

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



Aprovechamiento de Agua de Lluvia en la Producción de Plántula de Cebolla
(*Allium cepa* L.) en Sustratos Hidropónicos

Por:

MINERVA SANTIAGO CRUZ

Tesis

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Saltillo, Coahuila México

Diciembre del 2012

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE FITOMEJORAMIENTO

Aprovechamiento de Agua de Lluvia en la Producción de Plántula de Cebolla
(*Allium cepa* L.) en Sustratos Hidropónicos

Por:

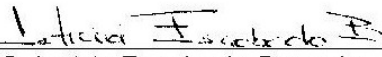
MINERVA SANTIAGO CRUZ

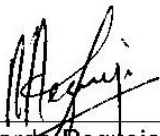
Tesis


Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

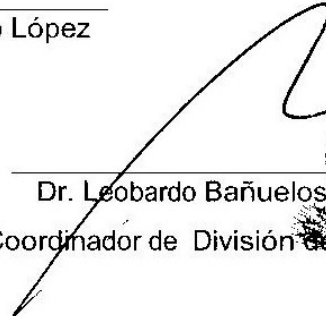
INGENIERO AGRÓNOMO EN PRODUCCIÓN

Aprobada


MC. Leticia Escobedo Bocardo
Asesor Principal


Dr. Ricardo Requejo López
Coasesor


Dr. Emilio Rascón Alvarado
Coasesor


Dr. Leobardo Bañuelos Herrera
Coordinador de División de Agronomía

Coordinación
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
Saltillo, Coahuila, México

Diciembre del 2012

AGRADECIMIENTOS

Primeramente a dios por darme una hermosa familia, por la gran fortaleza que me ha dado de seguir adelante y bendecirme de salud, brindándome así la oportunidad de lograr un sueño y un triunfo en mi vida a pesar de todos los obstáculos que se presentaron durante mi proceso de formación como profesionista.

Con mucho cariño, a mi Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro “alma terra mater” por haberme brindado la oportunidad de formar parte de esta casa de estudios.

Al Dr. Ricardo Requejo López, por haberme apoyado en la elaboración de esta investigación, por brindarme su confianza y disponibilidad en todo momento. De corazón muchas gracias.

A la MC Leticia Escobedo Bocardo, le doy gracias por sus buenos consejos y enseñanzas durante mi formación académica.

Al Dr. Emilio Rascón Alvarado por la amabilidad y el apoyo que me brindó en la realización de este trabajo.

A mis amigos y compañeros de la carrera de Ing. Agrónomo en Producción Gerardo Ramos, Nallely, Artemio, Lizy, Memo, Checo, gracias por la amistad incondicional que me brindaron y por compartir conmigo momentos agradables.

A Ángel Pichardo, mil gracias por compartir todos esos momentos de alegría, felicidad, tristeza y por contar siempre contigo.

A mi hermana Verónica Estela, por su apoyo y porque siempre está conmigo en las buenas y en las malas.

DEDICATORIA

Con especial cariño e infinito amor dedico este trabajo a mis padres:

Justino Santiago García

María Margarita Cruz López

Con profundo cariño, amor y respeto a ustedes que me dieron la vida. Por el apoyo incondicional durante mi formación profesional, gracias por su paciencia y comprensión en los momentos buenos y malos que se me presentaron durante mis estudios, muchas gracias.

Con todo mi amor para mi bebé Ricardito Pichardo Santiago, que gracias a él mi vida se lleno de alegría y me motivó para seguir luchando día, con día.

Con mucho afecto a Ángel Pichardo por su compañía, cariño, amor y comprensión, por estar conmigo en los momentos más difíciles y por cada momento de alegría y felicidad que hemos compartido juntos.

A mis hermanos; Hilda, Eugenia, Sonia, Ezequiel, Estela, Justino y María, por su cariño, apoyo y consejos que me brindaron en todo momento.

A mis sobrinos (as), Jenny, Diana, Daniela, Mauricio, Pepe, Angelita, Marianita y Keyla, por la alegría que transmiten en la familia.

A todos mis compañeros y amigos en general con los que compartí momentos inolvidables que no puedo describir.

INDICE DE CONTENIDO

Pag.

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	II
INDICE DE CONTENIDO	III
INDICE DE CUADROS.....	V
INDICE DE FIGURAS.....	VII
RESUMEN.....	VIII
I. INTRODUCCIÓN	1
Objetivos	3
Hipótesis	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA	4
Definición de Hidroponía.....	4
Ventajas y Desventajas del Sistema Hidropónico.....	5
Importancia del Agua de Lluvia.....	6
La Solución Nutritiva	7
Preparación de las Solucione Nutritivas	9
Definición de Sustrato.....	9
Caracterización de Sustratos.....	10
pH y Conductividad Eléctrica	13
Sustratos Empleados en Hidroponía	13
Generalidades de la Cebolla.....	16
Investigaciones Realizadas	19
III. MATERIALES Y METODOS	20

Ubicación del Experimento	20
Superficie Experimental	20
Diseño Experimental.....	20
Formulación de Mezclas	20
Preparación de las Soluciones Nutritivas.....	23
Preparación del Terreno	28
Producción de Plántula	29
Diseño de los Tratamientos	30
Parámetros Evaluados Durante el Crecimiento de las Plántulas	31
Variables Agronómicas Evaluadas al Final del Experimento	31
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
Preparación de las Mezclas	34
Parámetros Evaluados.....	35
Variables Evaluadas al Final de la Investigación	39
V. CONCLUSIONES	48
VI. RECOMENDACIONES.....	49
VII. LITERATURA CITADA.....	50

INDICE DE CUADROS

Cuadros	Pag
Cuadro 2.1 Macronutrientes y Micronutrientes en las plantas.	8
Cuadro 3.1 Mezcla de diferentes sustratos.....	23
Cuadro 3.2 Formulación de la solución nutritiva para cebolla.....	24
Cuadro 3.3 Valores de micro- elementos empleados en la solución nutritiva para cebolla	24
Cuadro 3.4 Diseño de la solución nutritiva en aniones y cationes para cebolla	24
Cuadro 3.5 Cantidad de fertilizantes (macro y meso-elementos) empleados en la preparación de 50 litros de solución nutritiva al 100% para cebolla.....	25
Cuadro 3.6 Cantidad de fertilizantes para los micro-elementos empleados en la preparación de 50 litros de solución nutritiva para cebolla.....	25
Cuadro 3.7 Cantidad de macro, meso y micro-elementos empleados en la preparación de 50 litros de la solución nutritiva al 50% para cebolla.....	27
Cuadro 3.8. Lista de mezclas de sustratos y soluciones nutritivas para la producción de plántula de cebolla.....	30
Cuadro 4.1 Resultados promedios de las propiedades fisicoquímicas de los sustratos.	34
Cuadro 4.2 Mezcla de los diferentes sustratos	35
Cuadro 4.3 Valores de la Conductividad Eléctrica (CE) en las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.....	35
Cuadro 4.4 Valores de pH de las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.....	37
Cuadro 4.5 Valores promedios del déficit de presión de vapor durante el desarrollo de las plántulas de cebolla	38
Cuadro 4.6 Valores de los cuadrados medios y pruebas de F de los análisis de varianza para plántula de cebolla establecida en sustratos hidropónicos..	40

Cuadro 4.7 Prueba de Tukey para altura de planta en centímetros (ALT) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	41
Cuadro 4.8 Prueba de Tukey para diámetro del tallo en milímetros (DT) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	42
Cuadro 4.9 Prueba de Tukey para longitud de en centímetros (LR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	43
Cuadro 4.10 Prueba de Tukey para peso fresco de follaje en gramos (PFF) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	44
Cuadro 4.11 Prueba de Tukey para peso fresco de raíz en gramos (PFR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	45
Cuadro 4.12 Prueba de Tukey para peso seco de follaje en gramos (PSF) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	46
Cuadro 4.13 Prueba de Tukey para peso seco de raíz en gramos (PSR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones	47
Cuadro 4.14 Comparación de medias para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), largo de raíz (LR), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF), peso seco de raíz (PSR). En las variedades Cojomatlán (1), Copándaro (2).	47

INDICE DE FIGURAS

Figuras	Pag
Figura 3.1 Cubierta plástica y malla sombra que sirvió como protección contra la alta radiación solar	29
Figura 3.2 Depósito que contenía la solución nutritiva donde se colocaron las charolas.	29
Figura 3.3 Emergencia de las plántulas de cebolla a los 5 días de la siembra A; variedad Cojomatlán. B; variedad Copándaro.	30
Figura 3.4 Medición de altura de la plántula de cebolla	31
Figura 3.5 Vernier digital utilizado para la medición del diámetro del tallo.....	32
Figura 3.6 Medición de longitud de raíz	32
Figura 3.7 Balanza analítica utilizada para pesar el follaje fresco.....	32
Figura 3.8 Recipiente con agua para eliminar los residuos del suelo	33
Figura 3.9 Estufa utilizada para secar el follaje	33
Figura 3.10 Bolsas de papel utilizadas para colocar los follajes y las raíces ..	34
Figura 4.1 Valores de la Conductividad Eléctrica (CE) en las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.....	36
Figura 4.2 Valores de pH de las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.....	37
Figura 4.3 Valores promedios del Déficit de Presión de Vapor (DPV) durante el desarrollo de las plántulas de cebolla	39
Figura 4.4 Comparación de medias para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), largo de raíz (LR), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF), peso seco de raíz (PSR). En las variedades Cojomatlán, Copándaro.	48

RESUMEN

El experimento se llevó a cabo en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Se probaron 4 mezclas de sustratos: 1) 41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita. 2) 90% aserrín de coco + 10% peat moss. 3) 56% perlita + 44% aserrín de coco y 4) 80% perlita + 20% aserrín de coco peat moss; tres soluciones nutritivas: 1) 100% solución nutritiva ideal, 2) 100% líquido de lombriz y 3) 50% solución nutritiva ideal + 50% líquido de lombriz, para producir plántulas de cebolla de las variedades Cojomatlán y Copándaro. Se caracterizaron los sustratos en base a la medición de la porosidad total, capacidad de aireación y retención de agua con la finalidad de elaborar las mezclas de los sustratos seleccionados. Se trabajó en una cama de siembra de 10 m² y en ella se colocó un plástico de polietileno con la finalidad de habilitar un depósito que sirvió como pila hidropónica. En charolas que contenían las diferentes mezclas de sustratos se sembraron semillas de cebolla de las dos variedades, las cuales se pusieron a flotar en el depósito, cada una con su respectiva solución. Se utilizaron seis repeticiones por cada variedad en donde cada planta constituyó una repetición. La solución 3 (50% LL + 50% SN) generó las plántulas de cebolla con mayor desarrollo en cuanto a altura (ALT), diámetro del tallo (DT), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF) y peso seco de raíz (PSR), ya que presentó adecuada estabilidad de pH y una buena conductividad eléctrica. El líquido de lombriz resulta ser un excelente activador de la nutrición vegetal al combinarlo con soluciones nutritivas conteniendo sales minerales inorgánicas. La mezcla de sustrato 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) aplicada a la cebolla fue la mejor para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), peso fresco de follaje (PFF), peso seco del follaje (PSF), ya que tuvo mayor estabilidad, buena capacidad de aireación del sistema radicular y buena retención de la solución nutritiva.

Las mezclas de sustratos 1(41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita), 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) y 3 (56% aserrín de coco + 44% perlita) presentaron los mayores resultados para peso fresco de raíz (PFR) y peso seco de raíz (PSR). La mezcla de sustratos 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) fue la que obtuvo mayor peso seco del follaje (PSF). La variedad 2 (Copándaro) tuvo el mejor comportamiento en cuanto a los parámetros evaluados.

Palabras clave: Mezcla de sustratos, solución nutritiva, líquido de lombriz, plántula de cebolla.

I. INTRODUCCIÓN

En los años recientes ha venido aconteciendo un grave problema en la industria agrícola con relación al agua, esto debido a su escasez y su constante contaminación, y por lo tanto su obtención se dificulta y encarece de manera importante.

La necesidad de incrementar la producción de alimentos de origen vegetal, la restricción de tierras aptas para la producción agrícola, la escasez de agua o la mala calidad de esta para usarla en la agricultura, fueron algunas de las causas que estimularon a diversos investigadores a buscar alternativas para el desarrollo de las plantas.

La hidroponía es una tecnología para desarrollar plantas en solución nutritiva (SN) (agua y fertilizantes), con o sin el uso de un medio artificial (arena, grava, vermiculita, lana de roca, etc.) para proveer soporte mecánico a la planta (Jensen y Collins, 1985; citado por Lara 1999).

Los cultivos hidropónicos también denominados sin suelo surgen como una alternativa a la agricultura tradicional, cuyo objetivo es disminuir las limitantes del crecimiento vegetal asociada a las características del suelo, sustituyéndolo por otros soportes. La ciencia de los sustratos tiene como base el cultivo de plantas sin utilizar el suelo de forma que las raíces se encuentran en un sustrato inerte (Zakata, 2005; Citado por Baldomero, 2007).

Los métodos más recientes del cultivo sin tierra difieren en algunos detalles, pero tiene dos rasgos comunes: los nutrientes se aportan en soluciones líquidas y las plantas se sostienen sobre materiales porosos, como turba, arena, grava o fibra de vidrio, los cuales actúan como mecha y transportan la solución de nutrientes desde su lugar de almacenamiento hasta las raíces (Zakata, 2005; Citado por Baldomero, 2007).

El agua dulce para consumo humano y para uso en la agricultura solo es 3% del total que hay en la tierra. El agua de lluvia es un recurso que históricamente en nuestro país ha desempeñado un papel muy importante hasta el siglo XIX. A principios del siglo XX las canalizaciones de agua empezaron a irrumpir de forma masiva en ciudades, pueblos y villas, el agua de lluvia pasó a un segundo plano y reservado casi exclusivamente a situaciones muy especiales.

El agua de lluvia presenta una serie de características ventajosas.

- es agua extremadamente limpia en comparación con las otras fuentes de agua dulce disponibles.
- Es un recurso esencialmente gratuito e independiente totalmente de las compañías suministradoras habituales.
- Precisa de una infraestructura bastante sencilla para su captación, almacenamiento y distribución (<http://www.h2opoint.com>).

La cebolla (*Allium cepa* L.) es una de las hortalizas más importantes en muchos países a nivel mundial dado su uso en la preparación de muchos tipos de comida, así como por la recomendación que hacen los nutricionistas de incorporar su consumo en la dieta alimenticia del hombre (Galmarini, 2001).

Se estima que su cultivo se ha incrementado mundialmente en 100% en las últimas décadas, sin embargo, su producción ha disminuido debido a problemas fitosanitarios, enfermedades fungosas, bacterianas y viróticas fundamentalmente (Alves, 1982).

En base a lo expuesto anteriormente, se decidió establecer esta investigación con los siguientes objetivos e hipótesis.

Objetivos

Evaluar soluciones nutritivas a base de sales minerales, líquido de lombriz y mezcla de líquido de lombriz con sales minerales en agua de lluvia sobre plántulas de cebolla

Evaluar la influencia del tipo de sustrato en el cultivo hidropónico para la producción de plántulas de cebolla

Hipótesis

Debido al efecto potenciador de la nutrición del líquido de lombriz, las plántulas desarrolladas en solución nutritiva a base de sales minerales y este componente orgánico tendrán el mejor comportamiento.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

Definición de Hidroponía

La palabra hidroponía se deriva de los vocablos griegos: Hidro=agua; Phonos= trabajo o actividad; literalmente se traduce como: “trabajo o actividad en el agua”.

Es un sistema de producción en que las raíces de las plantas se riegan con una mezcla de elementos nutritivos esenciales disueltos en agua, en el que en lugar de suelo se utiliza como sustrato un material inerte o simplemente la misma solución. Los sinónimos de hidroponía son: nutrición, acuacultura, quimicultura, agricultura sin suelo e hidrocultivo (Aguilar et al., 2004).

La hidroponía es el cultivo de las plantas sin tierra que se ha desarrollado desde los descubrimientos, hechos de las experiencias llevadas a cabo para determinar que sustancias hacen crecer a las plantas y la composición de ellas.

Se define a la hidroponía como un sistema de producción en el que las raíces de las plantas se irrigan con una mezcla de elementos nutritivos esenciales disueltos en agua, y en lugar de suelo se utiliza como sustrato un material inerte y estéril, o simplemente la misma solución nutritiva. (Sánchez et al., 1991; citado por Gonzáles, 1991).

En otras palabras, significa que la humedad ya no dependerá exclusivamente de la tierra para su sustento, obteniendo importantes cosechas sin depender del suelo directamente, pudiendo elegir el sitio que les resulte más conveniente (López, 1976; citado por Arévalo, 1997).

Ventajas y Desventajas del Sistema Hidropónico

El sistema de producción, a través de cultivos hidropónicos, como cualquier otro presenta ventajas y desventajas

Ventajas

- Balance ideal de aire, agua y nutrientes, es posible mantener el rango óptimo requerido por los cultivos.
- Totalmente libre de malezas.
- Humedad uniforme en comparación con el suelo.
- Tiene un excelente drenaje.
- Mejor control de las condiciones fitosanitarias
- Permite una densidad de población mayor, ya que los nutrientes no son los limitantes.
- Se puede corregir la deficiencia de nutrientes más rápido en el sistema de hidroponía que el suelo.
- Mayor calidad del producto, consecuentemente mayor uniformidad, peso color y limpieza sanitaria.
- Perfecto control del pH, con sustratos inertes es muy fácil y barato ajustar y mantener el pH a un nivel deseado.
- Se puede cultivar repetidamente o en serie programando la misma especie de plantas.
- No depende tanto de los fenómenos meteorológicos ya que normalmente los cultivos en hidroponía se protegen contra los vientos fuertes, las granizadas, las altas y bajas temperaturas, sequías, etc.
- El uso de pesticida es mínimo.
- Tanto agua como fertilizantes se puede aplicar simultáneamente de acuerdo a las condiciones del cultivo.
- Casi no hay gasto en maquinaria agrícola, ya que no se requiere tractor, arado u otros implementos semejantes (Howard, 2006).

Desventajas

Las mayores desventajas de los cultivos hidropónicos son los elevados costos de capital inicial.

Desbalances nutricionales causan inmediato efecto en el cultivo; al no existir suelo se pierde la capacidad buffer de este frente a excesos o alteraciones en el suministro de nutrientes, es por ello que de forma inmediata se presentan los síntomas tanto de excesos como de déficits nutricionales.

Otras desventajas son:

- Analizar el agua para preparar la solución.
- Mantener el pH de la solución en el rango requerido por el cultivo.
- Mantener el riguroso control de la solución.
- Requiere un abastecimiento continuo de agua.
- Proporcionar la temperatura adecuada de la solución y evitar cambios bruscos de la misma

La mayoría de esas desventajas pueden solucionarse, los costos de capital y la complejidad de trabajo de este sistema pueden ser reducidos utilizando nuevos métodos hidropónicos más simples que puedan adecuarse a las condiciones económicas del productor (Howard, 2006).

Importancia del Agua de Lluvia

La captación de agua de lluvia es un medio fácil de obtener agua para consumo humano y/o uso agrícola. En muchos lugares con alta o media precipitación y en donde no se dispone de agua en cantidad y calidad necesaria para consumo humano, se recurre al agua de lluvia como fuente

de abastecimiento. Al efecto, el agua de lluvia es interceptada, colectada y almacenada en depósitos para su posterior uso.

En la captación del agua de lluvia con fines domésticos se acostumbra a utilizar la superficie del techo como captación. Este modelo tiene un efecto adicional y es que además de su ubicación minimiza la contaminación del agua. Adicionalmente, los excedentes de agua pueden ser empleados en pequeñas áreas verdes y a la producción de algunos alimentos que puedan complementar su dieta.

La captación del agua para uso agrícola necesita de mayores superficies de captación por obvias razones, por lo que en estos casos se requiere de extensas superficies impermeables para recolectar la mayor cantidad posible de agua (OMS, 2001).

La Solución Nutritiva

El agua es el principal elemento que interviene en el crecimiento. Pero la porción mayor, generalmente el 90% de la materia seca de casi todas las plantas, está constituida por tres elementos químicos: carbono, oxígeno, e hidrógeno. La solución nutritiva es el conjunto de elementos nutritivos requeridos por las plantas, disueltos en agua (Huterwal, 1983).

La solución de los nutrientes se ha venido expresando de varias maneras, tales como gramos por litro, miligramos, equivalentes por litro, átomos, microgramos, soluciones molares y partes por millón, siendo los últimos tres más usados (Solano, 1985; citado por Cano 1997).

No existe una solución nutritiva única, por lo que se ha determinado que cualquier solución bien equilibrada puede proporcionar un desarrollo satisfactorio a la planta; la respuesta óptima dependerá de la especie o variedad, de su estado de desarrollo, del órgano de la planta si es hoja, fruto

o tubérculo, de la estación del año y del clima. La solución nutritiva esta constituida por dos elementos: agua y nutrientes (Lara, 1999).

Agua. Es el elemento más importante y esencial del sistema hidropónico y el diluyente universal por excelencia y proporciona además algunos elementos que deben considerarse para elaborar la solución, por lo que es necesario conocer las características químicas del agua como el pH, conductividad eléctrica, contenido de sales y sustancias tóxicas. Con base a lo anterior se puede utilizar agua de lluvia, río, pozo, presa o potable (Lara, 1999).

Nutrientes. De los 92 elementos naturales conocidos, solamente 17 se consideran esenciales para el desarrollo de las plantas, los cuales se clasifican en macronutrientes por que son requeridos en mayor cantidad por las plantas y los micronutrientes, elementos traza o menores, los cuales son requeridos en menor cantidad (Lara, 1999).

Cuadro 2.1 Macronutrientes y Micronutrientes en las plantas.

Macronutrientes	Micronutrientes
Carbono (C)	Fierro (Fe)
Hidrogeno (H)	Manganeso (Mn)
Oxigeno (O)	Boro (B)
Nitrógeno (N)	Zinc (Zn)
Fosforo (P)	Cobre (Cu)
Potasio (K)	Molibdeno (Mo)
Calcio (Ca)	Cobalto (Co)
Azufre (S)	Cloro (Cl)
Magnesio (Mg)	

Preparación de las Solucione Nutritivas

La preparación de soluciones nutritivas puede dividirse en dos pasos generales:

1.- Adición de los macroelementos.

2.- Adición de los microelementos (Ellis, 1958; citado por Arévalo, 1997).

Para la adición de los macroelementos se utilizan generalmente tres métodos:

- a) Método de la solución madre. Las sales a usar se disuelven en agua para hacer una solución concentrada, esta solución se va diluyendo a medida que se vaya a emplear.
- b) Método de las sales en seco. Las sales en seco son añadidas directamente al agua. Después de que las cantidades de sales son pesadas, se añaden separadamente al agua en el depósito.
- c) Método de las sales mezcladas en seco. Las sales son mezcladas juntas en forma seca como un fertilizante comercial, y después son añadidas al agua.

Definición de Sustrato

Es un material capaz de sustituir al suelo agrícola y proporcionar condiciones adecuadas para el desarrollo de las plantas; se trata de un medio solido inerte que debe cumplir una doble función.

1.- Anclar y sostener a la planta. Proteger a las raíces de la luz y facilitarles la respiración.

2.- Retener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan para su crecimiento.

Debido a que el sustrato a utilizar en ocasiones no reúne todas las características necesarias que lo hagan apto para el cultivo, es necesario mezclar diferentes materiales que aporten lo que les falta a otros, siendo estas características las siguientes;

- Retener humedad.
- Permitir una buena aireación.
- Tener buena estabilidad física.
- Ser inerte química y biológicamente.
- Tener un buen drenaje.
- Capilaridad
- Livianos.
- De bajo costo.
- Disponibilidad.

Los sustratos están constituidos por mezclas de partículas de diferentes tamaños, desde muy pequeño hasta muy grandes: dependiendo de múltiples factores: el origen y la naturaleza de los componentes, el sistema de recolección empleado o las condiciones de trituración y tamizado. Existe, por tanto una distribución del tamaño de partículas (Ansorena, 1994 citado por Baldomero, 2007).

Caracterización de Sustratos

- a) Propiedades físicas: elevada retención de agua fácilmente disponible, suficiente suministro de aire, distribución del tamaño de las partículas adecuado para que mantenga las condiciones anteriores, baja

densidad aparente, elevada porosidad total y estructura estable que impida la contracción del sustrato.

- b) Propiedades químicas: baja o suficiente capacidad de intercambio catiónico, en función de la fertilización aportada suficiente nivel de nutrientes asimilables, baja salinidad, elevada capacidad tampón y pH ligeramente ácido y mínima velocidad de descomposición.
- c) Otras propiedades: libres de semillas de malas hierbas, nemátodos, hongos, otros patógenos y sustancias fitotóxicas, reproducibilidad y bajo costo, fácil de manejar, rehumectar y desinfectar y resistencia a cambios físicos, químicos y ambientales extremos.

Porosidad y Densidad

El volumen de fase líquida y gaseosa, o el de esta última si el sustrato está seco, definen la porosidad o el espacio de poros. La porosidad de un medio de cultivo es el porcentaje de su volumen que no se encuentra ocupado por fase sólida, es decir, el cociente entre el volumen de poros y el volumen total que el medio ocupa en el contenedor. También se denomina Espacio Poroso Total (EPT) o cantidad de poros. (Masaguer y Cruz 2007).

Debido a la existencia de poros cerrados, solo una parte de la porosidad total será efectiva disponible para las raíces de la planta. La perlita es un ejemplo de material en el que, a causa de la existencia de poros cerrados, la porosidad efectiva es inferior a la total (Masaguer y Cruz 2007).

Densidad Aparente

La densidad aparente (D_a) se define como la relación entre la masa de las partículas y el volumen aparente que estas ocupan, es decir, considerando el volumen poroso existente entre las mismas. Se expresa generalmente en g/cm^3 o Kg/ m^3 .

El conocimiento de la densidad aparente es importante, no solo porque permite calcular la porosidad, sino que además, proporciona; cantidad de sólido contenido en un volumen de un sustrato comparado a granel preparación de mezclas, ejecución del análisis químico en base a volumen (Ansorena, 1994; citado por Baldomero, 2007).

Densidad Real

La densidad real o de partículas es la relación entre la masa de las partículas del sustrato y el volumen de sólidos, sin considerar los poros y huecos (Martínez, 1992). Este valor depende del material y, a diferencia de la densidad aparente, es independiente del grado de compactación y del tamaño de partículas (Ansorena, 1994; citado por Baldomero, 2007).

Capilaridad

Esta propiedad, consiste en la capacidad que tiene un sustrato para absorber agua a través de los microporos y de transportarla en todas las direcciones. La más crítica de las direcciones es la vertical, ya que en ella se realiza el transporte de agua en contra de la gravedad. Por tal motivo se denomina capilaridad ascensional (Resh, 1997).

Drenaje

Todo tipo de recipiente y de sustrato que se esté utilizando, deberá permitir un buen drenaje. Cuando una planta requiere mayor cantidad de agua, se proporciona más cantidad de riegos, pero nunca se debe inundar el sustrato con el fin de ahorrar riegos, ya que esto va contra la disponibilidad de oxígeno (Resh, 1997).

pH y Conductividad Eléctrica

Es un término que se refiere al grado de acidéz o alcalinidad que tiene una solución y varía en escala del 0 al 14, de tal manera que soluciones con un pH menor de 4 o mayor que 9 no deben utilizarse en hidroponía. Su importancia radica en el hecho de que del pH depende la asimilación de los nutrientes o la capacidad de intercambio catiónico (CIC) (Aguilar et al., 2004).

La conductividad eléctrica es una medida de la concentración de sales disueltas en un sustrato de crecimiento. Los valores de CE proveen una idea de la cantidad de fertilizante que se encuentra disponible en el medio para el crecimiento de las plantas o indica si existe acumulación de sales en el mismo (Aguilar et al., 2004).

Sustratos Empleados en Hidroponía

La perlita es un cristal natural abundante en el planeta. Contiene un 5% de agua en su interior y tiene la propiedad de expandirse cuando es sometida a altas temperaturas, presentando así una textura porosa y liviana. Se mide en volumen dado que su peso varía según el tamaño de las partículas y su contenido de humedad.

Son bolitas blancas con alta capacidad para retener agua y a la vez conservar una alta porosidad. Tiene un color blanco intenso, es extremadamente consistente y por tanto muy resistente a la erosión, en particular a la provocada por el crecimiento de las raíces. Mezclada con el sustrato se utiliza para airear la mezcla y darle ligereza.

Características

- Es muy liviana, pesando 125 kg por metro cúbico.
- pH neutro
- Libre de plagas, enfermedades y malezas.
- Incorporada en sustratos es ideal porque favorece la buena aireación y absorbe grandes cantidades de agua.
- No es inflamable.
- Su color blanco reduce la temperatura del sustrato y aumenta la reflexión de la luz, lo que es importante en invernaderos y sombreaderos.

Usos

- Ideal como sustrato de propagación de todo tipo de plantas por su neutralidad.
- Cultivos hidropónicos.
- Apropiaada para mezclar con arena en cultivo y propagación de cactus y plantas suculentas.
- En plantas que pasan un tiempo en bolsas o maceteros que deben trasladarse, debido a su capacidad de retención de humedad, porosidad y leve peso.

(<http://plantayflor.blogspot.mx/p/la-perlita-es-un-cristal-natural.html>).

La vermiculita es el nombre genérico de un mineral de la familia de las micas, compuesto por silicatos de aluminio, magnesio y hierro. Su estructura es laminar conteniendo algo de agua. Al elevar rápidamente la temperatura de la vermiculita se genera una expansión conocida como exfoliación, resultando un producto con reflejos metálicos, de color pardo, con baja densidad aparente y elevada porosidad.

Características

- Es muy liviana, pesando entre 60 y 140 kilos por metro cúbico, según granulometrías.
- pH neutro (7,2).
- Libre de plagas, enfermedades y malezas.
- Incorporada en sustratos favorece la buena aireación y absorbe grandes cantidades de agua.
- Su brillo metálico aumenta la reflexión de la luz, lo que es importante en invernaderos y sombreaderos.

Usos

- Como sustrato de cultivo y propagación de todo tipo de plantas por su neutralidad, buena aireación y alta capacidad de retención de agua.
- En ensayos de germinación de semillas por su sanidad.
- Cultivos hidropónicos.
- Apropiaada para mezclar con arena en cultivo y propagación de cactus y plantas suculentas.
- En plantas que pasan un tiempo en bolsas o maceteros, debido a su capacidad de retención de humedad, porosidad y leve peso (<http://plantayflor.blogspot.mx/p/la-perlita-es-un-cristal-natural.html>).

Fibra de coco: Se obtiene como residuo de la industria textil de las fibras del mesocarpio de los frutos del cocotero. Este residuo se compone de una fracción granular, a modo de “copos” que también es conocido como “turba de coco”, y otra fracción fibrosa, que son los restos de fibras.

Características

- Buen equilibrio entre retención de agua y capacidad de aireación.
- Evita las enfermedades fungosas en las raíces como consecuencia del exceso de humedad.
- Capacidad de retención del agua.
- Capacidad de intercambio catiónico.

Generalidades de la Cebolla

Origen

El origen primario de la cebolla se localiza en Asia central, y como centro secundario el Mediterráneo, pues se trata de una de las hortalizas de consumo más antigua. Las primeras referencias se remontan hacia 3200 a.c pues fue muy cultivada por los egipcios, griegos y romanos. Durante la edad media su cultivo se desarrolló en los países mediterráneos, donde se seleccionaron las variedades de bulbo grande, que dieron origen a las variedades modernas.

Taxonomía y morfología

División: Plantae

Clase: Tracheophita

Subclase: Angiosperma

Orden: Liliiflorales

Familia: Liliáceas

Género: *Allium*

Especie: *cepa*

Nombre científico: *Allium cepa*

Descripción morfológica

Planta: bienal, a veces vivaz de tallo reducido a una plataforma que da lugar por debajo a numerosas raíces y encima a hojas, cuya base carnosa e hinchada constituye el bulbo.

Bulbo: está formado por numerosas capas gruesas y carnosas al interior que realizan las funciones de reserva de sustancias nutritivas necesarias para la alimentación de los brotes y están recubiertas de membranas secas, delgadas y transparentes, que son base de hojas. La sección longitudinal muestra un eje caulinar llamado corma, siendo cónico y provisto en la base de raíces fasciculadas.

Sistema radicular: es fasciculado, corto y poco ramificado; siendo las raíces blancas, espesas y simples.

Tallo: el tallo que sostiene la inflorescencia es derecho, de 80 a 150 cm de altura, hueco, con inflamamiento ventrudo en su mitad inferior.

Hojas: envainadoras, alargadas, fistulosas y puntiagudas.

Flores: hermafroditas, pequeñas, verdosas, blancas violáceas, que se agrupan en umbelas.

Fruto: es una cápsula con tres caras, de ángulos redondeados, que contienen las semillas, las cuales son de color negro, angulosas, aplastadas y de superficie rugosa.

Importancia económica

Se trata de un cultivo muy extendido por todo el mundo, pues hay gran número de cultivares con distinta adaptación a las diferencias de climatología que influyen en su vegetación. A pesar de ello no todos los

países cubren sus necesidades, y han de importar una parte de su consumo.

La superficie total plantada de cebolla en el mundo asciende a más de 2 millones de hectáreas, produciéndose 32.5 millones de toneladas. En la Unión Europea se producen anualmente unos 3 millones de toneladas de esta hortaliza, en 95.000 ha de superficie.

Europa es el único continente productor que importa (1.600.000 t) bastante más de lo que exporta (1.100.000). Los grandes importadores de cebolla europeos (Francia y Alemania) están incrementando rápidamente su producción. En Alemania la producción de cebolla aumenta a un ritmo del 5%. Fuera de Europa, países como China están incrementando la producción. En los últimos cinco años, Nueva Zelanda ha triplicado su producción. En América, los principales países productores son: México, Ecuador, Jamaica y Paraguay.

(http://s3.esoft.com.mx/esofthands/include/upload_files/4/Archivos/Cebolla2.pdf)

Característica de la variedad Cojomatlán

Cebolla Cojomatlán: cebolla blanca de días intermedios, de maduración precoz, frutos de globo, consistente y pesados de tamaños medianos.

Follaje vigoroso de color verde intenso de buena estructura.

Ciclo de producción 120 días después de trasplante.

No tiene buena vida de anaquel, por lo que no se recomienda para secado, únicamente para manojos.

Tolerancia para enfermedades en época de lluvia.

<http://semiagro.com/wp-content/uploads/2012/03/359.pdf>

Característica de la variedad Copándaro

Bulbo de color blanco; forma del bulbo longitudinal abobada ancha, con altura promedio del eje polar de 74 mm.

Planta vigorosa con hojas largas.

Esta variedad sembrada en fecha temprana requiere: de 40 a 45 días de la siembra al trasplante, y de 110 a 120 días del trasplante a la cosecha.

Investigaciones Realizadas

Martínez (1992), evaluó diferentes mezclas de sustratos como: corteza de pino, aserrín de coco, tezontle y peat moss en Nochebuena, obteniendo que la fibra de coco al 100% es el mejor sustrato para la flor de Nochebuena y que a medida que se incrementa el porcentaje de fibra de coco en el medio de crecimiento la calidad de la planta es mayor.

García (2001) compararon mezclas de sustratos (cascarilla de arroz, corteza de pino, composta jardinera, piedra pómez, tezontle y polvo de coco) para la producción de especies ornamentales y concluyeron que la mejor calidad y productividad se dio en los tratamientos que contenían polvo de coco.

Valadez (2011) evaluó en un sistema de raíz flotante tres concentraciones de soluciones nutritivas; solución nutritiva ideal al 100% de sales minerales, solución a base de líquido de lombriz al 100% y la combinación de ambas soluciones al 50% en el cultivo de lechuga. Concluyendo que las lechugas de mayor rendimiento se produjeron en el tratamiento elaborado con 50% solución de sales minerales + 50% solución con líquido de lombriz.

III. MATERIALES Y METODOS

Ubicación del Experimento

El experimento se llevó a cabo en los terrenos de la Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” (UAAAN), ubicada a 7 km al sur de la ciudad de Saltillo, Coahuila, México, durante el periodo comprendido del 11 de octubre al 10 de Diciembre del 2010. El campo Universitario se encuentra a una altitud de 1743 msnm. La temperatura media anual es de 19.8 °C con una máxima en los días más cálidos de 35 °C y en invierno llega a bajar hasta -10°C.

Superficie Experimental

Se trabajó en una cama de siembra de 10 m², en ella se colocó un plástico polietileno con la finalidad de habilitar un depósito que sirvió como pila hidropónica.

Diseño Experimental

Se utilizó el diseño completamente al azar con arreglo factorial A x B x C en el que A corresponde a tres soluciones, B a cuatro sustratos y C a dos variedades; se manejaron seis repeticiones.

Formulación de Mezclas

En el laboratorio de Fertilidad de Suelos de la UAAAN se caracterizaron individualmente los sustratos peat moss, perlita, aserrín de coco y vermiculita. La granulometría consistió en establecer las proporciones de entre 2 y 1 mm.

Para la medición de la porosidad total, capacidad de aireación y retención de agua se utilizaron porómetros (Requejo, 2008), que son cilindros o secciones de tubo de plástico de tres pulgadas de diámetro, volumen de 350 cc con una tapa plástica con cuatro orificios de 5 mm en

forma equidistante a lo largo de su borde perimetral y se utilizó el siguiente protocolo.

1. Colocar dentro de los porómetros las mezclas de sustratos previamente tamizados a 2 milímetros, cuidando su perfecto asentamiento al dejarlos caer en 5 oportunidades desde 10 cm de altura sobre una tela que amortigüe la caída.
2. Colocar por 24 horas en un recipiente con agua cuyo nivel alcance justo debajo del borde superior de un anillo removible, provocando así el humedecimiento de la muestra desde los orificios del fondo, con esto se expulsa el aire por la parte superior,
3. Quitar dicho anillo removible,
4. Enrasar con una espátula y cubrir el extremo expuesto de la muestra.
5. Colocar de nuevo en agua, esta vez sumergiéndolo completamente por 30 minutos hasta lograr la saturación total de las muestras.
6. Extraer los porómetros del agua tapando los orificios del fondo con una goma.
7. Colocar cada porómetro en posición vertical en un matraz sobre una gradilla.
8. Medir el volumen de agua (V_a) que drene en un tiempo de 10 minutos.
9. Extraer las muestras húmedas para medir su peso (PH).
10. Colocar las muestras en una estufa a 105 °C para obtener el peso seco (PS).

Se realizaron los siguientes cálculos para las determinaciones de las propiedades físicas de las muestras: Espacio poroso total (EPT), Capacidad de aireación (CA), Retención de agua (RA), Densidad aparente (DA) y Densidad real (DR). Donde Pa corresponde al Peso específico del agua y Vc al volumen del cilindro.

Formulas Utilizadas

$$EPT(\%) = \frac{Va + \frac{PH - PS}{Pa}}{Vc} \times 100$$

$$CA(\%) = \frac{Va}{Vc} \times 100$$

$$RA(\%) = \frac{PH - PS}{Vc} \times 100$$

$$DA(Mg/m^3) = \frac{PS}{Vc}$$

$$DR(Mg/m^3) = \frac{DA}{1 - \frac{PT}{100}}$$

Una vez caracterizados los sustratos de forma individual, se procedió a realizar mezclas, en diferentes proporciones para garantizar la distribución de la humedad, para ello se empleó el programa de optimización QSB, propuesto por Yih, (2003) y descrito detalladamente por Requejo, (2008).(Cuadro 3.1).

Cuadro 3.1 Mezcla de diferentes sustratos

NUMERO	MEZCLA DE SUSTRATO
1	vermiculita 41% + peat moss 30% + perlita 29%
2	aserrín de coco 90% + peat moss 10%
3	perlita 56% + aserrín de coco 44%
4	perlita 80% + aserrín de coco 20%

Preparación de las Soluciones Nutritivas

Se prepararon tres soluciones nutritivas: solución nutritiva ideal 100%, 100% líquido de lombriz y 50% solución nutritiva ideal + 50% líquido de lombriz.

Formulación de la solución nutritiva ideal de 100%

La solución madre se preparó considerando lo siguiente; macro y meso- elementos en base a la solución ideal del cultivo menos la concentración de los elementos que aportó el agua de lluvia colectada en los techos de los laboratorios del Departamento de Ciencias del Suelo (Cuadro 3.2).

Cuadro 3.2 Formulación de la solución nutritiva para cebolla

Macro- elementos	NO ₃ ⁻	H ₂ PO ₄	SO ₄ ⁻²	HCO ₃ ⁻	Cl ⁻	NH ₄ ⁺	K ⁺	Ca ⁺⁺	Mg ⁺⁺
Agua de lluvia	0.21	-	5.04	0.59	0.34	-	-	6.60	0.52
Solución ideal	19	2.0	2.2	-	-	1.25	11	9.0	2.0
Aporte al 100%	18.79	2.0	-	-	-	1.25	11	2.4	1.48

Las unidades están en Meq/L.

En el Cuadro 3.3 se presentan los valores de micro-elementos aportados para la preparación de la solución nutritiva para cebolla.

Cuadro 3.3 Valores de micro- elementos empleados en la solución nutritiva para cebolla

Micro-elementos en (ppm)					
Fe	Mn	Zn	B	Cu	Mo
2.2	0.5	0.26	0.32	0.05	0.05

El diseño de la solución en cuanto al contenido de cationes y aniones se presenta en el Cuadro 3.4.

Cuadro 3.4 Diseño de la solución nutritiva en aniones y cationes para cebolla

Meq/L	NH ₄	K	Ca	Mg	H	Total
NO ₃	-	10.25	2.40	1.48	-	18.79
H ₂ PO ₄	1.25	0.75	-	-	-	2.0
SO ₄	-	-	-	-	-	-
Total	1.25	-	2.40	1.487	-	-

El Cuadros 3.5 muestra la cantidad de fertilizantes (macro, meso elementos) necesarios para preparar un litro y 50 litros de solución nutritiva al 100% para cebolla.

Cuadro 3.5 Cantidad de fertilizantes (macro y meso-elementos) empleados en la preparación de 50 litros de solución nutritiva al 100% para cebolla.

Fertilizantes	Adición para 1L (g)	Gramos para 50 litros
Nitrato de potasio: KNO_3	1.025	51.25
Nitrato de calcio: $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$	0.288	14.4
Nitrato de magnesio: $\text{Mg}(\text{NO}_3)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	0.192	9.6
Fosfato de amonio: $\text{NH}_4\text{H}_2\text{PO}_4$	0.15	7.5
Fosfato de potasio: KH_2PO_4	0.105	5.25

El Cuadros 3.6 muestra la cantidad de fertilizantes en particular micro-elementos necesarios para preparar 50 litros de la solución nutritiva para la cebolla.

Cuadro 3.6 Cantidad de fertilizantes para los micro-elementos empleados en la preparación de 50 litros de solución nutritiva para cebolla.

Fuentes de nutrientes	Cálculo	Gramos para 50 litros
Quelato de hierro	$[2.2 \cdot (100/9)/1000]$	1.222
Quelato de cobre	$[0.05 \cdot (100/9)/1000]$	0.027
Quelato de zinc	$[0.26 \cdot (100/9)/1000]$	0.144
Sulfato de manganeso	$[0.5 \cdot (233/54.94)/1000]$	0.106
Acido bórico	$[0.32 \cdot (61.81/10.81)/1000]$	0.091
Molibdato de amonio	$[0.05 \cdot (1236/672)/1000]$	0.004

Formulación de la solución nutritiva a base de líquido de lombriz al 100%

Un litro de líquido de lombriz contiene los siguientes porcentajes de potasio, nitrógeno y fósforo.

$$K= 1.99\%$$

$$N=1.255\%$$

$$P= 0.25\%$$

Se tomó como base el potasio porque es el que está en mayor concentración.

$$1\% \text{_____} 10000 \text{ ppm}$$

$$1.99\% \text{_____} x = 19900 \text{ ppm de K}$$

$$Meq/L = \frac{ppm}{(pe)}$$

pe= peso equivalente de K⁺

$$Meq/L = \frac{19900}{39} = 510.25 \text{ Meq/L}$$

El ideal para conformar la solución es 11 Meq/L.

$$1 \text{ litro de líquido de lombriz _____} 510.25 \text{ Meq/L de K}$$

$$X \text{ _____} 11 \text{ Meq/L}$$

$$X = 0.021 \text{ Litros de líquido de lombriz}$$

11 Meq/L se encuentran en 0.021L de líquido de lombriz. Se prepararon 50 litros de solución en cada tratamiento a evaluar.

Por lo tanto, 0.021×50 litros de agua = 1.05 litros de líquido de lombriz aforados a 50 litros y conformar así la solución orgánica.

Formulación de la solución nutritiva 50% líquido de lombriz + 50% de solución nutritiva ideal

La formulación de solución nutritiva 50% líquido de lombriz + 50% de la solución nutritiva ideal para 50 litros de agua se preparó con 0.525 litros de líquido de lombriz más la mitad de la disolución nutritiva ideal química como lo muestra el Cuadro 3.7.

Cuadro 3.7 Cantidad de macro, meso y micro-elementos empleados en la preparación de 50 litros de la solución nutritiva al 50% para cebolla

Fertilizantes	Gramos	Micro-elementos	gramos
KNO ₃	25.625	Fe	0.601
	7.2	Cu	0.013
Ca(NO ₃) ₂ 4H ₂ O			
	4.8	Zn	0.072
Mg(NO ₃) ₂ 6H ₂ O			
	3.75	Mn	0.053
NH ₄ H ₂ PO ₄			

	2.625	B	0.045
KH ₂ PO ₄			

		Mo	0.002
--	--	----	-------

Preparación del Terreno

El suelo se preparó realizando una nivelación del sitio donde se ubicó el polietileno que sirvió como pileta para contener el agua. Se utilizaron ladrillos que sirvieron como división para contener las diferentes soluciones manejadas. Se colocó una cubierta plástica de polietileno y sobre ella una malla sombra para proteger las plántulas de los rayos solares (Figura 3.1).



Figura 3.1 Cubierta plástica y malla sombra que sirvió como protección contra la alta radiación solar

Producción de Plántula

Antes de la siembra se saturó y drenó el sustrato de fibra de coco y peat moss, esto para minimizar el contenido de sales que presentan.

Después de 24 horas se sembraron semillas de cebolla de la variedad Copándaro y Cojumatlán en charolas de germinación de 200 cavidades. Las dos variedades se distribuyeron en la misma charola usando 90 cavidades para cada una y dejando 20 cavidades vacías que servirían como división. Se sembró una semilla por cavidad a 0.5 cm de profundidad.

Las charolas de germinación se pusieron a flotar en el depósito que se construyó. El depósito contenía tres divisiones, cada una con capacidad de 20 litros que contenían las soluciones respectivas.(Figura 3.2)



Figura 3.2 Depósito que contenía la solución nutritiva donde se colocaron las charolas.

Las plantas de ambos cultivares de cebolla emergieron a los cinco días después de la siembra. (Figura 3.3)

A

B

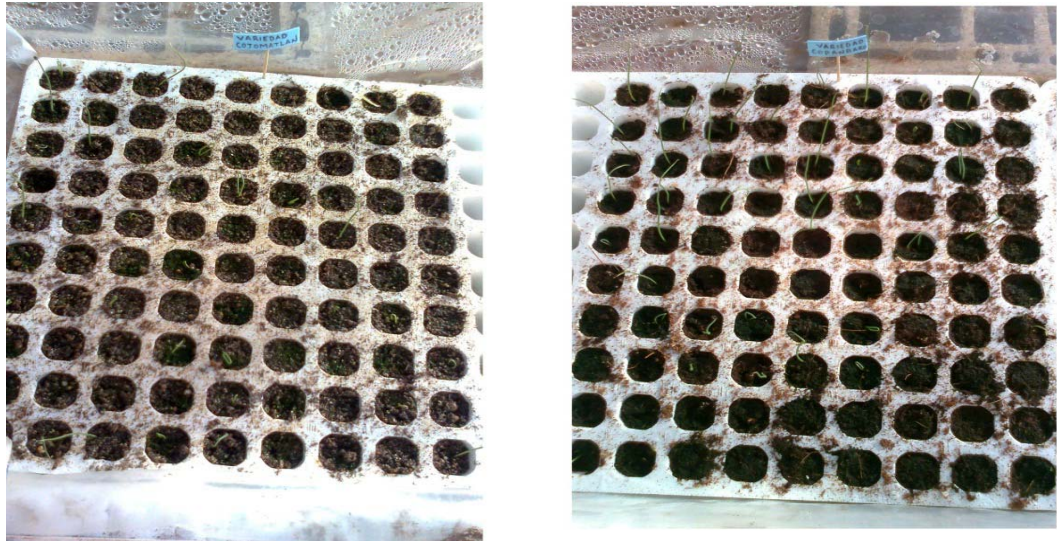


Figura 3.3 Emergencia de las plántulas de cebolla a los 5 días de la siembra A; variedad Cojomatlán. B; variedad Copándaro.

Diseño de los Tratamientos

En el Cuadro 3.8 se muestra la lista de los sustratos y soluciones nutritivas, en un diseño completamente al azar con arreglo factorial A x B x C en el que A corresponde a soluciones nutritivas, B a sustratos y C a variedades, con seis repeticiones en donde una planta constituyó una repetición.

Cuadro 3.8. Lista de mezclas de sustratos y soluciones nutritivas para la producción de plántula de cebolla.

Mezcla de sustrato	Soluciones nutritivas
41% vermiculita +30% peat moss + 29% perlita	Solución nutritiva ideal al 100%
41% vermiculita +30% peat moss + 29% perlita	Líquido de lombriz al 100%
41% vermiculita +30% peat moss + 29% perlita	50% LL + 50% SN
90% aserrín de coco + 10% peat moss	Solución nutritiva ideal al 100%
90% aserrín de coco + 10% peat moss	Líquido de lombriz al 100%

90% aserrín de coco + 10% peat moss	50% LL + 50% SN
56% aserrín de coco + 44% perlita	Solución nutritiva ideal al 100%
56% aserrín de coco + 44% perlita	Líquido de lombriz al 100%
56% aserrín de coco + 44% perlita	50% LL + 50% SN
80% aserrín de coco + 20% perlita	Solución nutritiva ideal al 100%
80% aserrín de coco + 20% perlita	Líquido de lombriz al 100%
80% aserrín de coco + 20% perlita	50% LL + 50% SN

Parámetros Evaluados Durante el Crecimiento de las Plántulas

pH. en la solución nutritiva

C.E. en la solución nutritiva

Variables Agronómicas Evaluadas al Final del Experimento

Altura (ALT) Se midió con una regla de 30 cm, se considero la altura de la planta desde el cuello de la raíz hasta la parte superior de la planta reportándose en cm. (Figura 3.4)



Figura 3.4 Medición de altura de la plántula de cebolla

Diámetro del tallo (DT) se tomo como punto de referencia para medir el diámetro del tallo mediante un vernier digital el primer entrenudo de la planta, la medida se expreso en milímetros. (Figura 3.5)



Figura 3.5 Vernier digital utilizado para la medición del diámetro del tallo

Longitud de raíz (LR) se determinó desde el cuello de la raíz hasta la parte inferior de la misma, se utilizó una regla de 30 cm. (Figura 3.6)



Figura 3.6 Medición de longitud de raíz

Peso fresco de follaje (PFF) se pesó cada planta al final del experimento, en una balanza analítica. (Figura 3.7)



Figura 3.7 Balanza analítica utilizada para pesar el follaje fresco

Peso fresco de raíz (PFR) las raíces fueron lavadas, para eliminar los residuos de suelo, y luego secadas con toallas de papel absorbente con el

fin de eliminar el exceso de agua. Finalmente, cada una de las raíces fue pesada en una balanza digital. El peso se expresó en gramos. (Figura 3.8)



Figura 3.8 Recipiente con agua para eliminar los residuos del suelo

Peso seco de follaje (PSF) después de obtener el peso fresco, se colocó cada planta en bolsitas y posteriormente en botes. Se llevaron a un horno secador a una temperatura de 70 °C, por 72 h, para obtener finalmente su peso seco. (Figura 3.9)



Figura 3.9 Estufa utilizada para secar el follaje

Peso seco de raíz (PSR) después de obtener el peso fresco, se colocó cada raíz en bolsitas y posteriormente en botes. Se llevaron a un horno secador a una temperatura de 70 °C, por 72 h, para obtener finalmente su peso seco. (Figura 3.10)



Figura 3.10 Bolsas de papel utilizadas para colocar los follajes y las raíces

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Preparación de las Mezclas

Para la formulación de las mezclas se trabajó con las determinaciones generadas por los porómetros, como se observa en el Cuadro 4.1.

Cuadro 4.1 Resultados promedios de las propiedades fisicoquímicas de los sustratos.

SUSTRATO	EPT (%)	CA (%)	RA (%)	DA (Mg/m ³)	DR (Mg/m ³)
aserrín de coco	65.24	6.09	59.15	0.13	0.38
peat moss	64.73	20.09	44.63	0.07	0.20
perlita	60.47	14	46.47	0.11	0.28
vermiculita	66.16	26.66	39.49	0.12	0.37

EPT= Espacio Poroso total, CA= Capacidad de Aireación, RA= Retención de Agua, DA= Densidad Aparente, DR= Densidad Real.

Una vez caracterizados los sustratos de forma individual, se procedió a realizar mezclas en diferentes proporciones para garantizar la distribución de la humedad, para ello se empleó el programa de optimización QSB, propuesto por Yih, (2003) y descrito detalladamente por Requejo,(2008). (Cuadro 4.2)

Cuadro 4.2 Mezcla de los diferentes sustratos

NUMERO	MEZCLA DE SUSTRATO
1	Vermiculita 41% + peat moss 30% + perlita 29%
2	Aserrín de coco 90% + peat moss 10%
3	Perlita 56% + aserrín de coco 44%
4	Perlita 80% + aserrín de coco 20%

Parámetros Evaluados

La Conductividad Eléctrica

En el Cuadro 4.3 y en la Figura 4.1 se muestran los valores de CE de cada solución durante el proceso de producción de la plántula de cebolla. Como se puede observar la conductividad eléctrica más elevada se registró al final del proceso de producción de plántula y se presentó en la solución nutritiva ideal al 100%, esto se debió principalmente a la concentración de sales de los fertilizantes presentes en la solución.

Cuadro 4.3 Valores de la Conductividad Eléctrica (CE) en las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.

Soluciones	22 Oct	29 Oct	05 Nov	12 Nov	19 Nov
------------	--------	--------	--------	--------	--------

Solución nutritiva ideal al 100%	3.00	4.00	3.89	3.42	4.12
Líquido de lombriz al 100%	2.49	2.10	2.95	1.98	2.50
50% LL + 50% SN	2.91	2.98	2.54	2.87	3.08

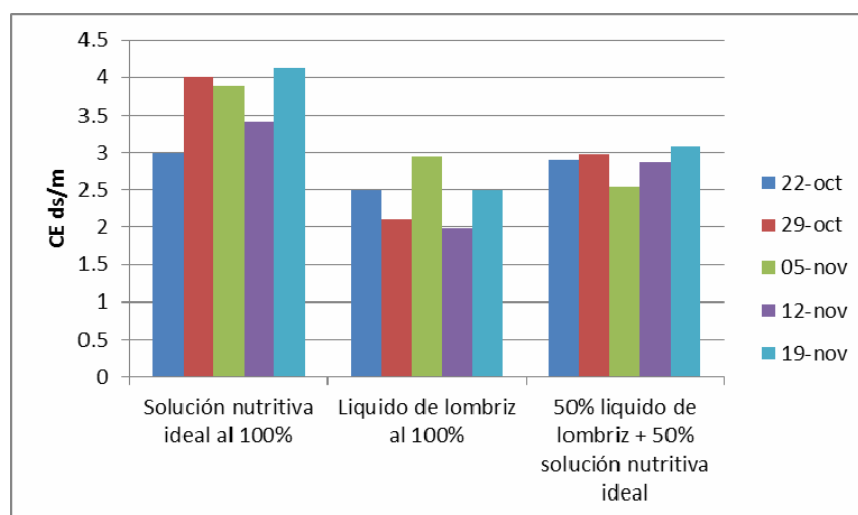


Figura 4.1 Valores de la Conductividad Eléctrica (CE) en las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.

La conductividad eléctrica más baja se registró en la solución de 100% líquido de lombriz; ésto se debe a la baja concentración de sales presentes en el líquido de lombriz por litro $K= 1.99\%$ $N=1.255\%$ $P= 0.25\%$. Ya que valor de la conductividad eléctrica es directamente proporcional a la concentración de sólidos disueltos, por lo tanto, cuanto menor sea dicha concentración menor será la conductividad eléctrica.

En la solución 50% solución nutritiva ideal + 50% líquido de lombriz, la conductividad eléctrica se mantuvo estable, esto se debió al efecto del líquido de lombriz que no presenta una composición química cuantitativa estable, muestran una estructura espacial “amorfa” y por su periferia se encuentran grupos químicos reactivos de carácter ácido (OH y $COOH$) los cuales hacen posible que estas sustancias (humus), puedan absorber en su

superficie agua y elementos nutritivos que pueden ser utilizados por las plantas.

pH

En el Cuadro 4.4 y en la Figura 4.2 se muestran los valores de pH de cada solución durante el proceso de producción de la plántula de cebolla.

Cuadro 4.4 Valores de pH de las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.

Soluciones	22 oct	29 oct	05 nov	12 nov	19 nov
Solución nutritiva ideal al 100%	5.75	5.98	5.06	5.28	5.13
Líquido de lombriz al 100%	7.34	6.61	7.54	7.35	7.14
50% LL + 50% SN	6.73	5.54	6.18	6.26	5.95

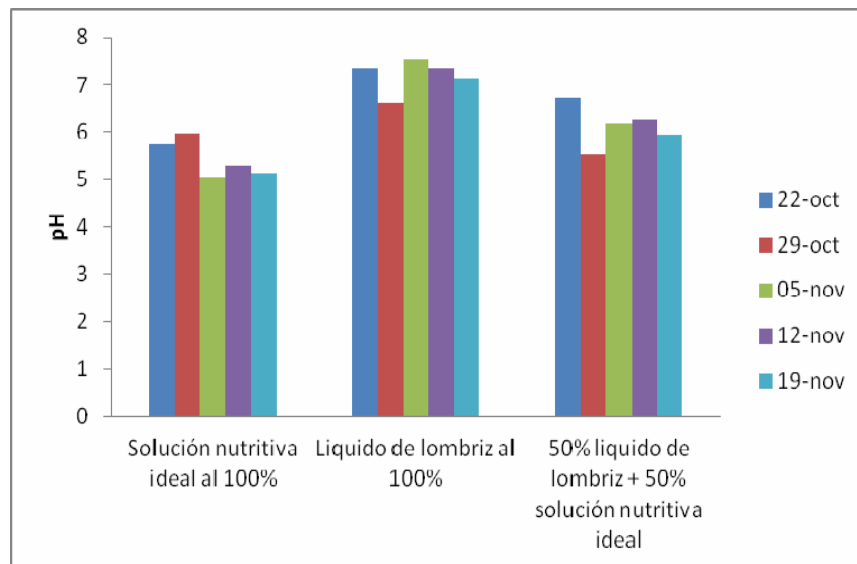


Figura 4.2 Valores de pH de las soluciones evaluadas durante el proceso de producción de plántula de cebolla.

La solución nutritiva ideal 100% presentó los valores más bajos de pH, la solución se fue acidificando porque predominó la absorción de cationes sobre aniones.

En la solución de líquido de lombriz al 100%) se mantuvo estable el pH, debido que el líquido de lombriz posee microorganismos y no combinarlo con otras sales evitó cambios significativos de pH.

En la solución de 50 % líquido de lombriz y 50 % solución nutritiva ideal el pH se mantuvo estable, entre 5.54 y 6.73, el líquido de lombriz amortiguó la precipitación de iones en la solución.

Déficit de Presión de Vapor

El Déficit de Presión de Vapor (DPV) es un indicador de transpiración de la planta, cuanto mayor sea, mayor será la transpiración de agua por parte de la hoja al aire, teniendo la planta un desarrollo mas favorable.

El Cuadro 4.5 y la Figura 4.3 muestran los valores promedios del déficit de presión de vapor durante el desarrollo de las plántulas de cebolla. El DVP es variado durante el día, dependiendo de la hora.

Cuadro 4.5 Valores promedios del déficit de presión de vapor durante el desarrollo de las plántulas de cebolla

Valores promedios del DPV	Horas
1.11	8:30 am
2.93	2:30 p.m.
2.18	6:30 p.m.

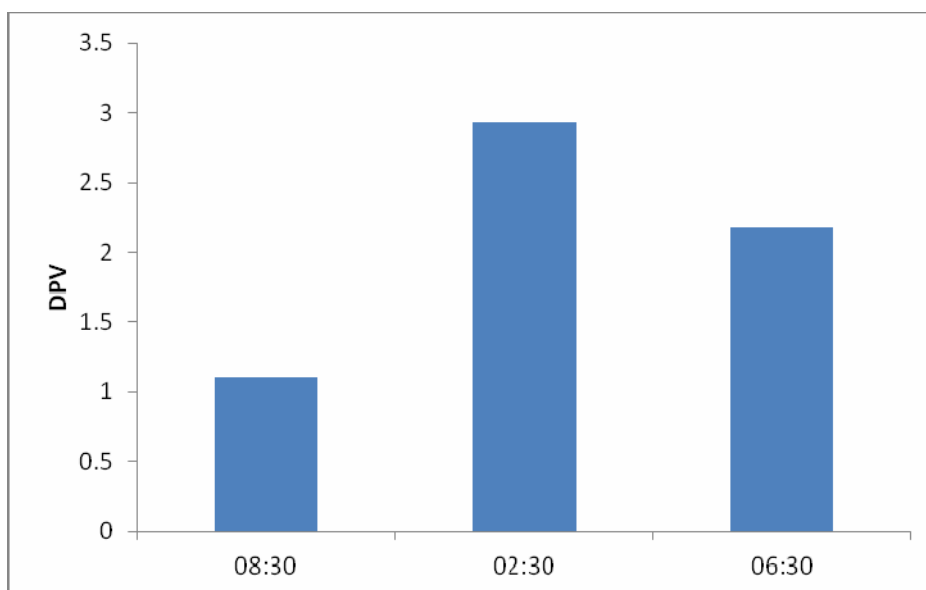


Figura 4.3 Valores promedio del Déficit de Presión de Vapor (DPV) durante el desarrollo de las plántulas de cebolla

Variables Evaluadas al Final de la Investigación

Como se puede observar en el Cuadro 4.6 la mayoría de las variables tuvieron un valor altamente significativo en los factores estudiados, donde el factor A corresponde a las soluciones nutritivas, el factor B a las diferentes mezclas de sustratos utilizados y el factor C a las variedades estudiadas. La longitud de la raíz (LR) fue la excepción, ya que no tuvo significancia en las soluciones utilizadas. Según Vásquez, (2008) la concentración de nutrientes en las soluciones presentaron una relación directa con el sistema radicular, influyendo en la absorción de los nutrimentos y por consecuencia generando raíces en porcentajes similares. Ambas variedades también presentaron diferencias altamente significativas en las variables evaluadas.

Cuadro 4.6 Valores de los cuadrados medios y pruebas de F de los análisis de varianza para plántula de cebolla establecida en sustratos hidropónicos

FV	GL	ALT	DT	LR
SOL	2	681.503 **	14.735 **	37.834 NS
SUST	3	299.059 **	4.765 **	100.070 **
VAR	1	416.160 **	5.081 **	69.444 **

FV	GL	PFF	PFR	PSF	PSR
SOL	2	6.153 **	0.868 **	.034 **	.002 **
SUST	3	2.465 **	0.311 **	.016 **	.001 **
VAR	1	4.607 **	0.939 **	.023 **	.001 **

FV=Fuente de variación, SOL= Soluciones, SUST= Sustrato, Var= variedad, GL= Grados de libertad, NS= no significativo, **= altamente significativo.

Altura de la planta (ALT)

En el Cuadro 4.7 de comparación de medias para la variable altura de la planta (ALT) en las diferentes mezclas de sustratos utilizados puede observarse que se presenta un mayor crecimiento en la mezcla 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss). Según Martínez (1992) la fibra de coco presenta mayor cantidad de oxígeno en la rizósfera de la raíz. Esto probablemente favoreció el crecimiento de las plantas.

Las soluciones al igual que las mezclas de sustratos también presentaron diferencias estadísticas obteniendo una mayor altura de planta (ALT) en la solución 3 (50% liquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal). Estos resultados coinciden con los encontrados por Valadez (2011),

quien concluye que el líquido de lombriz en combinación con sales minerales, resulta ser un excelente activador de la nutrición vegetal.

Cuadro 4.7 Prueba de Tukey para altura de planta en centímetros (ALT) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLA DE SUSTRATOS	SOLUCIONES
1	23.022 b	23.331 b
2	26.022 a	18.833 c
3	23.247 b	26.318 a
4	19.019 c	

Diámetro del tallo

En el Cuadro 4.8 se puede apreciar que la comparación de medias para la variable diámetro del tallo (DT) en las diferentes mezclas de sustratos utilizados si presentaron diferencias estadísticas, dándose un mayor diámetro en la mezcla 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss). Rodríguez (1997), señala que un mayor diámetro tiene aéreas altas de floema, las cuales propician mayores tasas de traslocación de asimilados, facilitando así el crecimiento.

Las soluciones al igual que las mezclas de sustratos también presentaron diferencias estadísticas obteniendo una mayor diámetro del tallo

(DT) en la solución 3 (50% líquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal). Estos resultados coinciden con los encontrados por Valadez (2011), quien concluye que el líquido de lombriz en combinación con sales minerales, resulta ser un excelente activador de la nutrición vegetal.

Cuadro 4.8 Prueba de Tukey para diámetro del tallo en milímetros (DT) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLAS DE SUSTRATOS	SOLUCIONES
1	2.508 c	2.742 b
2	3.151 a	2.105 c
3	2.771 b	3.209 a
4	2.310 c	

Longitud de raíz

Para la variable longitud de raíz (LR) la comparación de medias en las diferentes mezclas de sustratos utilizados puede observarse que hubo diferencias, presentándose una mayor longitud de raíz en la mezcla 1 (41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita). Según Baldomero, (2007) se explica el mayor valor por ser una mezcla con adecuada porosidad y densidad aparente, características que no permiten la compactación siendo un material muy penetrable.

Las soluciones no presentaron diferencias estadísticas, es decir que no hubo interacción, probablemente a la disponibilidad de los nutrientes en las diferentes soluciones, obteniendo así el mismo comportamiento. (Cuadro 4.9)

Cuadro 4.9 Prueba de Tukey para longitud de en centímetros (LR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

	MEZCLAS DE SUSTRATOS	SOLUCIONES
1	16.011 a	14.162 a
2	14.661 ab	13.125 a
3	13.458 bc	14.891 a
4	12.108 c	

Peso fresco de follaje

La comparación de medias para la variable peso fresco de follaje (PFF) en las diferentes mezclas de sustratos utilizados indicó que el mayor peso fresco de follaje correspondió a la mezcla 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss). (Cuadro 4.10). Según los resultados encontrados por Esquivel, (2001) quien evaluó las de diferentes características de sustratos, concluyó que abastecer el buen crecimiento de las plantas afecta de manera directa el peso fresco total de las mismas.

El mayor peso fresco de follaje se obtuvo en la solución 3 (50% líquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal), según resultados encontrados por Valadez, (2011) esta variable está relacionada con las 2 primeras altura de la planta (ALT) y diámetro del tallo (DT), obteniendo resultados similares. (Cuadro 4.10)

Cuadro 4.10 Prueba de Tukey para peso fresco de follaje en gramos (PFF) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLA DE SUSTRATOS		SOLUCIONES	
1	1.006	bc	1.107	b
2	1.437	a	0.721	c
3	1.098	b	1.436	a
4	0.810	c		

Peso fresco de raíz

En el Cuadro 4.11 se puede apreciar que para la variable peso fresco de raíz (PFR) las mezclas de sustratos: 1(41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita), 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) y 3 (56% aserrín de coco + 44% perlita) fueron las mejores y la mezcla 4 presentó el valor más bajo (80% aserrín de coco + 20% perlita), esto probablemente se debió a que la mezcla 4 no presentó raíces ramificadas como las otras, dando como consecuencia menor peso fresco de raíz.

En lo que corresponde a las soluciones nutritivas, la que presentó el mayor peso fresco fue la solución 3 (50% líquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal).

Cuadro 4.11 Prueba de Tukey para peso fresco de raíz en gramos (PFR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLA DE SUSTRATOS		SOLUCIONES	
1	0.430	a	0.369	b
2	0.514	a	0.308	b
3	0.424	a	0.566	a
4	0.290	b		

Peso seco de follaje

En el Cuadro 4.12 se puede observar que para la variable peso seco de follaje (PSF) en las diferentes mezclas de sustratos utilizados hubo diferencias entre tratamientos, obteniendo un mayor peso fresco en la mezcla 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) este resultado coincide con lo encontrado en la variable de peso fresco ya que son variables que están relacionadas.

En lo que corresponde a las soluciones también se presentaron diferencias estadísticas obteniéndose un mayor valor en la solución 3 (50% líquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal). Esto también coincide con lo encontrado en la variable de peso fresco

Cuadro 4.12 Prueba de Tukey para peso seco de follaje en gramos (PSF) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLA DE SUSTRATOS		SOLUCIONES
1	0.078	b	0.078 b
2	0.117	a	0.068 b
3	0.086	ab	0.118 a
4	0.070	b	

Peso seco de raíz

Para la variable peso seco de follaje (PSR) en las diferentes mezclas de sustratos utilizados se puede observar que los tratamientos 1(41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita), 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) y 3 (56% aserrín de coco + 44% perlita) fueron los mejores e iguales entre sí y el menor peso seco correspondió a la mezcla 4 (80% aserrín de coco + 20% perlita) este resultado coincide con lo encontrado en la variable de peso fresco y como se dijo anteriormente en esta mezcla no se

desarrollaron raíces ramificadas, obteniendo así menor peso fresco y como consecuencia también menor peso seco.

En lo que corresponde a las soluciones también se presentaron diferencias estadísticas obteniéndose un mayor valor en la solución 3 (50% líquido de lombriz + 50% solución nutritiva ideal). Esto también coincide con lo encontrado en la variable de peso fresco. Según Valadez, (2011) el peso seco de raíz está correlacionado con la variable anterior peso fresco de raíz dando los mismos resultados, tanto en las diferentes mezclas de sustratos como las soluciones utilizadas en el experimento. (Cuadro 4.13)

Cuadro 4.13 Prueba de Tukey para peso seco de raíz en gramos (PSR) en las diferentes mezclas de sustratos y soluciones

#	MEZCLA DE SUSTRATOS		SOLUCIONES
1	0.020	a	0.019 ab
2	0.028	a	0.012 b
3	0.029	a	0.026 a
4	0.014	b	

En el Cuadro 4.14 se puede observar la comparación de medias de las variables evaluadas en las dos variedades. Se puede observar que la variedad que obtuvo los mayores resultados en la mayoría de las variables evaluadas fue la variedad de Copándaro.

Cuadro 4.14 Comparación de medias para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), largo de raíz (LR), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz

(PFR), peso seco follaje (PSF), peso seco de raíz (PSR). En las variedades Cojomatlán (1), Copándaro (2).

VARIEDAD	ALT	DT	LR	PFF	PFR	PSF	PSR
1	21.127	2.497	13.365	0.909	0.334	0.075	0.016
2	24.527	2.873	14.754	1.267	0.495	0.100	0.022

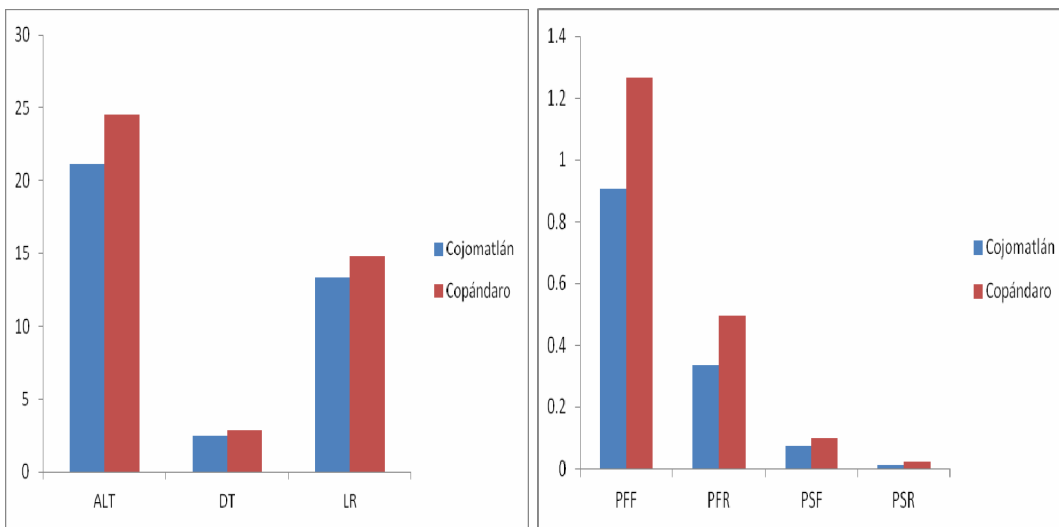


Figura 4.4 Comparación de medias para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), largo de raíz (LR), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF), peso seco de raíz (PSR). En las variedades Cojomatlán, Copándaro.

V. CONCLUSIONES

La solución 3 (50% SN + 50% LL) generó las plántulas de cebolla con mayor desarrollo en cuanto a altura (ALT), diámetro del tallo (DT), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF) y peso seco de raíz (PSR), ya que presentó adecuada estabilidad

de pH y una buena conductividad eléctrica. El líquido de lombriz por sí solo no posee la fuerza suficiente para la nutrición, ya que se presentaron deficiencias nutrimentales y clorosis en las plántulas, pero resulta ser un excelente activador de la nutrición vegetal al combinarlo con soluciones nutritivas conteniendo sales minerales inorgánicas.

La Longitud de raíz (LR) fue la única variable que no presentó diferencia a la aplicación de soluciones nutritivas.

La mezcla de sustrato 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) aplicada a la cebolla fue la mejor para altura (ALT), diámetro del tallo (DT), peso fresco de follaje (PFF), peso seco del follaje (PSF), ya que tuvo mayor estabilidad, buena capacidad de aireación del sistema radicular y buena retención de la solución nutritiva.

Las mezclas de sustratos 1(41% vermiculita + 30% peat moss + 29% perlita), 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) y 3 (56% aserrín de coco + 44% perlita) presentaron los mayores resultados (PFR) y peso seco de raíz (PSR).

La mezcla de sustratos 2 (90% aserrín de coco + 10% peat moss) fue la que obtuvo mayor peso seco del follaje (PSF).

La variedad 2 (Copándaro) tuvo el mejor comportamiento en cuanto a los parámetros evaluados: altura (ALT), diámetro del tallo (DT), largo de raíz (LR), peso fresco de follaje (PFF), peso fresco de raíz (PFR), peso seco follaje (PSF), peso seco de raíz (PSR).

VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda darle seguimiento a este trabajo para saber las respuestas que pueden tener las plantas más adelante al quedar establecidas en campo.

Deben incluirse testigos sin fertilizar, para poder comparar los demás tratamientos con el testigo, que representa una práctica tradicional.

Al establecer algún experimento de este tipo debe realizarse también un análisis económico, para determinar si es costeable realizar este tipo de trabajo.

VII. LITERATURA CITADA

Aguilar, R., M; Vidales F., I.; Muñoz F., H. j.; Toledo B., R; Hernández L., M. A. y Tapia V., L. M. 2004. Hidroponía aplicada en tomate como alternativa

sustentable en la comunidad indígena de Nuevo San Juan Parangaricutiro, Michoacán. Primera edición, impreso en México.

Alves, M. L. B. 1982. Incidence of *Alternaria porri* on cultivars and Hybrids of the onion (*Allium cepa* L.) Volumen 12. Amazonas, Brasil

Arévalo, N. E. 1997. Evaluación de cuatro sustratos en hidroponía bajo el sistema vertical, con tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Tesis. Licenciatura. Uaaan. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Baldomero H. Z. N. 2007. Producción de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) hidropónico con sustrato, bajo invernadero. Tesis. Maestría Instituto Politécnico Nacional. Santa Cruz Xoxocotlan, Oaxaca, México.

Cano, P. 1997. Evaluación de cuatro sustratos en hidroponía bajo el sistema vertical con el cultivo del chile (*Capsicum annuum* L.). Tesis. Licenciatura. Uaaan. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México.

Esquivel, T. S. 2001. Características y usos de los principales sustratos utilizados en los cultivos sin suelo. Tesis. Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Mexico.

Galmarini, C. R. 2001. Cebolla; efectos benéficos. Diario uno. 1 de Marzo de 2001. La Consulta, Mendoza, Argentina.

García, C. O. 2001. Evaluación de sustratos para la producción de *Epipremnum aureum* y *Spathiphyllum wallisii* cultivada en maceta. Terra 19. Mexico.

Gonzales I., A: 1991: El jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) Aspectos relevantes para su cultivo en México. Tesis. Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. México.

Howard, M. R. 2006. Cultivos hidropónicos. Ediciones Mundi Prensa, Madrid, Barcelona.

Huterwal, G. O. 1983. Hidroponía. Cultivo de plantas sin tierra. Editorial albatros. Buenos Aires, Argentina.

Lara, H. A., 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. Información científica y tecnológica. Vol. 17, No. 003. UACH, MEXICO, PP 221-229.

Martínez, S. M. 1992. Evaluacion de mezclas de sustratos y sus componentes en flor de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima Hill*) Tesis de licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autonoma de Chapingo. Chapingo, Mexico. 106 p.

Masaguer y Cruz, 2007. Avances en sustratos para cultivos hortícolas: caracterización y manejo. 4ª curso internacional de actualización en horticultura protegida. Universidad politécnica de Madrid (España).44p..

OMS.2001. Guía de diseño para captación del agua de lluvia. Lima, Perú.

Requejo, L. R. (2008). Acondicionamiento nutricional de plántulas y optimización de sustratos en tomate (*Lycopersicum esculentum Mill.*) bajo invernadero. Tesis de doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León.

Resh, H. (1997). Cultivos hidropónicos. Nuevas técnicas de Producción. Editorial Mundi prensa. Madrid. España.

Rodríguez, R. R. 1997. Cultivo moderno del tomate. Segunda Edición. Mundi- Prensa. Madrid, España.

Valadez, S. F. 2011. Aprovechamiento de agua de lluvia e la producción hidropónica de lechuga (*Lactusa sativa L.*) Tesis. Licenciatura. Universidad Autonoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coah. Mexico.

Vásquez, V. L. 2008. Efecto de soluciones nutritivas y sombreo en la producción y calidad del berro (*Nsturtium officinale R.*) hidropónico en la sierra norte de Oaxaca. Tesis. Maestría. Centro Interdisciplinario de Investigacion para el Desarrollo Integral Regional. Santa Cruz Xoxocotlan, Oaxaca.

Yih-Long, Ch. 2003. Win – QSB. Versión 1.0 Jhon Wiley and Sons. USA

Sitios de internet

<http://plantayflor.blogspot.mx/p/la-perlita-es-un-cristal-natural.html>

(Consultada el 13 de mayo de 2012)

http://s3.esoft.com.mx/esofthands/include/upload_files/4/Archivos/Cebolla2

(Consultada el 14 de mayo de 2012)

<http://semiagro.com/wp-content/uploads/2012/03/359.pdf>

(Consultada el 14 de mayo de 2012)

(<http://www.h2opoint.com>).