignación de biomasa puede repercutir en la tasa de crecimiento si la captura de recursos cambia. Generalmente este balance puede variar de acuerdo a la especie y a su historia de vida y pueden ser interpretados como adaptativos (Camargo y Rodríguez, 2005; Reich, 2002). Esto parece reflejarse en tratamiento floating, ya que con una disponibilidad total de nutrientes no se estimula una gran producción radical y por ende, tampoco la producción foliar.

Para la variable de peso fresco de raíces, las lechugas desarrolladas en fibra de coco la obtuvieron valores estadísticamente igual al tratamiento floating (α 0.05) en la primera fase de desarrollo y; durante la segunda, logró obtener los mayores promedios (Fig. 20 y 21) evidenciando así la eficiencia del sustrato orgánico en la producción de raíces lo que se vio reflejado en la producción foliar en ambas fases.

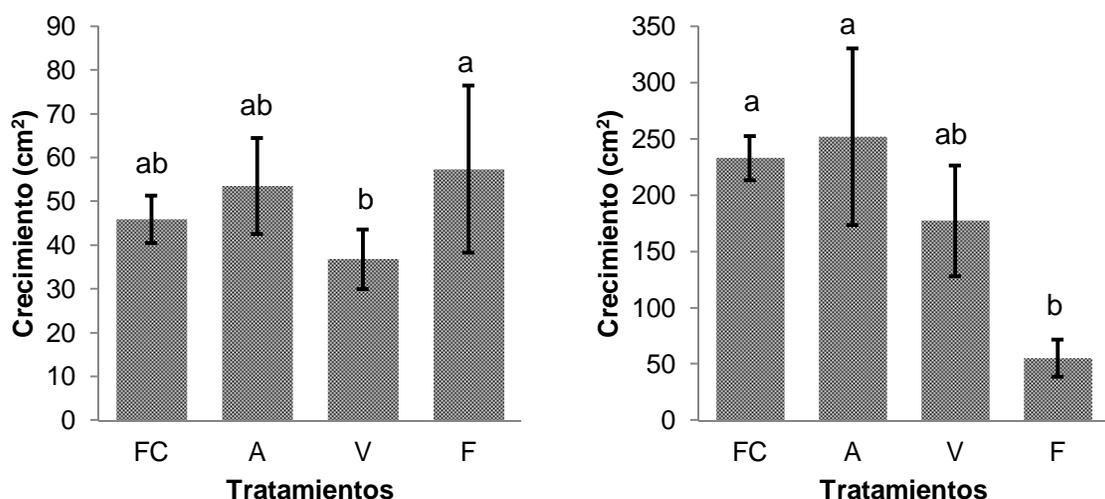
Dentro de las características físicas más importantes, la fibra de coco posee una densidad aparente baja, lo que influye en el área superficial, cuyo valor afecta el balance entre fuerzas capilares, eléctricas y gravimétricas de las partículas lo que modifica la permeabilidad y la adsorción y retardación de la difusión química (Narsilio y Santamarina, 2004).

En suelos, el valor de la superficie específica varía en función a las diferencias mineralógicas, composición orgánica y al tamaño. Este último, dependiendo también de su forma, puede modificar el valor de la superficie ya que a medida que las partículas disminuyen su tamaño, incrementa la superficie específica y también su susceptibilidad a los procesos de alteración química (Rucks *et al.*, 2004). Por lo tanto la propuesta base para la explicación de la interacción raíz-sustrato es que entre menor sea el tamaño de la partícula mayor será el número de cargas a la que este expuesta la raíz, tal es el caso de

la fibra de coco quien exhibe dichas características al poseer las partículas de menor tamaño y por ende una mayor área superficial de contacto.



Figuras 20 y 21. Promedios del peso fresco de raíces al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=8 (1° fase) y n=6 (2° fase). Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).



Figuras 22 y 23. Promedios del área de raíces al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=8(1° fase) y n=6 (2° fase). Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).

Por otra parte, el elevado valor de la CIC del tratamiento fibra de coco, que proporcionó una alta disponibilidad de nutrimentos que se encontraron adsorbidos en las partículas del sustrato para intercambio con las raíces, puede explicar que la lechuga desarrollara una gran cantidad de raíces respecto al resto de los tratamientos debido a que conjunta los tres mecanismos de absorción de nutrimentos (difusión, intercepción y flujo masal). Además, ya que se trata de un sustrato de origen orgánico, posee una buena capacidad amortiguadora y un pH óptimo que favorecen el desarrollo de la planta (Arcila y Farfán, 2007).

En particular, la estructura de la fibra de coco está compuesta por lignina, celulosa y hemicelulosa, que le brinda una gran superficie específica para el intercambio de iones, entre los que destacan los grupos hidroxilo o los iones de oxígeno cargados negativamente los cuales serán reemplazados por los cationes de la solución nutritiva.

Además, es importante mencionar que los nutrimentos proporcionados por la fibra de coco, no se encuentran en las cantidades óptimas, por ejemplo, la relación carbono-nitrógeno es de 100:1, esto debido a la gran cantidad de lignina tarda décadas en descomponerse (Waifielate y Oluseum, 2008).

Otros nutrimentos que se encuentran en baja proporción son el calcio (Ca) y magnesio (Mg) de modo que la solución nutritiva podría proporcionar las cantidades de sales faltantes. Sin embargo, podría favorecerse un exceso de sales lo que provocaría que el valor de la CE se incrementara, repercutiendo sobre el desarrollo y la productividad de la planta, de tal modo que, determinar las sales presentes en sustrato, permitiría generar una solución nutritiva- balanceada que asegure un óptimo desarrollo del cultivo (Abad *et al.*, 2004; Baldomero, 2007). En esta investigación, la adición de solución nutritiva a la fibra de coco no afectó el desarrollo de las plantas ya que no se vio un efecto negativo en la producción de la parte aérea de la planta.

En el tratamiento de agrolita (con baja CIC), tanto los aniones como los cationes se encontraron mayormente disponibles en el agua capilar ya que la cantidad de iones adsorbidos en la superficie de las partículas es mínima. Esto que significa que las raíces de las lechugas toman los nutrimentos directamente de la solución con un mínimo esfuerzo metabólico para su absorción.

Para el caso de agrolita, la velocidad de infiltración es mayor, lo que significó una fluctuación en el contenido de agua capilar entre los intervalos de ajuste de humedad al valor predeterminado de 70% de humedad aprovechable provocando una disponibilidad reducida de agua para las raíces.

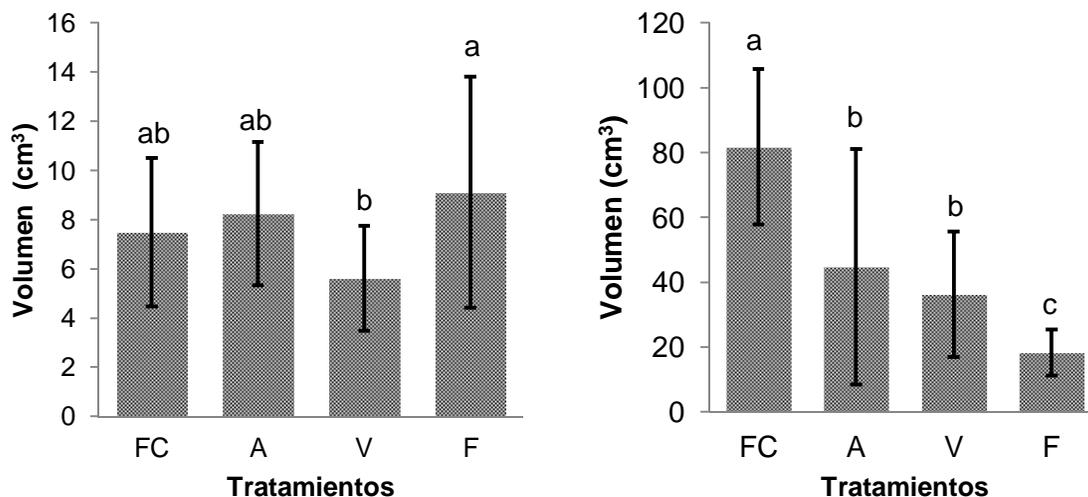
Mientras la humedad aprovechable se mantuviese al 70% se reducía el estrés, encontrándose de esta forma en condiciones similares a las del tratamiento floating en cuanto a la obtención de nutrimentos. Durante la primera fase las lechugas desarrolladas en el tratamiento de agrolita, obtuvieron valores altos de peso fresco de raíces y área radical los cuales no presentaron diferencias estadísticas con el tratamiento floating (Figuras 20 y 22), condición que se la atribuye al estado de plántula, mientras que en la segunda fase se colocó como el mejor tratamiento para el área de raíces (Figura 23).

Para el volumen de raíces no existieron diferencias significativas entre los tratamientos de floating, fibra de coco y agrolita (Figura 24) durante la primera fase debido a la etapa fenológica inicial en la que se encontraba durante la medición de las variables. No obstante, durante la segunda fase el tratamiento de fibra de coco (Figura 25) superó de manera significativa al resto de los tratamientos, reflejándose esto en una mayor producción foliar (Figuras 15, 17 y 19) circunstancia que lo colocó como el mejor tratamiento para la segunda fase.

La teoría del balance funcional puede explicar, en parte, los cambios que se presentaron en ambas fases. Se fundamenta en la predicción de que las plantas cambian su asignación de biomasa hacia el vástago cuando la ganancia de carbono es afectada debido a que los recursos que se encuentran sobre el suelo se ven afectados. Se han realizado investigaciones para determinar los factores que determinan la proporción de biomasa raíz-vástago en diferentes especies de plantas, coincidiendo en todas que son los factores ambientales quienes determinan esta proporción influyendo también, en la tasa de crecimiento (Camargo y Rodríguez, 2006).

En una investigación realizada en un cultivo hidropónico, donde la mitad de las hojas y raíces fueron removidas de la planta durante un periodo, demostró que al cabo de una semana de la poda, siguieron la misma trayectoria alométrica que las que no fueron podadas, encontrándose diferencias en la biomasa total, hecho que fue interpretado como

una reducción del crecimiento producido por la menor biomasa debido a la poda (Camargo y Rodríguez, 2006).



Figuras 24 y 25. Promedios del volumen de raíces al finalizar la primera fase (izquierda) y segunda fase (derecha) de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=8. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).

Las lechugas del tratamiento de vermiculita obtuvieron el mayor valor de peso seco de raíces, superando al valor obtenido de las lechugas cultivadas en fibra de coco (Figura 26). Esto quiere decir que mientras que las lechugas pertenecientes al tratamiento de fibra de coco obtuvieron el mayor promedio para el peso fresco de raíces, la biomasa de raíces acumulada fue menor que la de las lechugas del tratamiento con vermiculita (peso seco de raíces). De manera particular, la fibra de coco presentó una capacidad de retención de humedad mayor respecto a la de agrolita y vermiculita, ya que aunque la humedad aprovechable se mantuvo al 70% en todos los tratamientos, se observó que en estos sustratos la superficie se secaba con mayor rapidez debido a que el grado de compactación de las partículas de estos sustratos fue menor en comparación con la fibra de coco cuya densidad permitió que la humedad fuera más homogénea en la maceta, de tal manera, que al hacer cada ajuste de humedad en agrolita y vermiculita requirieron una mayor cantidad de agua que la fibra de coco lo cual puede explicar el por qué las plantas de dichos tratamientos produjeron un menor contenido de materia seca.

Por otra parte, en cuanto al número de hojas (Figura 27), las lechugas del tratamiento fibra de coco fueron quienes presentaron la mayor producción durante la segunda fase, reflejándose en una mayor área foliar, peso fresco de hojas y peso seco de hojas. Es seguido por el tratamiento floating, y aunque el número de hojas fue alto, el área foliar indicó que estas fueron de menor tamaño en comparación con el del resto de los tratamientos, presentando así, los menores promedios para la mayoría de las variables de respuesta en dicha fase.

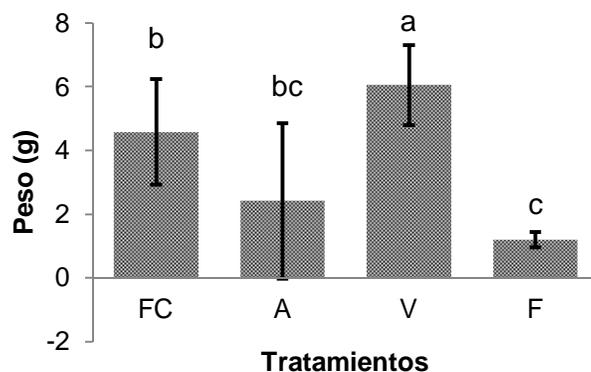


Fig. 26. Promedios del peso seco de raíces al finalizar segunda fase de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=6. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).

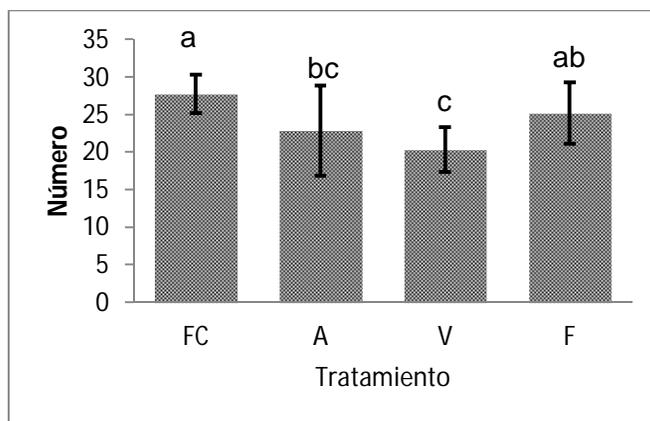


Fig. 27. Promedios del número de hojas al finalizar segunda fase de evaluación. FC: Fibra de coco, A: Agrolita, V: Vermiculita, F: Floating. Promedio \pm SD, n=8. Letras iguales indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos. (LSD, $\alpha=0.05$).

Nota: Debido a la variación de los datos registrados al finalizar la segunda fase de estudio y al obtener una desviación estándar muy acusada para las variables peso fresco de hojas, área de raíces y peso seco de hojas, se aplicó la técnica de eliminación de extremos resultando en una no alteración de los resultados de la prueba de LSD tanto antes como después de su aplicación

7.5.3. Análisis de correlación

Respecto al comportamiento asociado de las variables de respuesta, en el cuadro 8 se muestra las correlaciones entre estas de la segunda fase de evaluación, las cuales serán expuestas y discutidas a continuación:

Existe una correlación directa entre el peso fresco de hojas y el peso seco de hojas, así como para peso fresco de hojas y área foliar para los tratamientos de fibra de coco, agrolita y floating. Estas variables son el resultado de la fotosíntesis de cuya eficiencia depende el desarrollo del área foliar y, por ende, entre mayor sea esta variable, mayor será el peso fresco de hojas y el peso seco de hojas. La disponibilidad de nutrientes influye en el desarrollo foliar. Esta característica fue variable para cada tratamiento por las propiedades químicas de los sustratos, siendo la CIC la más importante, ya que un valor elevado repercute en una mayor disponibilidad de nutrientes cuyo destino es ser transportados a toda la planta reflejándose en el desarrollo de follaje.

Por otra parte, el tratamiento vermiculita presenta una correlación no significativa para las variables peso fresco de hojas/área foliar, contrariamente a la correlación existente para el resto de los tratamientos. Esto puede deberse al número de repeticiones, que si bien son insuficientes, puede existir una gran variación en los resultados para este tratamiento.

Para FC existe una relación inversa entre las variables número de hojas/peso fresco de raíces lo que indica que una mayor producción foliar, resultó en una producción radical menor únicamente para este tratamiento, induciendo que la proporción entre el vástago y la raíz favoreciera el desarrollo de la parte aérea de la planta reflejándose en una mayor área foliar y peso fresco de hojas en comparación con el resto de los tratamientos.

En los tratamientos desarrollados en sustratos hidropónicos, para el peso fresco de hojas y número de hojas, no hay correlaciones significativas, sin embargo, para el tratamiento floating se obtuvo una correlación fuerte y de manera similar para área foliar y número de hojas los tratamientos de agrolita y floating presentan una correlación significativa al encontrarse en condiciones similares de nutrición. Cabe señalar que estos tratamientos, produjeron un número de hojas elevado, sin embargo, el tamaño fue pequeño respecto al del resto de los tratamientos expresándose en un área foliar pequeña.

Aunado a lo anterior, los tratamientos de agrolita y floating presentan una correlación fuerte para número de hojas y volumen de raíz. Esto se relaciona, de igual manera, con la proporción entre la parte área de la planta y la raíz.

Cuadro 8. Análisis de correlación de la segunda fase de desarrollo.

Variables de respuesta	Fibra de coco	Agrolita	Vermiculita	Floating
PFH/PSH	0.890	0.904	0.733	0.898
PFH/AF	0.783	0.768	-0.002	0.853
PFH/#HOJAS	0.119	0.481	0.549	0.784
PFH/PFR	0.215	0.337	0.787	0.635
PSH/AF	0.833	0.007	-0.053	0.848
PSH/#HOJAS	0.236	-0.033	0.638	0.924
PSH/PFR	0.107	0.220	0.607	0.810
PSH/PSR	0.343	-0.089	0.892	-0.258
PSH/VR	0.366	-0.059	0.761	0.836
AF/#HOJAS	0.385	0.886	0.351	0.839
AF/PFR	0.347	0.511	0.242	0.884
AF/VR	0.481	0.755	-0.115	0.757
#HOJAS/PFR	-0.87	0.449	0.873	0.806
#HOJAS/VR	0.544	0.918	0.270	0.852
PFR/VR	0.682	0.601	0.119	0.914
PFR/AR	0.018	0.895	-0.198	-0.281
PSR/VR	0.237	-0.413	0.831	0.019
VR/AR	-0.066	0.770	0.403	0.066

PFH: Peso fresco de hojas, PSH: Peso seco de hojas, AF: Área foliar, PFR: Peso fresco de raíces, PSR: Peso seco de raíces, VR: Volumen de raíces, AR: Área de raíces. Coeficiente de correlación Pearson ($\alpha < 0.05$)

El tratamiento de vermiculita muestra una correlación significativa respecto a las variables peso fresco de hojas y peso fresco de raíces, peso seco de hojas y peso seco de raíces, peso seco de hojas y volumen de raíces y número de hojas y peso fresco de raíces. Para este tratamiento, la producción foliar de la planta de lechuga, requirió una producción radical mayor lo cual está relacionado con las necesidades nutrimentales de la planta y con las características fisicoquímicas del sustrato. Particularmente, el tratamiento de vermiculita, con una densidad aparente baja y una CIC elevada, al existir un mayor desarrollo de la parte aérea va a significar que la raíz requiere una mayor área de contacto con las partículas del sustrato para que la absorción de nutrimentos sea óptima.

El tratamiento floating presentó correlaciones significativas para la mayoría de las variables seguramente por las condiciones en las que se desarrollaron. Aunque para la segunda fase fue el que presentó los valores más bajos en todas las variables de respuesta, hecho que se atribuyó a la total disponibilidad de nutrientes o bien, en un alguna condición desfavorable en el sistema, ya sea biótico (presencia de algún organismos) o abiótico (temperatura u oxigenación).

7.5.4. Porcentaje de humedad

Para la primera fase no se observan diferencias significativas en cuanto al porcentaje de humedad. Sin embargo, durante la segunda fase se observaron diferencias entre los tratamientos para esta variable (Cuadro 9). En ésta última el aumento del porte (tamaño) de la planta implicó un concomitante incremento en la biomasa y volumen radical de la fibra de coco y vermiculita que resultaron mayores respecto a los demás tratamientos (Fig. 9 y 16). De ésta manera se observó una proporcionalidad directa entre el crecimiento radical con el grado de hidratación medido, en este caso, como porcentaje de humedad.

Cuadro 9. Variables de respuesta al finalizar la 1° y 2° fase de desarrollo.

	% humedad 1° Fase	% humedad 2° Fase	V/R 2° fase	IC 2° fase	AFE 2° fase
Fibra de coco	94.99 a	96.63 b	7.79 a	0.80 a	27.479a
Agrolita	95.08 a	98.11 a	4.55 a	0.65 ab	27.48a
Vermiculita	95.35 a	96.30 bc	1.26 a	0.55 b	27.478a
Floating	94.77 a	95.49 c	5.31 a	0.79 a	26.481a

V/R= Relación vástago/raíz, IC= Índice de cosecha, AFE= Área foliar específica. Promedio \pm SD, n=8. Las letras indican diferencias significativas en cada columna (LSD, $\alpha=0.05$).

7.5.5. Relación vástago-raíz

La razón vástago raíz que relaciona dimensiones g/g resulta en una variable adimensional cuya magnitud se compone a partir de valores absolutos pueden ser contrastantes pero que, al confluír en resultados sin ninguna significancia estadística, se interpreta como un

mantenimiento de la proporción de la biomasa del vástago y radical de manera independiente del efecto del tratamiento bajo estudio como sucedió en el presente estudio. Lo anterior hace referencia al grado de plasticidad observada en respuesta a la variación en la disponibilidad de un recurso, que si bien influye sobre las tasas de crecimiento y asignación de biomasa no genera una alteración de sus proporciones.

7.5.6. Índice de cosecha (IC)

El IC es una medida de orden antropocéntrico enfocada al componente de interés económico que para la lechuga son las hojas, en donde, la importancia de la presencia de diferencias asociadas a un tratamiento en particular se tornan relevantes para efectos de la elección de sistemas de producción. En el caso que nos ocupa, las lechugas desarrolladas en fibra de coco y en el sistema floating presentaron los IC mayores y sin diferencia significativa aun cuando la fibra de coco resultó mayor en la evaluación de los valores absolutos con los que se compone su cálculo, es decir, el peso seco de las hojas dividido entre el peso total de la planta. Lo anterior quiere decir que el IC es un indicador de la eficiencia en la partición de la biomasa sin considerar la magnitud de los valores absolutos intervinientes en su cálculo lo que explica que las lechugas del sistema floating; con los menores valores absolutos de peso seco de hojas y peso total) resultaran igual estadísticamente con las lechugas de fibra de coco (Figura 17).

7.5.7. Área foliar específica

Esta variable indica la acumulación de biomasa en una hoja en un momento particular relacionado con su actividad fotosintética inherente, cuyos productos finales, en forma de almidón como producto susceptible de almacenaje con un significado positivo respecto al peso foliar y azúcares no reductores teniendo principalmente a la sacarosa y que por ser producto de exportación hacia áreas con demanda de fotosintatos como las raíces contribuye de una manera limitada al peso foliar. Los resultados obtenidos en este estudio no arrojaron diferencias significativas entre tratamientos como indicador de la no alteración en la proporción almacenaje-translocación de carbohidratos, o sea que el mayor o menor peso de hojas o raíces observa un balance dependiente de su porte y peso.

7.6. Producción de raíces

7.6.1. Raíces secundarias

La producción de raíces no presentó diferencias en el grado de ramificación en los diferentes tratamientos (Fig. 28, 29, 30 y 31). Sin embargo, si existieron diferencias en el volumen de raíces teniendo el siguiente gradiente de producción: $F > A > FC > V$ durante la primera fase y $FC > A > V > F$ durante la segunda.

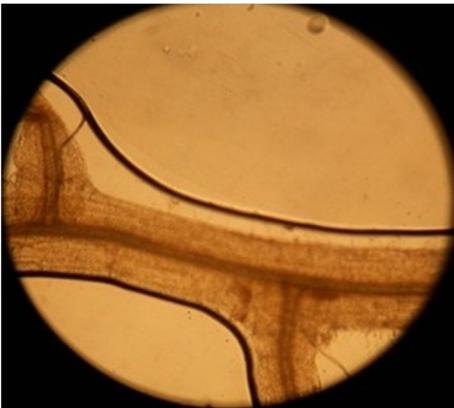


Fig. 28. Raíz del tratamiento FC al finalizar la 2° fase de evaluación.

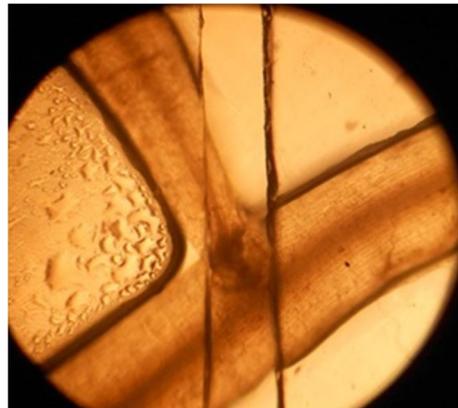


Fig. 29. Raíz del tratamiento A al finalizar la 2° fase de evaluación.



Fig. 30. Raíz del tratamiento V al finalizar la 2° fase de evaluación.

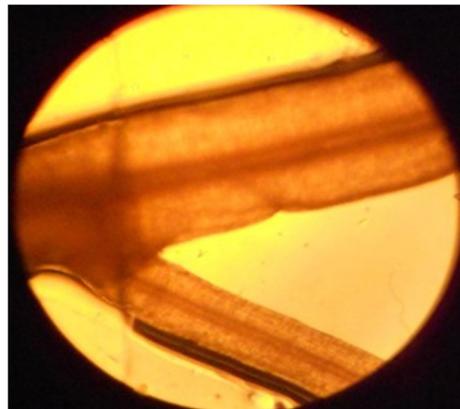


Fig. 31. Raíz del tratamiento F al finalizar la 2° fase de evaluación.

La producción de raíces fue muy variable para cada tratamiento lo cual pudo ser ocasionado principalmente por las características fisicoquímicas de los sustratos donde la DA y la CIC tuvieron una gran importancia.

A partir de las raíces obtenidas en el momento de la cosecha en ambas fases de estudio, se elaboró una escala hedónica de la densidad radical, donde el valor 1 significa muy poca, 2 moderada, 3 mucha y 4 abundante densidad radical (Cuadro 10).



Fig. 32. Raíz del tratamiento FC al finalizar la 1° fase de evaluación.



Fig. 33. Raíz del tratamiento A al finalizar la 1° fase de evaluación.



Fig. 34. Raíz del tratamiento V al finalizar la 1° fase de evaluación.



Fig. 35. Raíz del tratamiento F al finalizar la 1° fase de evaluación.



Fig. 36. Raíz del tratamiento FC al finalizar la 2° fase de evaluación.



Fig. 37. Raíz del tratamiento A al finalizar la 2° fase de evaluación.



Fig. 38. Raíz del tratamiento V al finalizar la 1° fase de evaluación.



Fig. 39. Raíz del tratamiento F al finalizar la 2° fase de evaluación.

En la primera fase, el tratamiento de floating (Fig. 35) presentó un mayor desarrollo radical obteniendo el valor más alto en la escala hedónica (Cuadro 9), esto debido principalmente al estado de crecimiento en el que se encontraban las plantas en el momento de la toma de datos, el cual debido a la edad, era vigoroso. Además, la total disponibilidad de nutrimentos y la inexistencia de zonas de exploración para la raíz permitieron un mayor desarrollo en comparación de los tratamientos que crecieron en sustratos, los cuales presentaron una densidad radical similar entre sí. Esto puede explicarse debido a la fase de desarrollo en la que se encontraban (Fig. 32, 33 y 34). Además, las características físicas, principalmente la densidad aparente, influyen en el crecimiento de la raíz a causa

del área de exploración, la cual fue diferente para cada tratamiento debido al tamaño de las partículas.

Cuadro 10. Escala hedónica de la densidad radical para cada uno de los tratamientos en las dos fases de desarrollo.

	FC	A	V	F
1° FASE	2	2	2	4
2° FASE	4	3	2	1

FC: Fibra de coco, A: agrolita, V: Vermiculita y F: floating.

En contraste, en la segunda fase, las lechugas del tratamiento de fibra de coco presentaron, visualmente, la mayor densidad radical (Fig. 36) seguido de agrolita y vermiculita (Fig. 37 y 38) y, por último, el tratamiento floating, que presentó un pobre desarrollo radical (Fig. 39). Las características físicas jugaron un papel muy importante durante esta fase, donde la densidad aparente fue de mayor importancia la cual, entre mayor sea, se relaciona con una mayor superficie específica, logrando un mayor contacto de la raíz con las partículas estimulando de esta manera una mayor producción radical como es el caso de fibra de coco. Por otra parte, el tratamiento floating (Fig. 39), cuya densidad radical contrasta notoriamente con el resto de los tratamientos, probablemente al encontrarse en un medio donde la búsqueda y/o extracción de iones es innecesaria, no genero la misma cantidad de raíces como los tratamientos que estuvieron estimulados por el contacto con partículas sólidas. Sin embargo, factores abióticos como la oxigenación de la solución nutritiva, pudieron afectar el desarrollo radical a pesar de que en ambas fases el método de oxigenación fuera el mismo.

7.6.2. Determinación de iones en el tejido vegetal

En el cuadro 11 se observan las diferencias entre el contenido de iones en las hojas de lechuga al finalizar la segunda fase de desarrollo.

Los valores indican que solo las lechugas pertenecientes a los tratamientos vermiculita presentaron diferencias significativas en cuanto al contenido de Ca, y se observó además que fueron las lechugas del tratamiento de floating las que obtuvieron el menor contenido de este ion. El resto de los tratamientos no presentó diferencias significativas en el contenido de iones.

El contenido de iones puede variar de acuerdo a los factores medioambientales en los cuales se desarrolla una planta. Condiciones tales como la temperatura pueden influir en la toma y transporte de los iones y, por otra parte, de acuerdo a su movilidad estos pueden localizarse en menor o mayor concentración en hojas jóvenes o maduras; sin embargo, en esta investigación las condiciones ambientales fueron las mismas para todas las plantas al desarrollarse en condiciones de invernadero lo cual explicaría la inexistencia de diferencia entre tratamientos.

Cuadro 11. Determinación de iones en hojas de lechuga al finalizar la segunda fase de estudio.

	Ca	K	Mg	P
	mg/kg			
FC	8320.060 ab	40528.94 a	4640.215 a	5868.248 a
A	7441.485 ab	42592.23 a	3273.810 a	5691.627 a
V	10119.98 a	48345.43 a	4760.373 a	7602.889 a
F	7172.897 b	36713.79 a	3414.923 a	7173.445 a

FC: fibra de coco, A: agrolita, V: vermiculita, F: floating. Promedio \pm SD, n=4 Las letras indican diferencias significativas en cada columna (LSD, α 0.05).

8. Conclusiones

- No existieron diferencias significativas en la producción de raíces secundarias de lechuga romana para ninguno de los tratamientos a pesar de las contrastantes características fisicoquímicas de los sustratos.
- Existieron diferencias significativas en el volumen de raíces de lechuga romana teniendo el siguiente gradiente de producción según el tratamiento en el que se desarrollaron: floating>agrolita>fibra de coco>vermiculita durante la primera fase y fibra de coco>agrolita>vermiculita>floating durante la segunda.
- La densidad aparente, la capacidad de intercambio catiónico y la retención de humedad determinaron la distribución de raíces, siendo el tratamiento de fibra de coco quien se asoció con una mayor producción radical.
- Existen diferencias significativas en cuanto al contenido de Ca en el tejido vegetal para los tratamientos de fibra de coco, agrolita y floating. El resto de los iones medidos (potasio, magnesio, fósforo) no presentaron diferencias entre los tratamientos.
- Durante la primera fase de desarrollo las lechugas cultivadas en el sistema hidropónico floating obtuvieron los mayores rendimientos de materia fresca y seca tanto foliar como radical debido al vigor de crecimiento de la plántula de lechuga y por la total disponibilidad de nutrimentos disueltos con relación a los demás sustratos donde se observó un desarrollo radical incipiente.
- Durante la segunda fase las lechugas cultivadas en fibra de coco mostraron los mejores rendimientos en cuanto a la producción foliar y radical debido a la elevada capacidad de intercambio catiónico y a la densidad aparente, factores que estimularon una mayor producción de raíces respecto al resto de los tratamientos, reflejándose a su vez, en una mayor producción foliar.

9. Sugerencias y recomendaciones

- Las diferencias en la retención de humedad entre los sustratos implican una mayor o menor frecuencia de ajuste de humedad. Por ejemplo, la fibra de coco retiene mayor humedad en contraste con la agrolita. Ello significó que cuando era necesario ajustarla para la fibra de coco, la agrolita contenía menos humedad. Por esta razón se requeriría desfasar la frecuencia de riego siendo ésta mayor para la agrolita.
- Respecto a la variable ramificación de raíces, es necesario afinar la metodología para su cuantificación, dada la naturaleza apreciativa con que se realizaron las evaluaciones en este estudio.
- El uso de un sustrato permite evaluar sus propiedades en relación a las variables evaluadas en la planta. Un siguiente paso sería la realización de mezclas (fibra de coco/agrolita, fibra de coco/vermiculita) a efecto de probar su eficiencia relativa con el fin de demostrando si estas pueden lograr una mejora en sus características e incluso fortalecer las más sobresalientes.
- La mezcla de sustratos como la vermiculita y fibra de coco puede permitir hacer más eficiente las características fisicoquímicas que tengan un mayor impacto en el desarrollo de las plantas. Por ejemplo, la alta disponibilidad de nutrientes de ambos sustratos para lograr un mejor desarrollo del cultivo y, por otra parte la diferencia de la densidad aparente pueden mejorar aspectos de aireación y retención de humedad.
- Se probó parcialmente la hipótesis sobre la producción de raíces secundarias con una CIC elevada (mayor de $30 \text{ cmol (+) Kg}^{-1}$ de suelo), no obstante, los resultados demostraron que hubo una mayor producción (volumen) de raíces al utilizar la fibra de coco (con la mayor CIC) en contraste con el resto de los tratamientos, reflejándose a su vez, en una mayor producción foliar.

10. Referencias documentales

- Abad B. M., Noguera M. P. y Carrión B. C. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo. Tratado de cultivo sin suelo. 3° ed. Ed. Mundi-Prensa. España. pp. 113-126
- Aguilera H. N. 1989. Tratado de edafología de México. Tomo I. Facultad de Ciencias. UNAM. México. Pág. 64
- Alvarado C. D., Chávez C. F., Wilhelmina K. A y Malca G. O. 2001. Seminario de agronegocios. Lechugas hidropónicas. Universidad del pacífico. Facultad de Administración y contabilidad. 95 p.
- Andriolo J. L., Da Luz G. L., Witter M. H., Godon R. S., Barros G. T. y Bartolotto O. C. 2005. Growth and yield of lettuce under salinity. Horticultura brasileira. Brasilia. 23(4): 931-934
- Arcila P. J. y Farfán V. F. 2007. Consideraciones sobre la nutrición mineral y orgánica en la producción de la finca. Sistemas de producción de café en Colombia. Cenicafe. Colombia. pp. 203-204.
- Baird C. 2001. Química ambiental. Ed. Reverté. Barcelona, España. 662 p.
- Baixauli S. C. y Aguilar O. J. M. 2002. Cultivo sin suelo de hortalizas. Aspectos prácticos y teóricos. Generalitat Valenciana. Serie divulgación técnica. 53: 110 p.
- Baldomero H. Z. N. 2007. Producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) hidropónico con sustratos, bajo invernadero. Tesis Instituto Politécnico Nacional. Centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional. Unidad-Oaxaca, México. 159 pág.
- Barbaro L. A., Karlanian M. A. y Morisigue D. 2009. El sistema flotante como alternativa para la producción de plantines de *Lisianthus* (*Eustoma grandiflorum* L.). Agriscientia. Vol. XXVI(2): 63-69.
- Camargo R. I. D. y Rodríguez L. N. 2006. Nuevas perspectivas para el estudio de la asignación de biomasa y su relación con el funcionamiento de plantas en ecosistemas neotropicales. Grupo nacional de investigación en ecofisiología y metabolismo vegetal tropical. Universidad Nacional de Santander. Colombia. 13 p.
- Carranza C., Lancho O., Miranda D. y Chaves B. 2009. Análisis del crecimiento de lechuga (*Lactuca sativa* L) "Bativa" cultivada en un suelo salino de la Sabana de Bogotá. Agronomía colombiana. 27(1): 48-48
- Castillo R. F., Roldan R. M. D., Blasco P. R., Huertas R. M. J., Caballero D. F. J., Moreno V. C. y Luque R. M.M. 2005. Biotecnología ambiental. Ed. Tébar. Madrid. 616 p.

- Cruz C. E., Can C. A., Sandoval V. M., Bugarín M. R. Robles B. A. y Juárez. L. P. 2012. Sustratos en la horticultura. *Biociencias*. 2(2): 17-26.
- De la Macorra G. C. 2004. Tratamiento de impregnación con álcali y peróxido de hidrógeno para reducir el consumo energético en la producción de pastas mecánicas: modificaciones estructurales de la molécula de lignina. Memoria para obtener el grado de doctor. Universidad Complutense de Madrid. Facultad de ciencias químicas. Madrid, España. 307 p.
- Donald C. L. Kass. 1996. Fertilidad de suelos. Ed. UNED. Costa Rica. pp 30-31.
- FAO. 2003. Manual técnico. La huerta hidropónica popular. Curso audiovisual. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. 3ª ed. 131 p.
- Favela C. E. Preciado R. P. y Benavides M. A. 2006. Manual para la preparación de soluciones nutritivas. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 146 p.
- Gallardo M., Jackson L. E. y Thompson R. B. 1996. Shoot and root physiological responses to localized zones of soil moisture in cultivated and wild lettuce. *Plant, cell and environment*, 19 (10): 1169–1178.
- García J. A. 2008. Evaluación de la cascarilla de café para utilizarse como sustrato en cultivo sin suelo de hortalizas. Tesis para obtener el grado de maestro en ciencias. Instituto Politécnico Nacional. Centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional. Unidad Oaxaca, México. 69 p.
- García H. E. R. y Peña V. C. B. 1995. La pared celular. Componente fundamental de las células vegetales. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México. 96 p.
- García Z. M. 2013. El cultivo de la lechuga. Cultivos herbáceos intensivos. Universidad de Valladolid. Palencia, España. 30 p.
- Gelati P. R., Sarli G. O., Soraco C. G., Lozano L. A. y Filgueira R. R. 2009. Influencia de la materia orgánica en la superficie específica de un Argiudol típico. *FCA Uncuyo*. Tomo XLI(2): 174-126.
- Gilsanz J. C. 2007. Hidroponía. Instituto Nacional De Investigación Agropecuaria. Montevideo, Uruguay. 31 p.
- Gordon W. S. y Jackson R. B. 2000. Nutrient concentrations in fine roots. *Ecology*, University of Texas at Austin, Texas, USA. 81(1): 275-280.
- Guzmán Z. E. R. 2010. Estudio bioagronómico de 10 cultivares de lechuga de cabeza (*Lactuca sativa*), utilizando dos tipos de fertilizantes orgánicos, en el Cantón Riobamba, provincia de Chimborazo. Tesis para obtener el grado de Ingeniero

- agronomo. Escuela superior politécnica de Chimborazo. Facultad de recursos naturales. Riobamba. 134 p.
- Hodge A. 2003. The plastic plant: root responses to heterogeneous supplies of nutrients. *New phytologist*. University of York. York, UK. 162: 9-24.
- Ingaramo O. E., Paz G. A. y Dugo P. M. 2003. Evaluación de la densidad aparente en diferentes sistemas de laboreos de suelo, en el NO de la península Ibérica. *Comunicaciones científicas y tecnológicas*. Universidad Nacional del Nordeste. España. 4 p.
- Jordan L. A. 2006. Manual de edafología. Departamento de Cristalografía, Mineralogía y Química. Universidad de Sevilla. Pág. 91
- Juárez H. M. J. Baca C. G. A., Aceves N. L. A., Sánchez G. P., Tirado T. J. L. Sahagún C. J. y Colinas L. M. T. 2006. Propuesta para la formulación de soluciones nutritivas en estudios de nutrición vegetal. *Interciencia*. Texcoco, México. 3(4): 243-256.
- Kritskova E., Dolezalova I., Lebeda A., Vinter V. y Novotna A. 2008. Description of morphological characters of lettuce (*Lactuca sativa* L.) genetics resources. *Hort. Sci. (Prague)* 35(3): 113-129.
- Lara H. A. 2000. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. Universidad Autónoma de Zacatecas. *Terra*. 19:3. pp. 221-229.
- León A. R. 2007. Nueva edafología. México D. F. SEP. 4° ed. Pág. 144.
- Maclsaac S. A., Sawhney V. K. y Pohorecky Y. 1989. Regulation of lateral root formation in lettuce (*Lactuca sativa*) seedling roots: Interacting effects of α -naphthaleneacetic acid and kinetin. - *Physiol. Plant*. 77: 287-293.
- Molina C. N., Guevara D. A. y Fernández U. J. 2012. Físicoquímica del suelo. Catedra de edafología. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán. Argentina. 34 p.
- Moreno I. T. 2004. Cultivo en perlita. Tratado de cultivo sin suelo. Tratado de cultivo sin suelo. 3° ed. Ed. Mundi-Prensa. España. pp. 587-602
- Muñoz I. D., Mendoza C. A., López G. F., Soler A. A. y Hernández M. M. M. 2012. Edafología. Manual de métodos de análisis de suelos. UNAM. Facultad de Estudios Superiores Iztacala. 81 p.
- Muñoz J. Z. P. 2007. Comparación del sustrato de fibra de coco con los sustratos de corteza de pino compostada, perlita y vermiculita en la producción de plantas de *Eucalyptus globulus* (Labill). Tesis para obtener el grado de Ingeniero forestal. Universidad Austral de Chile, Facultad de ciencias forestales. 58 p.

- Narro F. E. 1994. Física de los suelos. Con enfoque agrícola. Ed. Trillas. México D. F. 195 p.
- Narsilio G. A. y Santamarina J. C. 2004. Clasificación de suelos: fundamento físico. Prácticas actuales y recomendaciones. Georgia Institute of Technology.
- Ortega T. E. 1978. Química de los suelos. Universidad Autónoma de Chapingo. Patena AC. Chapingo, México. 151 p.
- Ortiz V. B. y Ortiz S. A. 1980. Edafología. 3ª Ed. Universidad Autónoma de Chapingo. Texcoco, México. Pág. 75.
- Pasternak D., De Malach Y., Shram M. y Aviram C. 1986. Irrigation with brackish water under desert conditions IV. Salt tolerance studies with lettuce (*Lactuca sativa* L.). Agricultural water management. 11: 303-311.
- Pastor S. N. J. 1999. Utilización de sustratos en viveros. Terra Latinoamericana. Sociedad mexicana de la Ciencia del Suelo. México. 17(3): 231-235
- Petit. E. F. y Villegas M. F. J. 2004. Cultivo en fibra de coco. Tratado de cultivo sin suelo. Tratado de cultivo sin suelo. 3º ed. Ed. Mundi-Prensa. España. pp. 637-649
- Prinsen P. 2010. Composición química de diversos materiales lignocelulósicos de interés industrial y análisis estructural de sus ligninas. Memoria de proyecto desarrollado durante el período de investigación del Master en “Estudios Avanzados en Química”. Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología de Sevilla (IRNAS). 92 p.
- Reich P. B. 2002. Root-shoot relations: Optimality in acclimation and adaptation or the “Emperor’s New Clothes”. Plant roots. The hidden half. Marcel Dekker Inc. 3º ed. 205-220 p.
- Rodríguez D. A. 2012. Formulación de soluciones nutritivas. Centro de investigación de hidroponía. Universidad Nacional Agraria la Molina. Lima, Perú.
- Rucks L., García F., Kalpán A., Ponce de León J. y Hill M. 2004. Físicas del suelo. Facultad de Agonomía. Universidad de la República. Montevideo, Uruguay. 68 p.
- Steiner A. A. 1961. A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. Plant and Soil. XV (2): 134-154.
- Urrestarazu G. M. 2004. Bases y sistemas de los cultivos sin suelo. Tratado de cultivo sin suelo. Tratado de cultivo sin suelo. 3º ed. Ed. Mundi-Prensa. España. pp. 3-31
- Vogt K. A., Vogt D.J. y Bloomfield J. 1998. Analysis of some direct and indirect methods for estimating root biomass and production of forests at an ecosystem level. Plant and Soil 200: 71–89.

- Waifielate A. A. y Oluseum A. B. 2008. Mechanical property evaluation of coconut fibre. Department of Mechanical Engineering . Blekinge Institute of technology. Master's Degree Thesis. Blekinge Institute of Technology. 18-22 p.
- Zekki H., Gauthier L. y Gosselin A. 1996. Growth, Productivity, and Mineral Composition of Hydroponically Cultivated Greenhouse Tomatoes, with or without Nutrient Solution Recycling. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 121(6):1082-1088 p
- Zhang N. y Hasenstein K. H. 1999. Initiation and elongation of lateral roots in *Lactuca sativa*. International Journal of Plant Sciences. 160 (3): 511-519.

10.1. Referencias de internet

- FAO. 2013.
http://www.fao.org/inpho_archive/content/documents/vlibrary/ae620s/pfrescos/LEC_HUGA.HTM. Consultada el 27 de Agosto del 2013.
- Hidroenvironment. 2013.
http://www.hydroenv.com.mx/catalogo/index.php?main_page=index&zenid=9749a238a4if2brcigadcf5au7 Consultada el 12 de Diciembre del 2013.
- Ibañez J.J. 2007. <http://www.madrimasd.org/blogs/universo/2007/05/09/65262> Consultada el 12 de febrero del 2014.
- Rodríguez. 2013. http://www.lamolina.edu.pe/hidroponia/Boletin52/Formula_Tomate.pdf. Consultada el 17 de septiembre del 2013.
- Macetohuerto. 2013. <http://macetohuertopasoapaso.blogspot.mx/2011/04/lechuga.html> Consultada el 17 de enero de 2014.
- Trejo T. L. I. y Gómez M. F. C. 2012. Nutrient Solutions for Hydroponic Systems Hydroponics - A Standard Methodology for Plant Biological Researches. <http://www.intechopen.com/download/get/type/pdfs/id/33765>. Consultada 4 de Junio del 2013.

Anexo 1

CÁLCULOS PARA LA PREPARACIÓN DE LAS SOLUCIONES CONCENTRADAS

SOLUCIÓN CONCENTRADA "A"

Se realizaron los cálculos de tal manera que al tomar 5 mL de la solución "A" y al ser disuelta en 1 L de agua se tuviera la seguridad de que las cantidades de las sales correspondieran a las ppm que se requiere de cada nutriente.

NITRATO DE CALCIO

El peso molecular de este compuesto es 164 g el cual equivale a un mol. Esta sal se disuelve en 1000 mL de agua, del cual, se requiere que al tomar 5 mL y agregarlos en 1 litro de agua aporte la concentración deseada de N (200 ppm) y Ca (300 ppm). A continuación, se procede a averiguar las ppm que aporta el compuesto:

$$\begin{array}{l} 164\text{g Ca (NO}_3)_2 \text{ ————— } 1000 \text{ mL de agua} \\ x = 0.82\text{g Ca (NO}_3)_2 \text{ ————— } 5 \text{ mL de agua} \end{array}$$

Esto quiere decir que 5 mL solamente aportan 0.82 g del compuesto pero de acuerdo a la solución propuesta por Cutberto Rodríguez, para el caso del N, se requiere 1.171 g para aportar las ppm necesarias:

$$\begin{array}{l} 164 \text{ g Ca (NO}_3)_2 \text{ ————— } \cancel{5\text{ mL agua}} \text{ ————— } 0.82 \text{ g Ca (NO}_3)_2 \\ x = 234.2 \text{ g Ca (NO}_3)_2 \text{ ————— } \cancel{5\text{ mL agua}} \text{ ————— } 1.171 \text{ g Ca (NO}_3)_2 \end{array}$$

Para que la solución contenga 200 ppm de N en 5 mL de solución se requiere disolver 234.2 g de Ca (NO₃)₂ en 1000 mL de agua.

Como este compuesto también aporta Ca, se hicieron los ajustes necesarios para completar las 300 ppm que se requieren.

Una mol de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ aporta 40 g del elemento en cuestión. En 1000 mL de agua se agregan 1.171 g de $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$ para obtener el N, por lo tanto, se requiere verificar las ppm de Ca que se encuentran en la solución:

$$\begin{array}{l} 164 \text{ g Ca}(\text{NO}_3)_2 \text{ ————— } 40\text{g Ca} \\ 1171.4 \text{ g Ca}(\text{NO}_3)_2 \text{ ————— } x= 285.7 \text{ g Ca} \end{array}$$

Esto quiere decir que hay 285.7 g de Ca y que por lo tanto se requieren 14.29 g para obtener las 300 ppm requeridas. Sin embargo, el agua de las tuberías de la FES-I aportan 65.5 g del elemento y por lo tanto no es necesario agregar otra sal para complementar.

SULFATO DE POTASIO

Se realizan los mismos cálculos que se utilizaron para calcular el N. El peso de la molécula de K_2SO_4 es 174 g.

$$\begin{array}{l} 174 \text{ g K}_2\text{SO}_4 \text{ ————— } 1000 \text{ mL de agua} \\ x= 0.87 \text{ g K}_2\text{SO}_4 \text{ ————— } 5\text{mL de agua} \end{array}$$

De tal manera que 5 mL contienen 0.87 g K_2SO_4 y se requieren 1.337 g para obtener 300 ppm de K:

$$\begin{array}{l} 174 \text{ g K}_2\text{SO}_4 \text{ ————— } 5\text{mL agua} \text{ ————— } 0.87 \text{ g K}_2\text{SO}_4 \\ x= 267.4 \text{ K}_2\text{SO}_4 \text{ ————— } 5\text{mL agua} \text{ ————— } 1.337 \text{ g K}_2\text{SO}_4 \end{array}$$

ÁCIDO FOSFÓRICO

Debido a que se trata de un líquido, se deben hacer algunos ajustes en los cálculos para transformar de mililitros a gramos.

$$\text{Volumen: } \frac{98}{1.69} = 57.9\text{cm}^3$$

98 g de H_3PO_4 equivalen a 57.98 mL de H_3PO_4 .

El factor de pureza del H_3PO_4 es del 98%, de modo que se debe hacer la corrección.

$$100\% / 98\% = 1.020$$

El factor de pureza se aplica al H_3PO_4 :

$$57.98 \text{ mL de } \text{H}_3\text{PO}_4 \times 1.20 = 59.13 \text{ mL}$$

A partir de los cálculos anteriores se puede calcular la cantidad de P necesario.

$$\begin{array}{ccc} 59.13 \text{ mL} & \text{—————} & 1000 \text{ mL} \\ x = 0.295 \text{ mL} & \text{—————} & 5 \text{ mL} \end{array}$$

De tal manera que en 5 mL de la solución hay 0.295 mL de H_3PO_4 y se requieren 0.12 mL para obtener 60 ppm de P.

$$\begin{array}{ccc} 59.13 \text{ mL } \text{H}_3\text{PO}_4 & \text{—————} & 5 \text{ mL agua} & \text{—————} & 0.295 \text{ H}_3\text{PO}_4 \\ x = 25.95 \text{ H}_3\text{PO}_4 & \text{—————} & 5 \text{ mL agua} & \text{—————} & 0.1295 \text{ mL H}_3\text{PO}_4 \end{array}$$

Anexo 2

Cuadro 12. Comparación de medias de las variables de respuesta de cada uno de los tratamientos durante la primera fase de desarrollo (desde el trasplante hasta la octava semana de desarrollo)

FASE	Fibra de coco	Agrolita	Vermiculita	Floating
PFH	33.75 ab	20.86 b	23.98 b	40.50 a
PSH	1.67 ab	1.03 c	1.11 bc	2.04 a
AF	927.5 ab	573.4 c	659 bc	1043.2 a
PFR	5.16 ab	6.04 ab	3.85 b	7.7 a
VR	7.5 ab	8.25 ab	5.62 b	9.12 a
AR	45.98 ab	53.56 a	36.85 b	57.41 a

Se muestra la comparación de medias de las variables de respuesta: PFH (peso fresco de hojas), PSH (peso seco de hojas), AF (área foliar), PFR (peso fresco de raíz), L, VR (volumen de raíz) y AR (área de raíz). Las letras indican diferencias entre los tratamientos con un α 0.05.

Anexo 3

Cuadro 13. Comparación de medias de las variables de respuesta de cada uno de los tratamientos durante la segunda fase de desarrollo (de la semana ocho a la semana 24 de desarrollo)

FASE 2 (Tukey)	Fibra de coco	Agrolita	Vermiculita	Floating
PFH	455.66 a	221.75 b	203.36 b	99.93 c
PSH	15.63 a	4.52 b	7.63 b	4.38 b
AF	7314.8 a	3749.5 bc	4153.2 b	1890 c
#Hojas	27.75 a	22.87 ab	20.37 b	25.25 ab
PFR	74.36 a	24.89 b	41.64 b	17.20 b
PSR	4.59 ab	2.43 ab	6.03 a	1.21 b
VR	81.88 a	44.88 b	36.38 b	18.38 b
Área de raíces	233.19 a	252.12 a	177.6 a	55.32 a

PFH (peso fresco de hojas), PSH (peso seco de hojas), AF (área foliar), PFR (peso fresco de raíz), VR (volumen de raíz) y AR (área de raíz). Las letras indican diferencias entre los tratamientos con un α 0.05.