



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE EDAFOLOGIA

**Sargazo (*Sargassum* spp.) como
sustrato agrícola**

SONIA HERRERA MONROY

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2015



El presente anteproyecto titulado: "**Sargazo (*Sargassum spp*) como sustrato agrícola**" Realizado por la alumna: **Sonia Herrera Monroy** bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS
EDAFOLOGÍA**

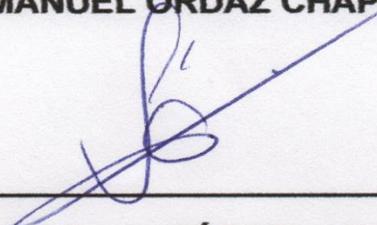
CONSEJO PARTICULAR:

CONSEJERO



Dr. VÍCTOR MANUEL ORDÁZ CHAPARRO

ASESOR



Dr. EDUARDO VALDÉS VELARDE

ASESOR



Dra. LIZETTE BORGES GÓMEZ

ASESOR



Dr. GABRIEL ALCÁNTAR GONZÁLEZ

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Diciembre del 2015

RESUMEN

Sargazo (*Sargassum* spp.) como sustrato agrícola

Sonia Herrera Monroy, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2015

Hasta el año 2012 la superficie total agrícola protegida de México incremento a 20, 723 has (SAGARPA, 2012). Un factor constante de la agricultura protegida es el uso de sustratos no generados localmente como el Peat moss[®], fibra de coco, tezontle, vermiculita, perlita, tepojal y otros, que incrementa los costos de producción. Como alternativa se usan sustratos obtenidos localmente y con menores costos. Un ejemplo de esto es la sustitución de Peat moss[®] por restos de vegetación local como el sargazo (*Sargassum* spp).

En esta investigación se realizó la caracterización física y química del sargazo, además se evaluó este material para producir plántulas de chile jalapeño (*Capsicum annun*) var. AQTX-50 y jitomate saladette (*Solanum lycopersicum*) var. Rio Grande. Durante 45 días se evaluaron características de calidad de estas especies.

La investigación se llevó a cabo en dos etapas; en la primera se caracterizaron y seleccionaron las mezclas que se probaron posteriormente. Los tratamientos evaluados fueron mezclas de sargazo (S) con tezontle (T) y Peat moss[®] (P) en proporciones 3S:1T, 2S:1T, 1S:1T, 3P:1T, 2P:1T y 1P:1T (v/v), con diámetros medios de partículas (Dm) >3 mm. Debido a las altas concentraciones de Na y Pb en sargazo (22368.22 ppm y 89.50 ppm respectivamente) únicamente las mezclas con proporción 1:1 y con Dm < 3 mm se evaluaron en la segunda etapa. En estas se obtuvo una disminución del 30 % en el PGT del jitomate y pero no se detectaron diferencias en el IG y CVG. En chile el PGT y CVG no presentaron diferencias, mientras que el IG fue 50 % menor. El verdor, la biomasa total, volumen aéreo y radical fue mayor en las mezclas de 1P:1T. Todos los datos obtenidos se analizaron mediante análisis de varianza y pruebas de comparación de medias Tukey usando para ello el programa SAS 9.0 system.

Palabras clave: sargazo, sustrato, caracterización, jitomate, chile.

ABSTRACT

Sargasso (*Sargassum* spp.) as an agricultural substrate

Sonia Herrera Monroy, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2015

Until 2012 the total area of protected agricultural in Mexico increase to 20, 723 hectares (SAGARPA, 2012). A constant factor of protected agriculture is the use of substrates generated locally as the Peat moss®, coconut fiber, volcanic rock, vermiculite, perlite, tepojal and others, which increases production costs. Alternatively substrates obtained are used locally and with lower costs, an example of this is the substitution of Peat moss® by remains of local vegetation like seaweed (*Sargassum* spp).

In this study the chemical and physical characterization of seaweed was conducted in addition this material was evaluated to produce seedlings jalapeno pepper (*Capsicum annun*) var. AQTX-50 and saladette tomato (*Solanum lycopersicum*) var. Río grande. For 45 days quality characteristics of these species were evaluated.

The research was carried out in two stages; the first were characterized and selected mixtures were subsequently tested. Treatments were blends of seaweed (S) with tezontle (T) and Peat moss® (P) in proportions 3S:1T, 2S:T1, S1:T1, 3P: 1T, 2P:1T and 1P:1T (v/v) with average particle diameters (Dm) > 3 mm. Because high concentrations of Na and Pb in seaweed (22368.22 ppm and 89.50 ppm respectively) only mixtures with 1: 1 and Dm <3 mm were evaluated in the second stage. In such a decrease of 30% in the PGT the tomato was obtained and but no difference in the IG and CVG were detected. In Chile the PGT and CVG will not differ, while the IG was 50% lower. The greenery, total biomass, air volume and radical was higher in mixtures 1P:T1. All data were analyzed by analysis of variance and mean comparison tests using Tukey for this program SAS 9.0 system.

Keywords: seaweed, substrate, characterization, tomato, pepper.

AGRADECIMIENTOS

A los mexicanos (as) que pagan impuestos, quienes, a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), financiaron mis estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados, con mención especial al Programa de Edafología por brindarme una oportunidad de desarrollo profesional en esta honorable institución.

Al Laboratorio de Física de suelos, a la Unidad de Microscopia Electrónica y al Dr. Manuel Sandoval Villa por las facilidades brindadas para realizar mi investigación.

Al Dr. Víctor Manuel Ordaz Chaparro por sus aportaciones en esta investigación y por los consejos de vida.

Al Dr. Eduardo Valdés Velarde por su amistad, apoyo y aportaciones académicas.

Al resto del consejo particular evaluador por el tiempo dedicado a colaborar en esta investigación.

A los técnicos Silvia, Mary, Oscar, Arturo, Don Manuel y Camila por las horas de laboratorio compartidas y las enseñanzas diarias.

A mis amigos Emir, Ma. De la Luz y Virginia por las ideas, materiales, equipos, técnicas, pero sobre todo por los gratos momentos.

DEDICATORIA

A aquellas personas incansables, que a pesar de los golpes de la vida siguen siendo guía, sostén y refugio... mis padres Rosalba y Arturo

A quienes me inspiran, comprenden y alientan a seguir buscando respuestas en este mar de sargazos que es la investigación, mis hermanas Mariana y Liliana

A ti que me entiendes y apoyas, que cada día me sorprendes con la elocuencia y extravagancia de un sentimiento tan puro; Juan Manuel

A todas las personas que me han acompañado en los momentos de lucidez y penumbra

A ti que lees este trabajo esperando encontrar respuestas y cambiar la realidad, tu interés es la razón de ser.

“En tiempos de cambio, quienes estén abiertos al aprendizaje se adueñarán del futuro, mientras que aquellos que creen saberlo todo estarán bien equipados para un mundo que ya no existe”.

Eric Hoffer

CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	2
2.1. Clasificación y uso de sustratos	2
2.2. Características esperadas en un sustrato ideal	3
2.3. Materiales usados para la elaboración de sustratos germinadores y para obtención de plántulas	4
2.4. Materiales alternativos para la obtención de Sustratos ideales	5
2.4.1. Sargazo.....	6
2.4.1.1. Distribución e importancia	6
2.4.1.2. Características botánicas del <i>Sargassum spp.</i>	6
2.4.1.3. Fenología del sargazo (Época reproductiva)	8
2.4.1.4. Superficie cosechable	8
2.4.1.5. Usos.....	8
2.5. Características de calidad de plántulas y su relación con el sustrato	9
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	11
IV. JUSTIFICACIÓN	13
V. OBJETIVOS E HIPOTESIS	15
5.1. Objetivo general.....	15
5.2. Objetivos particulares.....	15
5.3. Hipótesis	15
VI. MATERIALES Y MÉTODOS	16
6.1. Primera etapa: Recolección, acondicionamiento y determinación de propiedades de los materiales.....	16
6.1.1. Recolección de sargazo	17
6.1.2. Lavado	18
6.1.3. Homogenización de tamaño.....	18
6.1.4. Determinación de propiedades químicas	18
6.1.5. Determinación de propiedades físicas.....	22
6.2. Segunda etapa: Pruebas agronómicas de sustratos	22

6.2.1. Prueba para obtención de plántulas	23
6.2.1.1. Evaluación de germinación	23
6.2.1.2. Evaluaciones agronómicas en Invernadero	26
6.3. Pruebas de liberación de nutrientes en cepellones	27
VII. RESULTADOS	28
7.1. Primera etapa	28
7.1.1. Propiedades Químicas: Contenido de nutrientes totales	28
7.1.2. pH y conductividad eléctrica (C.E.).....	31
7.1.3. Contenido de carbono orgánico (% Co)	32
7.1.4. Mineralización	33
7.1.4.1. Tasa absoluta de mineralización (por diferencia de pesos).....	33
7.1.4.2. Tasa de Respiración Microbiana (TRM).....	35
7.1.4.3. Tasa de mineralización (TM).....	39
7.2. Determinaciones físicas	41
7.2.1. Granulometría de mezclas	41
7.2.2. Porosidad y capacidad de retención de humedad	42
7.2.3. Curva de retención de humedad	45
8. Resultados segunda etapa: Pruebas agronómicas	49
8.1. Evaluación de germinación	49
8.1.2. Cinética de germinación.....	52
8.2. Evaluación de Plántulas	54
8.3. Evaluación de elementos solubles en cepellones	66
8.4. Evaluación de apariencia y consistencia física de Cepellón	68
IX. CONCLUSIONES	70
XI. LITERATURA CONSULTADA	71

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Características de algunos materiales en México, usados como sustratos agrícolas para la producción de plantas en contenedores	5
Cuadro 2. Clasificación taxonómica del Sargazo	7
Cuadro 3. Exportaciones e importaciones de sustratos agrícolas en México	11
Cuadro 4. Superficie de agricultura protegida de los países que ocupan los primeros 11 lugares a nivel mundial	13
Cuadro 5. Proporción de materiales y tamaño de partícula sobre las cuales se determinó C.E.	17
Cuadro 6. Tratamientos evaluados durante prueba de germinación de jitomate saladette var. Rio Grande (<i>Solanum lycopersicum</i>) y chile jalapeño var. AQT50 (<i>Capsicum annum</i>)	23
Cuadro 7. Nutrientes totales contenidos en Sargazo, Peat moss® y concentraciones ideales que deberían contener los sustratos agrícolas	29
Cuadro 8. Característica de diámetro de partículas, pH y C.E. en diferentes mezclas de materiales.	32
Cuadro 9. Contenido de Carbono orgánico en distintas mezclas de sargazo, tezontle y Peat moss®	34
Cuadro 10. Emisiones totales de CO ₂ desprendido por sustratos a base de sargazo y Peat moss® con diámetro medio de partícula ≤ 3 mm, al cabo de 53 días	38
Cuadro 11. Emisiones totales de CO ₂ desprendido por sustratos a base de sargazo y Peat moss® con diámetro medio de partícula ≥ 3 mm, al cabo de 53 días	39
Cuadro 12. Características de porosidad total (PT) y densidad aparente para diferentes proporciones de sargazo y tezontle	45
Cuadro 13. Agua de reserva (Ar) y proporción de poros presentes en mezclas propuestas como sustratos	47

Cuadro 14. Porcentaje de agua total retenida y liberada a distintas tensiones (columna de agua) en mezclas propuestas para germinación	48
Cuadro 15. Porcentaje de agua retenida a distintas tensiones de agua por 100 g de sustrato para mezclas propuestas para producción	50
Cuadro 16 Absorción de agua por 10 semillas de cada especie vegetal evaluada y comportamiento de su germinación al ser imbibidas en dos sustratos diferentes	52
Cuadro 17. Contenido de distintos metales en semillas de jitomate y chile imbibidas en distintos sustratos	52
Cuadro 18. Elementos solubles, Fosforo (P) y Nitrógeno total (N total) en cepellones de plántulas de jitomate evaluadas durante 15, 30 y 45 días	58
Cuadro 19. Elementos solubles y Fosforo (P) en cepellones de plántulas de chile evaluadas durante 30 y 45 días	61
Cuadro 20. Proporción de biomasa aérea (%BA) y de raíz (% BR) con respecto a la biomasa total y Verdor medido por reflectancia en plantas de jitomate y chile crecidas en diferentes sustratos.....	66
Cuadro 21. Calificación obtenida por sustratos que contenían sargazo y Peat moss® para firmeza y entereza	70

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Clasificación de sustratos de acuerdo a su origen y procedencia.....	2
Figura 2. Ruta de recolección de Sargazo, playa de Chicxulub, Progreso, Yucatán ...	17
Figura 3. Corte transversal de filoide de sargazo, donde se observan druzas de sodio en paredes de parénquima	30
Figura 4. Corte transversal de talo de sargazo (A, B). Paredes celulares epidérmicas de talo (C) y cristal de silicio (D).....	30
Figura 5. Tasa Absoluta de Mineralización (TAM) evaluada durante 53 días, en diferentes mezclas para la germinación ($D_m < 3\text{mm}$)	34
Figura 6. Tasa Absoluta de Mineralización (TAM) evaluada durante 53 días, en diferentes mezclas para la germinación ($D_m \geq 3\text{mm}$)	35
Figura 7. Acumulación diaria de CO_2 desprendido por mezclas con $D_m < 3\text{mm}$ (destinadas a usarse en germinación)	36
Figura 8. Acumulación diaria de CO_2 desprendido por mezclas con $D_m > 3\text{mm}$ (destinadas a usarse en germinación)	38
Figura 9. Evolución de la mineralización de carbono orgánico durante 53 días de mezclas con $D_m < 3$ (destinadas a usarse en germinación).	39
Figura 10. Evolución de la mineralización de carbono orgánico durante 53 días de mezclas con $D_m > 3$ (destinadas a usarse en producción).	40
Figura 11. Granulometría de seis mezclas de sargazo con tezontle.....	41
Figura 12. Granulometría de seis mezclas de Peat moss® con tezontle	42
Figura 13. Porosidad de mezcla para germinación	43
Figura 14. Porosidad de mezclas para producción.....	43
Figura 15. Curvas de retención de humedad de mezclas para germinación	47
Figura 16. Curvas de retención de humedad de mezclas para producción.	48
Figura 17. Cinética de germinación de plántulas de chile (<i>Capsicum annum</i>) establecidas sobre el sustrato S:T (A) y P:T (B) proporción 1:1	52

Figura 18. Cinética de germinación de plántulas de jitomate (<i>Lycopersicum esculentum</i>) establecidas sobre sustrato S:T (A) y P:T (B) proporción 1:1.	53
Figura 19. Cinética de biomasa de plántulas de jitomate	55
Figura 20. Aumento de diámetro y longitud de tallo en plántulas de jitomate.	55
Figura 21. Cinética de biomasa de plántulas de chile.....	58
Figura 22. Desarrollo vegetativo (longitud y diámetro de tallo) en plántulas de chile ...	59
Figura 23. Comportamiento del % volumen aéreo/ %volumen radical en plantas de Chile evaluadas a los 30 y 45 días	61
Figura 24. Vigor de plantas de chile desarrolladas durante 45 días	62
Figura 25. Vigor de plantas de jitomate desarrolladas en sustrato	63
Figura 26. Comportamiento del volumen aéreo/ volumen radical en plantas de jitomate evaluadas a los 15, 30 y 45 días.....	63
Figura 27. Determinación de elementos solubles de distintos sustratos durante 45 días con jitomate establecido sobre ellos	67
Figura 28. Apariencia Física de la distribución radical en cepellones de dos diferentes sustratos	69

I. INTRODUCCIÓN

En el proceso de producción de cultivos bajo agricultura protegida se utilizan sustratos compuestos con materiales de origen orgánico y mineral. En esta práctica es muy común el uso de turba, sin embargo debido a su origen y procedencia su costo es muy alto para usarse en grandes volúmenes como medio de producción (INEGI, 2011). Una alternativa es el empleo de materiales producidos localmente y con aptitudes para ser usados como sustratos, solos o mezclados, buscando que beneficien los costos de producción por tener un menor precio y su uso no ponga en riesgo la calidad de las plantas ni la del medio ambiente.

En México existe una gran variedad de materiales que pueden ser usados como sustratos, sin embargo no todos cumplen con los requisitos para la producción de cultivos bajo condiciones protegidas. Una de las características de calidad es que el sustrato favorezca al sistema radicular mediante el equilibrio de sus condiciones físicas, sus componentes químicos se mantengan razonablemente en rangos tolerables e insolubles y cuando sean orgánicos muestren una alta estabilidad biológica.

Para el uso de materiales alternativos y de preferencia producidos localmente, diferentes a los propuestos comercialmente para sustratos, deberán considerarse las características que los hagan aptos para el propósito que se busca. En este sentido, es necesario conocer adecuadamente su origen y sus propiedades. Finalmente resulta imprescindible someterlos a ensayos con plantas.

Abad *et al.*, (1994) definieron cuatro etapas para la evaluación agronómica de sustratos de cultivo: 1) caracterización de los materiales, 2) estudio crítico de sus propiedades, 3) mejora sencilla, en su caso, de dichas propiedades y 4) realización de ensayos de crecimiento vegetal. Estas etapas orientan al trabajo experimental y definen al sistema productivo abordado en esta investigación.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Clasificación y uso de sustratos

En términos generales un sustrato es cualquier material distinto al suelo del lugar donde se pretende producir, residual o de síntesis, mineral u orgánico que al colocarse en un contenedor, solo o mezclado, permite la germinación y/o desarrollo de plantas desempeñando funciones de soporte, pudiendo intervenir o no en la nutrición mineral de la planta (Noguera, 1997 citado por Anícua, 2008). Debido a la existencia de una gran variedad de materiales que cumplen con estas características, los sustratos pueden clasificarse según sus propiedades físicas, químicas o de origen, así como por su uso. En la Figura 1 se presenta una clasificación de sustratos según su origen.

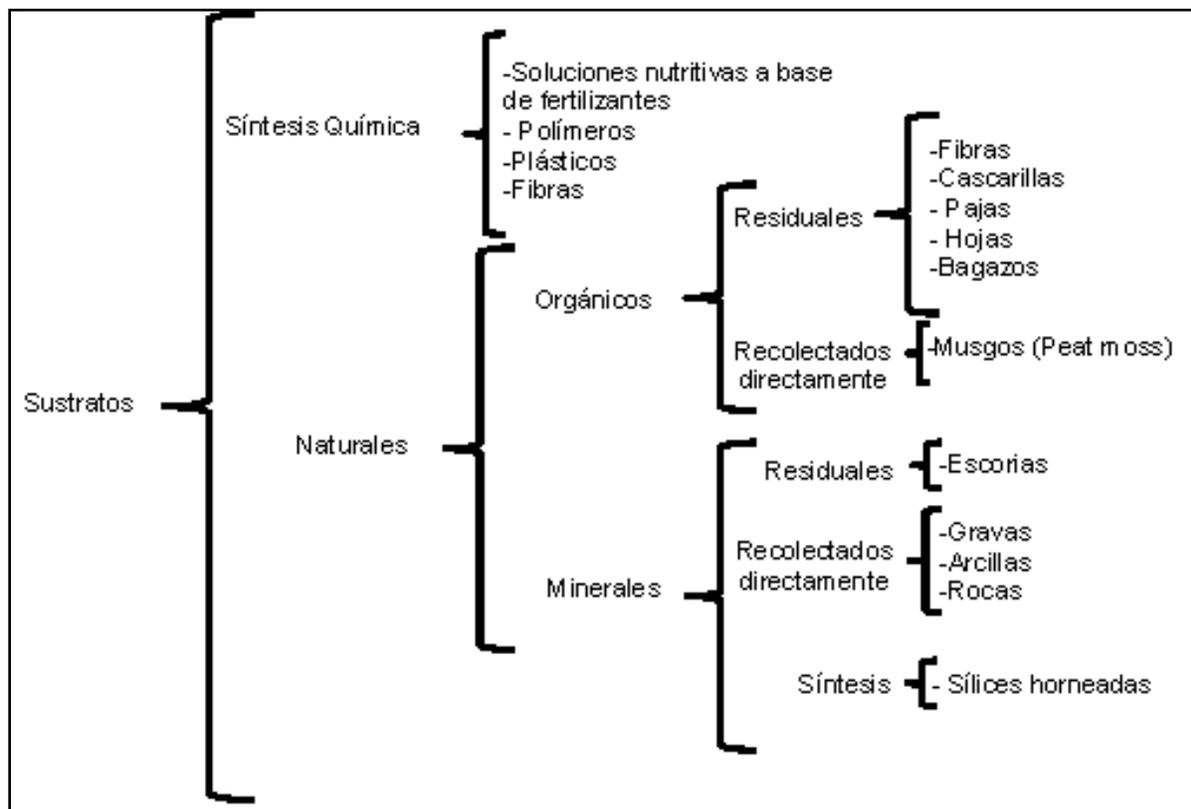


Figura 1. Clasificación de sustratos de acuerdo a su origen y procedencia.

2.2. Características esperadas en un sustrato ideal

Las características de un sustrato “ideal” dependerán de factores ajenos al propio sustrato como: especie vegetal a establecer, finalidad de la especie (semillas, plantas, estacas, etc.), condiciones climáticas, sistemas y programas de riego o fertilización, aspectos económicos entre otros. Sin embargo existen características generales deseables que se agrupan en propiedades físicas, químicas y biológicas (Cruz *et al.*, 2012).

a) Propiedades físicas: Son consideradas de mayor importancia debido a que, si la estructura física del sustrato es inadecuada, difícilmente podrá mejorarse una vez que se ha establecido el cultivo (Ansorena, 1994), las propiedades físicas más importantes, según Cruz *et al.* (2012) y Ansorena (1994) son:

- Tamaño de partículas (0.25-2.5 mm)
- Capacidad de retención de agua (550-770 mL L⁻¹ equivalente al 60 % vol.)
- Agua fácilmente disponible (20-30 % vol.)
- Agua de reserva (4-10 % vol.)
- Agua total disponible (24-40 % vol.)
- Suficiente suministro de aire (espacio poroso total >85 % en volumen y una capacidad de aireación de 10-30 % en volumen)
- Densidad aparente (<0.4 g cm⁻³)
- Densidad real (1.45-2.65 cm⁻³)
- Elevada porosidad (>85 %)
- Estructura estable, que impida la contracción o expansión del medio

b) Propiedades químicas: este grupo de propiedades puede ser modificada con mayor facilidad que las físicas una vez que el cultivo se ha establecido, las deseables en un sustrato según Ansorena (1994) son:

- pH cercano a la neutralidad (5.5-7.5)
- Baja capacidad de intercambio catiónico (<250 meq g⁻¹⁰⁰)

- Suficientes nutrientes solubles en extracto de saturación (K= 150-249 ppm, Ca< 200 ppm, Mg< 70 ppm, Na < 10%, Cl <10 %)
- Suficientes nutrientes asimilables en extracto de saturación en ppm (N- NO₃ = 100-199, N-NH₄= 0-20, P= 6-10, Fe= 0.3-3, Mn= 0.02- 3, Mo= 0.01-0.1, Zn= 0.3-3, Cu= 0.001-0.5 y B= 0.005-0.5)
- Baja salinidad medida en extracto de saturación (C.E de 0.75- 3.49 dS m⁻¹)
- Elevada capacidad tampón y capacidad para mantener constante el pH

c) Propiedades biológicas

- Mínima velocidad de descomposición (relación C/N de <20-25)
- Contenido de materia orgánica >80 %

d) Otras propiedades.

- Inocuo
- Que sea disponible y accesible
- Fácil de mezclar
- Fácil de desinfectar y estabilidad frente a la desinfección
- Resistencia a cambios externos físicos, químicos y ambientales

2.3. Materiales usados para la elaboración de sustratos germinadores y para obtención de plántulas

Existe una gran variedad de materiales orgánicos y minerales que pueden ser usados como sustratos agrícolas, sin embargo los materiales más populares para la germinación, producción de plántulas de calidad así como para la producción en general en contenedores y camas, por sus características de pH, C.E, capacidad de retención y liberación de humedad son:

- Turba (Peat moss[®])
- Fibra de coco
- Perlita
- Vermiculita

- Tezontle

En el Cuadro 1 se presenta la información general de estos materiales.

Cuadro 1. Características de algunos materiales en México, usados como sustratos agrícolas para la producción de plantas en contenedores.

	Perlita ^x	^{xx} Tezontle	^{xx} Turba	^{xx} Vermiculita	^{xx} Fibra de coco
Densidad (g L ⁻¹)	135	700-1500	60-300	120	200
Retención de humedad (%)	45	25	48	35	40
Composición	Silicatos	Escorias volcánicas	Fibra vegetal	Mineral	Fibra vegetal
pH	Neutro	Neutro	Ácido	Neutro	6.8-7
CIC	No	Baja	No	Alta	Alta
Durabilidad (años)	3	2	1	1	1

Fuente: ^xAgrolita-Perlita®, 2013; ^{xx}Resh, 1989

2.4. Materiales alternativos para la obtención de sustratos ideales

De acuerdo con la definición de sustrato abordada en el punto 2.1. y las características de idealización para un sustrato del punto 2.2., a lo largo de la República Mexicana existen materiales diversos que cumplen con esos conceptos, sin embargo para la gran mayoría de ellos no existe investigaciones formales, o bien dichas investigaciones son escasas y no han sido llevadas a la producción con fines comerciales. Entre estos materiales encontramos productos regionales como por ejemplo el bagazo y las fibras de agaves (henequén en Yucatán, mezcalero en Oaxaca y tequilero en Jalisco), así como bagazo y cachaza de caña de azúcar (Morelos, Puebla, Veracruz), otros residuos vegetales como hojarasca de plantas que crecen silvestres, materiales marinos (Península de Yucatán), entre otros.

Entre los materiales vegetales provenientes del mar encontramos algas marinas (sargazo principalmente), las cuales poseen un potencial para ser usadas como sustrato

agrícola debido a su alta disponibilidad en costas mexicanas (Hernández, 1990), sin embargo las investigaciones realizadas sobre este recurso en particular, son escasas.

2.4.1. Sargazo

El sargazo es un alga parda del genero *Sargassum* que forman grandes mantos en aguas tropicales y subtropicales alrededor del mundo, crecen en playas con sustrato rocoso, piedras y cantos rodados (Ganzón y Fortes, 1993, citado por Casas, 2006).

2.4.1.1. Distribución e importancia

La gama de sargazos fijos al sustrato, se encuentran desde la línea de costa (zona intermareal) hasta 20 m de profundidad (zona submareal). Los de vida libre forman parches muy densos de poca extensión y de 1 a 2 m de grosor. En el continente Americano se localiza con mayor abundancia en las costas del golfo de México, Mar Caribe y Océano Pacífico, incluyendo el golfo de California (Casas, 2006).

Este género abarca más de 550 especies distribuidas en una gran variedad de fondos marinos o flotando libremente. En las costas del golfo y del Mar Caribe las especies más abundantes son *Hystrix var. buxifolium*, *Chauvin ex J.*, *Agardh* y *Polyceratium montagne* (Godínez, 2009). El género *Sargassum* posiblemente es originario de la costa de china y japonesa por lo que en el continente americano es considerado flora introducida (Aguilar, 2011).

2.4.1.2. Características botánicas del *Sargassum spp.*

Es un organismo vegetal marino que puede alcanzar hasta 4 m de longitud, también se les conoce como algas pardas debido a que tienen un color verde opaco cuando está anclada al manto rocoso y café cuando están secas.

Carecen de un sistema vascular auténtico, tiene una estructura de forma arbustiva donde el talo es el eje central y se divide en sujetador, estipe, filoides y aerocistos. El sujetador

es una parte del talo cuya función es anclar al mismo en el sustrato, éste puede tener grosor de hasta 1.5 cm y su longitud es variable, se puede confundir con el estipe el cual, en este género de algas, se ramifica alternamente en la parte superior y su función es dar flexibilidad al talo (Aguilar, 2011).

Otras estructuras características del *Sargassum* son los filoides; conjuntos de estructuras fotosintéticas con apariencia de hojas insertas en espiral a lo largo del estipe. Los filoides carecen de nervación central, poseen forma alargada, son aserrados y pueden medir 4 cm de longitud y 3 cm de ancho.

En la estructura general de las algas pardas también encontramos aerocistos o estructuras vegetativas que contiene gas nitrógeno y ayudan en la flotación del alga, para el caso del *Sargassum* miden aproximadamente 3 mm de espesor y son más abundantes en la base de los filoides (Méndez, 2004).

En el Cuadro 2 se muestra de manera resumida la clasificación taxonómica del Sargazo.

Cuadro 2. Clasificación taxonómica del Sargazo

Reino:	<i>Chromista</i>
Filo:	<i>Heterokontophyta</i>
Clase:	<i>Phaeophyceae</i>
Orden:	<i>Fucales</i>
Familia:	<i>Sargassaceae</i>
Género:	<i>Sargassum</i>
Reino:	<i>Chromista</i>

Fuente: Méndez, 2004

Las algas pardas poseen una rápida tasa de crecimiento y puede reproducirse desde su primer año de desarrollo mediante vía sexual o asexual. La reproducción sexual se da mediante la autofecundación de los receptáculos dioicos que flotan en la superficie marina y pueden sobrevivir hasta tres meses después de ser desprendidos del alga madre (Méndez, 2004). La reproducción asexual consiste en la regeneración de un nuevo talo a partir de un estolón (talo de años anteriores, menor a 17 cm y con pocos o sin filoides y aerocistos) el cual prospera al anclarse nuevamente a un sustrato idóneo (Aguilar, 2011).

2.4.1.3. Fenología del sargazo (Época reproductiva)

El sargazo es más abundante en los meses abril y mayo (Camacho, 2012), sin embargo su ciclo de vida está altamente influenciado por factores abióticos como la temperatura del agua, las mareas (Ang, 1985), la temperatura del aire (Gillespie y Critchley, 1999) y los factores fisicoquímicos (Trono y Lluisma, 1990 citados por Camacho, 2012).

En las costas de Yucatán, a lo largo de la playa, se forman cordones de algas que son depositadas por la marea en temporada invernal. A pesar de la abundancia de las poblaciones de *Sargassum* en la región, se conoce muy poco acerca de su fenología y el potencial de aplicaciones comerciales de este género.

2.4.1.4. Superficie cosechable

En México, se les encuentra en forma muy abundante en todas sus costas; particularmente en la costa oeste del Golfo de California se han estimado 183,000 toneladas cosechables en peso húmedo (Hernández, 1990).

2.4.1.5. Usos

La harina obtenida de algas del género *Sargassum* ha sido empleada como suplemento en dietas para gallinas ponedoras mejorando la calidad del huevo y disminuyendo el contenido de colesterol (Meza, 1998), también ha sido utilizada para alimentar cerdos y cabras con buenos resultados (Marín *et al.*, 2003). Algunos estudios indican que estas algas son una buena fuente de minerales, carbohidratos y de algunos aminoácidos esenciales como la arginina, triptófano y fenilalanina; y no se le han detectado factores antinutricios como glucósidos cianogénicos, saponinas y taninos (Carrillo *et al.* 1990, citado por Casas 2006).

Sargassum también tiene importantes aplicaciones comerciales como fuente de alginatos. Este hidrocoloide es usado como agente gelificante, espesante o estabilizante

y agente emulsificante en la industria alimenticia, farmacéutica, cosmetológica y biotecnológica (McHugh 1987 citado por Camacho, 2012). Algas del genero *Sargassum* han sido usadas en procesos de biosorción de metales pesados como el cromo (Sala, 2002), níquel, minerales ligeros como zinc y (Sheng *et al.*, 2004).

El uso de algas en la agricultura ha sido principalmente como fertilizante (por su alto contenido de compuestos nitrogenados así como otros elementos cruciales para la producción agrícola) (Sridhar y Rengasamy, 2010), como acondicionador de suelos (gracias a sus características físicas permite aumentar la porosidad de suelos mejorando su aireación) (Metting *et al.*, 1990) y recientemente fue evaluado como sustrato agrícola en la Península de Yucatán para la producción de *Lillium orientalis* obteniendo muerte de plantas cuando estas se fertilizaban químicamente pero buen diámetro de botones florales (20.25 cm) cuando las plantas fueron cultivadas en sargazo al 100 % y fertilizadas con composta (Ochoa, 2014).

2.5. Características de calidad de plántulas y su relación con el sustrato

La calidad de plántulas es un factor de vital importancia cuando se pretende realizar producción comercialmente redituable. Los factores externos de producción que pueden influenciar la calidad de las plántulas y su recuperación después del trasplante, son: tipo y calidad de propágulo empleado, contenido de nutrientes disponibles, calidad y cantidad de agua disponible, control de plagas y enfermedades así como las condiciones ambientales (Guzmán y Sánchez, 2003 citados por García, 2011). La cantidad de agua disponible así como la cantidad de nutrientes dependen en mayor proporción de las interacciones físicas y químicas del sustrato con la planta y el ambiente, así como la cantidad de aire y espacios vacíos para el desarrollo y anclaje radicular, por esta razón es de vital importancia evaluar sustratos y elegir los más adecuados para cumplir el objetivo de la producción.

Por otro lado Sallaku *et al.* (2009) consideran que la distribución de productos fotosintéticos en hojas, tallos y raíces son los principales parámetros de calidad en

plántulas de hortalizas, de tal manera que a mayor altura de planta y mayor acumulación de materia seca, dada por el peso seco de la raíz y la parte aérea, se tendrá una mejor calidad de plántula (Herrera *et al.*, 2008; Rosca, 2009).

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La agricultura tecnificada ha incrementado el uso de sustratos para la producción de diversos cultivos en contenedores, donde destacan las hortalizas y los viveros para la producción de plántulas. En el Cuadro 3 se enlistan los comportamientos comerciales de los tres principales sustratos usados en México para la producción de hortalizas en general.

Cuadro 3. Exportaciones e importaciones de sustratos agrícolas en México (2011)

Material	Exportación		Importaciones	
	kg	\$ (MN)	kg	\$ (MN)
Vermiculita, perlita y clorita ^a	117,599	396,8037	2,214,774	11,097,828
Peat moss ^b	-	-	14,469,000	8'350,303
Tezontle y otros derivados de piedra pómez ^a	2,780,378	1,501,437	-	-

Fuentes: ^aINEGI, 2011. ^bRodríguez, 2004.

En el año 2011 la cantidad de kilogramos importados de vermiculita, perlita, clorita y Peat moss[®] fueron mayores con respecto a las exportaciones de estos, mientras que para el tezontle y otros derivados de piedra pómez no se registran importaciones, debido a que en México existe disponibilidad de estos materiales.

Si bien para el tezontle no se presentan registros de importaciones, hay que mencionar que el traslado de dicho material, del centro de la República mexicana hacia el norte y sur, representa un costo adicional para los productores que los requieren.

Los datos compilados en el Cuadro 3 nos dan indicios de que la producción agrícola que se realiza bajo condiciones protegidas y que emplea sustratos es la responsable de la mayor parte de las importaciones de estos insumos. Importar materiales para sustratos implica que los costos unitarios de lo que se produzca sobre ellos serán más elevados que los precios de aquellos productos generados sobre sustratos preparados con materiales extraídos localmente.

Una alternativa para disminuir costos por uso de sustratos preparados con materiales importados es probar distintos materiales ya sea de origen sintético u orgánico con características adecuadas para ser empleados como sustrato agrícola. La ventaja que representa el uso de sustratos regionales es su bajo costo, disponibilidad y al hablar de sustratos orgánicos, también es una ventaja desde el punto de vista de la sustentabilidad (Porter- Humper, 2000 citado por Cruz, 2012).

A lo largo y ancho de la República Mexicana existen materiales orgánicos que pueden ser empleados como sustrato, sin embargo el costo o disponibilidad de algunos de estos aún sigue representando un problema importante para su uso. El Sargazo es un alga parda con posibilidades para ser usada como material orgánico en la elaboración de sustratos debido a su disponibilidad en grandes volúmenes para su uso.

En las costas de California las algas pardas del genero *Sargassum* crecen y prosperan naturalmente desde su introducción (Aguilar, 2011), así mismo en las playas de la península de Yucatán el sargazo abunda de manera natural y según sus características físicas puede ser empleado como mejorador de suelos (Williams, 2010). Su uso como sustrato ha sido probado en pocas especies.

Esta alga parda se puede recolectar de las playas, además después de ser lavado, posee características de pH cercanos a la neutralidad, C.E. menor a 2 dS m⁻¹ y baja velocidad de descomposición (estabilidad biológica), por lo que su uso como sustrato en la germinación de hortalizas podría ser viable. Esto significaría una reducción de los costos de producción agrícola bajo condiciones protegidas en regiones con pocas o nulas posibilidades de uso de otros materiales.

IV. JUSTIFICACIÓN

En México la superficie total es de 1, 964,380 km² de los cuales la superficie agrícola en 2012 era de 21 millones de hectáreas (Cuadro 4) y de estas el 78% de temporal y 22% de riego (Worldstat, 2014; Mendoza, 2012). De la superficie agrícola total del país, solo el 0.10 % se encuentra establecida como agricultura protegida; sin embargo ese pequeño porcentaje es el responsable de producir 43.371 millones de toneladas de productos agropecuarios, con un valor de la producción de 84,996 millones de pesos (Hernández *et al.*, 2012).

Cuadro 4. Superficie de agricultura protegida de los países que ocupan los primeros 11 lugares a nivel mundial

Superficie de agricultura protegida		
País	Superficie (ha)	Fuente
China	2, 760,000	Yang, 2011
Turquia	61,776	Turkis stational Institute, 2012
Corea	57,444	Lee, 2011
Japón	49,049	MAFF, 2011
España	45,700	EuroStat, 2010
Italia	39,100	EuroStat, 2010
México	21,513	SAGARPA, 2012
Holanda	9,820	EuroStat, 2010
Francia	9,790	EuroStat, 2010
E.U.A.	8,425	US Census Hort Spec, 2010

Fuente general del cuadro: SAGARPA, 2012.

La agricultura protegida en el país ha incrementado en superficie los últimos años puesto que la SAGRAPA reportaba solo 790 ha bajo este esquema de agricultura en 2009 y hoy en día México ocupa el séptimo lugar en superficie con 21, 513 has (SAGARPA, 2012).

En esta superficie el factor constante es el uso de sustratos como el Peat moss[®], fibra de coco, tezontle, vermiculita, perlita, tepojal (pómez) y otros. La mayoría de estos sustratos no son producidos localmente y deben ser abastecidos desde otras regiones o países, elevando los costos unitarios del sustrato y por consiguiente de los productos generados sobre ellos.

La situación descrita anteriormente obliga a los productores agrícolas a buscar alternativas para sustituir los sustratos importados por otros que se generen localmente con menores costos, un ejemplo de esto es la sustitución de Peat moss[®] por otros materiales como restos de vegetación local (tanto terrestre como marina).

En la Península de Yucatán, el sargazo es uno de estos materiales usados por algunos productores, sin embargo, no existe información donde se demuestre que el sargazo se ha empleado como sustrato agrícola a nivel comercial y por lo tanto sus características químicas y físicas se desconocen, limitando su potenciación como sustrato orgánico. Localmente se habla del uso del sargazo en la producción de hortalizas en suelo, sin algún tratamiento previo y solo comentarios aislados sin mayores evidencias. Es por esta razón que se plantea la realización de esta investigación donde se pretende analizar las características químicas y físicas del sargazo para probar su eficiencia al ser usado como sustrato para la germinación y obtención de plántulas de calidad.

V. OBJETIVOS E HIPOTESIS

5.1. Objetivo general

- Determinar la viabilidad de un sustrato agrícola, compuesto con materiales locales de la Península de Yucatán, para procesos de producción de plantas en condiciones protegidas.

5.2. Objetivos particulares

- Caracterizar física y químicamente algas pardas de Sargazo (*Sargassum sp.*) para su uso como sustrato agrícola.
- Evaluar el desarrollo de plántulas modelo en un sustrato a base de sargazo (*Sargassum sp.*).

5.3. Hipótesis

- Es viable el uso de materiales orgánicos marinos, obtenidos localmente en la Península de Yucatán, como sustratos agrícolas.
- Las condiciones físicas y químicas del sargazo son apropiadas para ser usado como sustrato agrícola.
- La producción y desarrollo de plantas producidas en sustratos formados a base de sargazo cuando menos se igualan a las producidas en sustratos a base de materiales comerciales.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

El estudio se realizó en dos etapas; en la primera se efectuó a la recolección, acondicionamiento (lavado para reducir la concentración de sales y molido para homogenizar tamaño de partículas) así como la determinación de propiedades físicas y químicas de mezclas obtenidas a partir de sargazo y tezontle. En la segunda etapa se realizó el establecimiento de dos cultivos indicadores (chile y jitomate) sobre las mezclas que presentaron mejores características en la primera etapa.

Todos los datos obtenidos durante el desarrollo de ambas etapas fueron analizados usando el software SAS® versión 9.0 (SAS Institute Inc. Campus Drive, Cary, North Caroline, USA) con Análisis de varianza (ANDEVA) y pruebas de comparación de medias Tukey ($p=0.05$) cuando fueron necesarias.

6.1. Primera etapa: Recolección, acondicionamiento y determinación de propiedades de los materiales.

Durante esta etapa además de recolectar sargazo y acondicionarlo, también se realizaron mezclas de éste con tezontle (a las cuales también llamare “sustratos”) en tres diferentes proporciones y con dos diámetros medios (D_m) de partículas (Cuadro 5). Posteriormente, sobre los sustratos obtenidos, se determinó la concentración de sales solubles a través de la C.E. para descartar aquellos cuyos valores fuesen mayores a 2 dS m^{-1} .

Una vez seleccionados los sustratos con $C.E. \leq 2 \text{ dS m}^{-1}$ se realizó una réplica de esas mezclas pero sustituyendo en ellas al sargazo por Peat moss®, después en todos los sustratos se realizaron determinaciones químicas así como las físicas.

Cuadro 5. Proporción de materiales y tamaño de partículas sobre las cuales se determinó C.E.

Materiales	Dm (mm)	Proporción de cada material
Sargazo: Tezontle	≤ 3	1:1 2:1
	$3 \geq 7$	1:1 2:1
Peat moss®: Tezontle	≤ 3	1:1 2:1
	$3 \geq 7$	1:1 2:1
Sargazo	≤ 7	1
Peat moss®		1

6.1.1. Recolección de sargazo

Se colectaron 35 kg de sargazo directamente de la playa de Chixchulub, Yucatán, en tres diferentes puntos (I. N 21°17'52.7" W 89° 35'37"; II. N 21°17'55.4" W 89° 35'22.3"; III. N 21° 18'8.8" W 89° 34'6.3") y en la playa de Telchac Puerto (N 21°20'36.3", W 89°16'11.5") (Figura 2), posterior a la recolección el sargazo se extendió a la sombra con la finalidad de que perdiera humedad y de esta manera facilitar su traslado al CP, Campus Montecillo, Texcoco, en donde se le realizaron determinaciones químicas así como pruebas físicas preliminares.



Figura 2. Ruta de recolección de Sargazo, playa de Chixchulub, Progreso, Yucatán.

6.1.2. Lavado

La primera fase de acondicionamiento del alga sargazo consistió en eliminar la mayor cantidad de sales mediante lavados. Se realizaron cinco lavados con agua corriente a una relación 1:5 (1 volumen sargazo por 5 volúmenes de agua) puesto que se encontró que en este punto la conductividad eléctrica (C.E.) alcanzó el punto más bajo posible (1.34 dS m^{-1}).

Una vez que el sargazo fue lavado se procedió a secarlo en estufa de aire forzado a una temperatura de $70 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ hasta que alcanzo un peso constante.

6.1.3. Homogenización de tamaño

El alga lavada, seca y con peso constante fue triturada con un molino de martillos hasta alcanzar un tamaño de partícula promedio de menos de un centímetro, lo cual se logró pasando el sargazo triturado por un tamiz con aberturas de 7 mm de diámetro y seleccionando solo las partículas que pasaban a través de dichas aberturas. Posterior al triturado y homogenizado de partículas, el sargazo se lavó nuevamente terminando con una C.E. de 0.17 dS m^{-1} .

6.1.4. Determinación de propiedades químicas

El análisis químico consistió en la determinación del contenido de macro y micro elementos, nitrógeno total, conductividad eléctrica en extracto acuoso de una relación 1:2 (v/v), pH relación 1:5 (v/v), y análisis de elementos solubles.

- a) Contenido de nutrientes (totales). Los elementos determinados fueron; K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , B^+ , Na^+ , Fe^{2+} , Mn^+ , Cu^{2+} , S^+ , Mn^+ , Cl^{-1} , Pb^{-1} y Zn^{2+} , mediante absorción atómica, el P total se obtuvo con el equipo ICP-AES. La determinación de elementos totales se realizó únicamente en sargazo lavado y con tamaño homogenizado de la primera etapa de la investigación y en semillas durante las

pruebas de germinación, determinando cada elemento en una muestra con dos repeticiones.

- b) Contenido de elementos solubles. Los cloruros se determinaron por el método Mohr, mientras que los carbonatos (CO_3^{-2}), Bicarbonatos (HCO_3^{-1}), K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ por métodos colorimétricos sobre extractos de saturación.
- c) Contenido de nitrógeno total: en la primera etapa de esta investigación se determinó únicamente en sargazo lavado y homogenizado en tamaño de partícula ≤ 7 mm, mediante destilación por arrastre de vapor (Kjendahl modificado) analizando una muestra con dos repeticiones.
- d) Conductividad eléctrica (C.E.) y pH: se determinó sobre sargazo acondicionado (lavado y con tamaño de partícula ≤ 7 mm) sin mezclar y mezclado con tezontle, así como en Peat moss[®] mezclado con tezontle y sin mezclar (Cuadro 5).

La C. E. se determinó en una muestra de cada mezcla¹ con tres repeticiones sobre un extracto obtenido de una relación 1:5 (1 volumen de sargazo con 5 volúmenes de agua), mediante un conductímetro. El pH se midió con un potenciómetro sobre una dilución 1:2 (1 volumen de sargazo y 2 de agua) en una muestra de cada mezcla² con tres repeticiones.

Como se mencionó anteriormente en el punto 6.1., se eliminaron los sustratos cuyas lecturas de C.E. superaron o se igualaron estadísticamente a los 2 dS m^{-1}

Para la segunda etapa, se determinó quincenalmente el pH, C.E. elementos solubles y nitrógeno total con los mismos métodos descritos anteriormente pero esta vez sobre el sustrato obtenido de los cepellones de cada tratamiento (5 cepellones por repetición).

¹ Remitirse al cuadro 5 de este documento.

² Para las mismas mezclas donde se determinó el pH

- e) Carbono orgánico: se determinó por calcinación total de los sustratos sometiéndolos a temperaturas de 480°C usando una mufla (Ansonera, 1994) y aplicando la fórmula 1. Esta prueba se realizó solo para mezclas evaluadas en la primera etapa de esta investigación.

También se determinó la proporción de materia orgánica (%MO) por el método de incineración y aplicando la Fórmula 2

Fórmula 1..... $Co = (\%Mo * 0.58)$

Donde Co= Carbono orgánico expresado en porcentaje

Mo= Materia orgánica expresada en porcentaje

Fórmula 2..... $\%Mo = \left[\frac{(P_m - P_c) * 100}{P_c} \right]$

Donde: P_c= Peso de ceniza

P_m = Peso de muestra secada a 70 °C sin incinerar

- f) Mineralización de sustratos de la primera etapa: Se realizó midiendo la cantidad de CO₂ liberada a través del tiempo. Esto mediante dos métodos, ambos con incubaciones de las mezclas de los materiales presentados en el Cuadro 5 que presentaron una C.E. menor o igual a 2 dS m⁻¹ (proporciones 1:1 y 2:1 así como sargazo y Peat moss® sin mezclar).

El primer método consistió en la homogenización de todos los sustratos a 30 % de humedad con respecto a su volumen, posteriormente se colocó una muestra de cada sustrato con tres repeticiones en frascos de vidrio con tapa hermética (para impedir el escape de gases durante la incubación de muestras) después se pesaron los frascos que contenían la muestra de sustrato con humedad al 30 %, esto se realizó cada cuatro días regresando la humedad al 30 % después de cada pesaje. Posteriormente, a cada dato de peso se le aplicó la Fórmula 3.

Fórmula 3..... TAM = (Peso testigo – Peso de la muestra)/(días de incubación)

Donde: TAM= Tasa Absoluta de Mineralización

El segundo método consistió en colocar dentro de los frascos que contenían el sustrato humedecido al 30 %, un tubo de vidrio conteniendo 5 mL de hidróxido de sodio (NaOH) 1N con una tira de papel filtro sumergida en el para atrapar el CO₂ desprendido. Se tomaron lecturas del gas atrapado en el papel filtro cada cuatro días, agregando al NaOH 1N, 2 mL de Cloruro de Bario (BaCl) al 2% y titulando con ácido clorhídrico (HCl) 1.06 N, usando tres gotas de fenoftaleina como indicador. A la lectura del gasto de NaOH se le aplicó la Fórmula 4 y 5 para obtener la Tasa de mineralización.

Fórmula 4..... TRM = (GBNaOH – GTNaOH)(NHCL * Peq CO₂)

Donde:

TRM= gramos de CO₂

GBNaOH = mL de NaOH 0.1 N gastados en la titulación de blancos

GTNaOH = mL de NaOH 0.1 N gastados en la titulación de tratamientos

NHCL= Normalidad del HCl

Peq CO₂ = Peso equivalente del CO₂

Fórmula 5..... Tm = $\frac{\sum C(CO_2)}{C_{org}} * 100$

Donde:

Tm = Tasa de mineralización expresada en porcentaje

C(CO₂) = Carbono desprendido como CO₂ expresado en g/100 g de sustrato

C org = Carbono orgánico presente al inicio del experimento, expresado en g/100 g de sustrato.

6.1.5. Determinación de propiedades físicas

La evaluación de propiedades físicas consistió en la determinación del contenido de humedad y materia seca al momento de analizar la muestra, densidad aparente, espacio poroso total, capacidad de aireación, capacidad de retención de agua y la conductividad hidráulica a saturación. Estas determinaciones se realizaron solo durante la primera etapa de esta investigación, en mezclas de materiales que presentaron C.E. menor a 2 dS m⁻¹, así como en Peat moss® y sargazo sin mezclar. Los métodos seguidos para estas evaluaciones fueron los recomendados por Ansorena (1994).

- a) Granulometría: se realizó con el método de la columna de tamices, determinando la distribución del tamaño de partículas y el diámetro medio de las mismas.
- b) Capacidad de retención de agua: se determinó con el método de embudos descrito por Ansorena (1994). Se establecieron tensiones equivalentes a 0, 10 y 50 cm de columna de agua.
- c) Porosidad: se realizó por el método de permeámetros. En esta prueba también se determinó porosidad total, capacidad de aireación y densidad aparente.

6.2. Segunda etapa: Pruebas agronómicas de sustratos

Se seleccionaron únicamente las mezclas con proporciones 1:1 con diámetros medios de partícula ≤ 3 mm, referidas en el Cuadro 5. Las pruebas agronómicas consistieron en la evaluación de la influencia de los sustratos sobre la germinación así como el desarrollo de las plantas, esto se hizo sobre dos especies indicadoras; una tolerante a salinidad (*Lycopersicum esculentum*) y otra con un mayor grado de sensibilidad (*Capsicum annum*).

6.2.1. Prueba para obtención de plántulas

La prueba para la obtención de plántulas se realizó simultáneamente en invernadero y laboratorio, en el mes de marzo del año 2015. En laboratorio se evaluó la germinación de especies antes mencionadas sobre sargazo y Peat moss®, mientras que en invernadero se evaluó el comportamiento de las plántulas al ser crecidas sobre los mismos sustratos. Se usó como planta indicadora tolerante, al jitomate saladette de la variedad Rio Grande (*Solanum lycopersicum*) y como planta indicadora sensible al chile jalapeño de la variedad AQTX-50 (*Capsicum annun*). Los tratamientos establecidos para esta prueba se presentan en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Tratamientos evaluados durante prueba de germinación de jitomate saladette var. Rio Grande (*Solanum lycopersicum*) y chile jalapeño var. AQTX-50 (*Capsicum annun*).

Tratamiento	Especie vegetal establecida	Sustrato	Fertilización	Simbología
1	Jitomate	Sargazo: Tezontle	Sí	S:TF
2			No	S:T
3		Peat moss: Tezontle	Sí	P:TF
4			No	P:T
5	Chile	Sargazo: Tezontle	Sí	S:TF
6			No	S:T
7		Peat moss: Tezontle	Sí	P:TF
8			No	P:T

6.2.1.1. Evaluación de germinación

Las pruebas de germinación realizadas en laboratorio duraron 15 días y en ellas se evaluó la absorción de agua y elementos absorbidos (K, Ca, Mg, Cu, Na) por semillas incubadas en sustratos a base de sargazo y Peat moss®, también se evaluó la cinética de germinación, el porcentaje de germinación total (PGT), el índice de germinación (IG) y el coeficiente de velocidad de germinación (CVG).

El procedimiento común seguido para realizar éstas evaluación fue el siguiente; se colocaron 4 charolas plásticas de una sola cavidad con volumen de 750 mL, por tratamiento (sustrato) sin fertilizar (Cuadro 6) cada una con 85 semillas de chile y 170 de jitomate las cuales se pesaron antes de iniciar la prueba. Cabe mencionar que se cuidó que las semillas no presentaran daños físicos aparentes y que tuvieran tamaños semejantes.

Antes de colocar las semillas, se uniformizo el contenido de sustrato en la charola y se saturó con agua destilada; posteriormente estas se colocaron con un arreglo de tresbolillo y se dejaron incubando a temperatura ambiente por 24 h (periodo de imbibición), pasado este tiempo se retiraron para enjuagarlas con agua destilada.

Después de la incubación, 65 semillas de chile y 150 de jitomate se secaron por separado hasta peso constante por 72 h en una estufa de aire forzado para determinar el peso de la biomasa seca y el contenido de N, P, K, Ca, Mg, Na, S, Fe, Cu, Zn, Mn y B. La metodología seguida para esto se detalla en el inciso “a” de esta sección.

Las semillas restantes (en total 20 semillas de cada especie), fueron separadas en grupos de cinco y transferidas a otras charolas que contenían los sustratos a evaluar previamente humedecido a saturación con agua destilada. Cada charola fue humedecida por los 12 días posteriores con 20 mL de agua y durante ese periodo se evaluó la germinación. Después de este punto se siguieron otras metodologías para determinar cada prueba mencionada y a continuación se describen:

- a) Absorción de nutrientes en semillas: Después de imbibir por 24 h las semillas (65 semillas de chile y 150 de jitomate) en el sustrato a evaluar, estas se secaron hasta alcanzar peso constante (48 h a 70°C), posteriormente se les determino el peso de biomasa seca y se trituraron en un mortero de mano. Se tomó una muestra molida de 0.25 g y fue transferida a un tubo de digestión (25 X 200 mm) donde se le agrego una mezcla de ácido nítrico: ácido perclórico (2:1 relación v/v) y se dejó reposar por 12 h.

Una vez transcurrido este tiempo de predigestión, las muestras se colocaron en la plancha de digestión a una temperatura constante de 60 °C durante 30 min., posteriormente la temperatura se incrementó a 130 °C por 1 h y finalmente a una temperatura fija de 250 °C hasta que el líquido se tornó a un color totalmente claro. Después de esto, los tubos se dejaron enfriar y el líquido contenido en ellos fue transferido a matraces volumétricos de 25 mL, los cuales se aforaron con agua desionizada y se filtraron en frascos de plástico usando papel filtro de poro medio. Por último se determinó la concentración de elementos con un equipo de espectrofotometría de plasma acoplado (ICP- OES Varian 725ES).

b) Cinética de germinación: Se evaluó sobre las semillas imbibidas por 24 horas que no fueron utilizadas para calcular biomasa y nutrientes. La germinación de las semillas se observó cada 48 h y hasta 35 días después de la siembra. Las semillas fueron considerada germinadas cuando emergió la radícula. De esta observación se obtuvieron los indicadores que se describen en los incisos siguientes.

c) Porcentaje de germinación total (PGT): Se realizó un conteo del número de semillas germinadas en cada charola diariamente a partir del día de siembra y hasta 35 días después, pasado este tiempo se calculó el porcentaje de germinación total de cada tratamiento aplicando a los datos obtenidos la Fórmula 6.

Formula 6..... $PGT = \frac{\text{Semillas germinadas}}{\text{Semillas totales}} \times 100$

d) Coeficiente de velocidad de germinación (CVG): Se estimó empleando la Fórmula 7.

Formula 7..... $CVG = \frac{\text{Semillas germinadas por charola}}{A_1T_1 + A_2T_2 + A_xT_x}$

Donde:

A = número de semillas emergidas en un número de días en particular (1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11 y 12 días).

T= Número de día de germinación de semilla después de la siembra en la charola.

- e) Índice de germinación (IG): Este índice fue calculado empleando la Fórmula 8 y fue importante pues relaciono el efecto del sustrato con el número de semillas germinadas y el crecimiento de la radícula de éstas.

Fórmula 8..... $IG = \frac{PRG \times CRR}{100}$

Donde: $PRG = \frac{\text{Semillas germinadas en el tratamiento}}{\text{Semillas germinadas en el testigo}} \times 100$

$$CRR = \frac{\text{Elongación de radículas en semillas tratadas}}{\text{Elongación de radículas en testigo}} \times 100$$

6.2.1.2. Evaluaciones agronómicas en Invernadero

Las pruebas agronómicas llevadas a cabo en invernadero se evaluaron cada 15 días, a partir de la emergencia de las plántulas y hasta cumplir 56 días después de esta.

Se estableció una charola de unicel de 200 cavidades con volumen de 194. 4 mL/ cavidad por tratamiento a evaluar, cada charola se dividió en tres partes (cada 40 cavidades) para obtener una muestra con cuatro repeticiones, sobre las cuales se midieron las siguientes variables:

- a) Longitud y diámetro de tallo: En cinco plantas por charola (cinco plantas por repetición), se midió la longitud de tallo con un flexómetro, quincenalmente hasta que se cumplieron 45 días a partir de la germinación. La medición se realizó desde la base de la plántula hasta el ápice. El diámetro se midió con un vernier debajo de los cotiledones y una vez que apareció la primera hoja verdadera, las mediciones de diámetro se realizaron debajo de esta.

- b) Volumen radicular: Se determinó por desplazamiento de volumen, sumergiendo en un volumen conocido de agua destilada las raíces desnudas de cinco plántulas por charola (cinco plantas por repetición). Antes de determinar el volumen, se lavaron con agua destilada los cepellones hasta obtener raíces sin sustrato. Esta determinación se realizó quincenalmente.

- c) Biomasa de plántulas: Para obtener esta variable se emplearon las plántulas a las que se les determinó el volumen radicular. Se pesó la parte aérea por separado de la radícula, ambas en fresco (inmediatamente después de extraer la plántula de la charola) y nuevamente se pesaron después de ser secadas a $70\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1$. Los pesos obtenidos después de secar las muestras fueron restados a los obtenidos en fresco para obtener la biomasa seca de las plántulas.

- d) Verdor de la plántula: Se midió con un lector portátil SPAD, tomando la lectura sobre la primera hoja verdadera una vez que esta apareció y posteriormente, cuando aparecieron más hojas, la lectura se tomó sobre la tercera hoja madura.

6.3. Pruebas de liberación de nutrientes en cepellones

La liberación de nutrientes se cuantificó quincenalmente sobre los cepellones de las plántulas a las que se les determinó volumen radicular y biomasa, además de conductividad eléctrica, pH y los elementos siguientes:

- a) Nitrógeno total : Por el método Kjendal modificado
- b) Fosforo (P) mediante el método Olsen para el caso donde la pasta de saturación de las muestras de sustratos resultara con $\text{pH} > 7$ y Bray para $\text{pH} < 7$.
- c) Elementos solubles (K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Cl^- , Na^+ , CO_3^{-2} y HCO_3^-) por el método de saturación en extracto. Se manejó una relación 1:3 (v/v) con respecto al sustrato y agua destilada para obtener el extracto de saturación.

VII. RESULTADOS

7.1. Primera etapa

7.1.1. Propiedades Químicas: Contenido de nutrientes totales

Se decidió evaluar mezclas de tezontle con Peat moss® para compararlas con mezclas de tezontle y sargazo debido a que el Peat moss® es el sustrato con mayor preferencia para la producción de plántulas de solanáceas y hortalizas en general (Rodríguez, 2004). En el Cuadro 7 se presentan las características nutrimentales reportadas en Peat moss® por Pakarinen y Gorham (1984) así como las determinadas en sargazo sin moler mediante absorción atómica.

Cuadro 7. Contenido de nutrientes totales en Sargazo, Peat moss® y contenidos ideales que deberían estar presentes en los sustratos agrícolas.

Elemento (ppm)	Sargazo	Peat moss ^a	Contenidos ideales ^b
N (%)	1.3 ± 0.1	0.86	-
C (%)	38.2 ± 4.3	48.9	-
C/N	29.4 ± 1.3	56.9	0-20
P	16613.18 ± 95.8	339	6-10
K	784.321 ± 45.7	242	150-249
Ca	19667.39 ± 570	1963	> 200 ^x
Mg	4429.58 ± 414	356	> 70
Na	22368.22 ± 416.9	31	< 69 ^x
S	5673.14 ± 495	2.91	-
Fe	214.99 ± 14.05	486	0.3-3.0
Cu	13.987 ± 0.34	2.7	0.001-0.5
Zn	91.513 ± 3.8	28.4	0.3-3.0
Mn	6.487 ± 0.11	14	0.02-3
B	720.22 ± 34	-	0.005-0.5
Pb	89.50 ± 8.1	-	< 90

^aPakarinen y Gorham, 1984; ^bAbad *et al.*, 1994, ^xZarate, 2007, ± error estándar calculado (p=0.05)

Los resultados de los contenidos de nutrientes totales muestra que la cantidad de Pb, Na, Mg, Ca, S y P son elevados comparados con los del Peat moss® y con las cantidades máximas que se recomiendan estén presentes en sustratos (Cuadro 7).

Los elementos de mayor relevancia por su alta concentración fueron Pb, Na, Ca, Cu, Pb y Zn pudiendo adjudicarles los problemas que interfieren mayormente en la germinación y desarrollo de plántulas (Kranner *et al.*, 2011); por ejemplo, la concentración letal para la germinación de jitomate es de 50 a 100 ppm de Pb (Akinci *et al.*, 2010), 1 666 ppm de CaCl₂, 523 ppm de Zn (Munzuroglu y Geckil, 2001), 30 000 ppm de NaCl (Singhg *et al.*, 2012) y 1 076 ppm de CuCl₂ (Kaveh *et al.*, 2011). Las concentraciones letales para la germinación de especies sensibles a estos elementos son menores.

El sargazo lavado y sin moler posee una concentración letal de Pb, Na y Ca para plántulas que retrasan o inhiben la germinación, sin embargo estas cantidades de elementos son totales, lo que significa que no toda esta concentración está disponible inmediatamente para las semillas o plántulas, además se encontró que existen druzas³ de sodio alojados en las paredes celulares de parénquima de filoides y epidermis de talo de sargazo que al ser trituradas liberan dicho sodio y puede ser lavado (Figuras 3 y 4) dejando al material con una C.E. menor a 2 dS m⁻¹ (esta aseveración puede confirmarse en el Cuadro 8).

³ Druza: Formación globosa cristalina mediante la cual se agregan algunos elementos en las estructuras de la célula vegetal

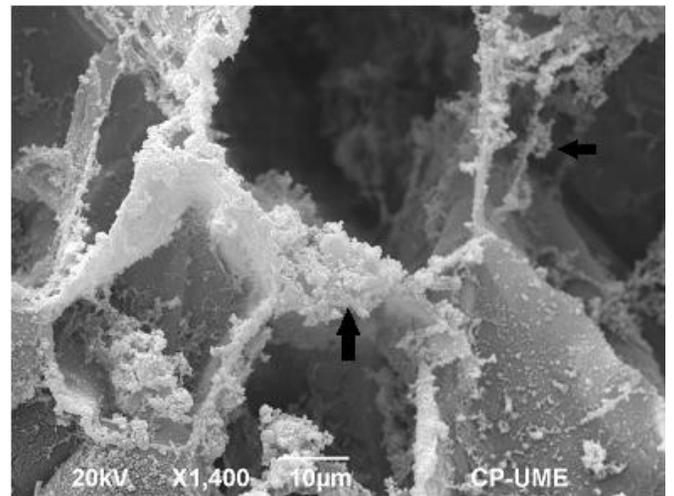
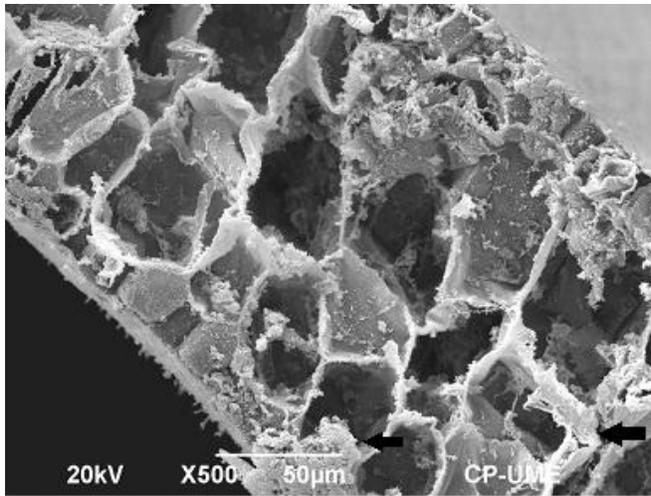


Figura 3. Corte transversal de filoide de sargazo, donde se observa druzas de sodio en paredes de parénquima.

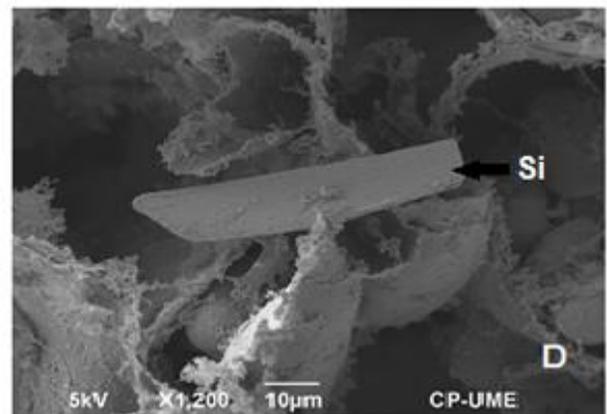
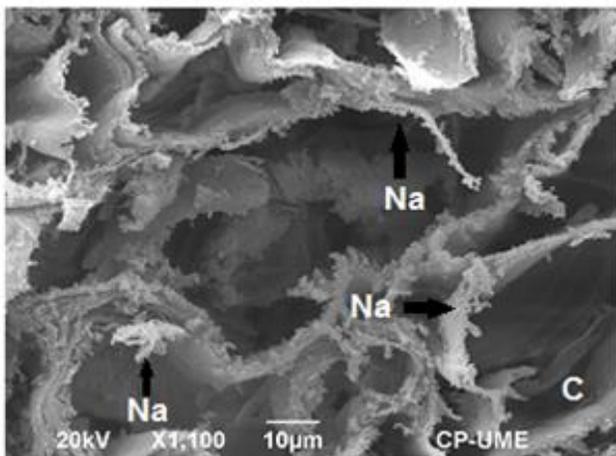
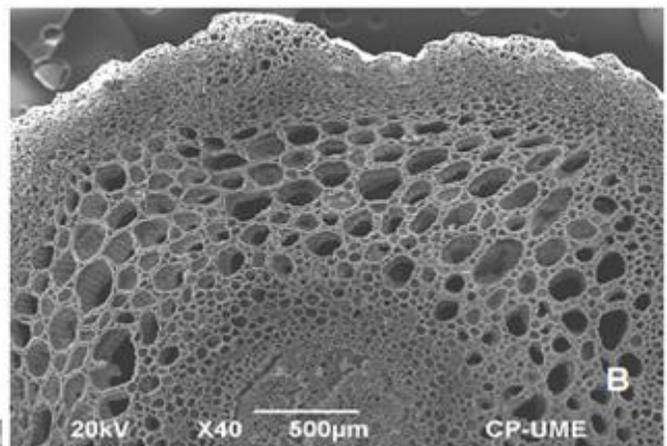
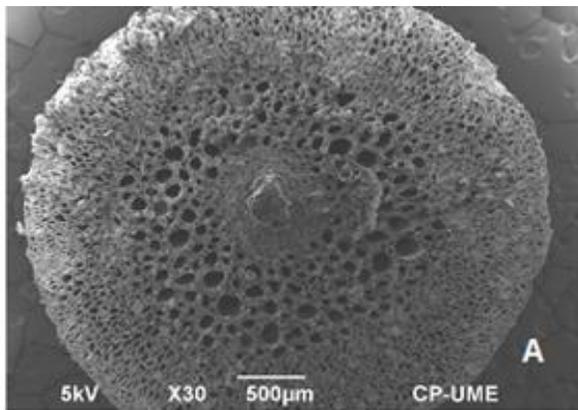


Figura 4. Cortes transversales de talo (A, B). Paredes celulares epidérmicas de talo con druzas de sodio (C) y cristal de silicio (D).

7.1.2. pH y conductividad eléctrica (C.E.)

En cuanto a los resultados de C.E y pH, se realizaron tres diferentes mezclas combinando el diámetro medio de partículas (de 3 a 7 mm) y la proporción de materiales usados (Cuadro 8), esto con la finalidad de elegir aquellas mezclas cuya C.E. y pH fueran los más bajos posibles.

Si bien la C.E. recomendada por Ansorena (1994) es de 0.75 a 3.49 dS m⁻¹, en el presente trabajo se establece como C.E. máxima 2 dS m⁻¹ puesto que valores mayores a éste impiden el correcto desarrollo de plantas susceptibles a la salinidad (Goykovic y Saavedra, 2007; García, 2012). En el Cuadro 8 se muestra que las mezclas de sargazo: tezontle obtuvieron los valores de C.E. y pH más altos.

Cuadro 8. Características de diámetro de partículas, pH y C.E en diferentes mezclas de materiales.

Mezcla SL:T	Dm (mm)	C.E. (dS·m ⁻¹)	pH
1:1	2.62 ± 0.13 a ^x	0.69 ± 0.01 c	7.66 ± 0.12 a
2:1	2.64 ± 0.09 a	0.87 ± 0.003 bc	7.77 ± 0.03 a
3:1	-	2.03 ± 0.30 a	7.69 ± 0.001a
1:1	3.91± 0.15 b	0.95 ± 0.28 ba	7.72 ± 0.15 a
2:1	3.82± 0.10 b	1.12 ± 0.19 a	7.73 ± 0.23 a
3:1	-	2.04± 0.20 a	7.78 ± 0.12 a
P:T			
1:1	2.51 ± 0.11 a	0.09 ± 0.01 d	7.01 ± 0.25b
2:1	2.52 ± 0.09 a	0.13 ± 0.15 d	6.73 ± 0.08c ^y
1:1	3.59 ± 0.13 b ^z	0.17 ± 0.12 d	6.6 ± 0.05c
2:1	3.22 ± 0.15 b	0.08 ± 0.009d	5.4 ± 0.12d
DMSH ^y	1	0.21	0.22

Dm= Diámetro medio de partícula; P= Peat moss; SL=Sargazo lavado, molido y lavado nuevamente; T= Tezontle. ^zGrupos con la misma letra dentro de la misma columna no representan diferencia significativa. ^yDMSH= Diferencia Mínima Significativa Honesta, ± error estándar calculado.

La confiabilidad de los datos presentados en el Cuadro 8 se verificó realizando una prueba de análisis de varianza para arreglo factorial en donde resultó que existe diferencia significativa ($p= 0.05$) entre la C.E. de las mezclas evaluadas. También se realizó una prueba de comparación de medias por el método Tukey.

Las mezclas de sargazo evaluadas presentan C.E y pH adecuados para la producción de plantas de especies sensibles (chiles) y tolerantes (jitomate) tanto a alcalinidad como a salinidad (Goykovic y Saavedra, 2007; García, 2012), por lo tanto pudieron ser puestas a prueba en la segunda etapa de esta investigación sin embargo, al considerar la interferencia del Na en algunos procesos como la germinación y desarrollo de plántulas, se depuraron las mezclas 2:1 por riesgo a contener concentraciones perjudiciales de éste elemento.

7.1.3. Contenido de carbono orgánico (% Co)

Se determinó el porcentaje de materia orgánica (%MO) y se calculó el contenido de carbono orgánico (CO %). Los resultados muestran que el contenido de materia orgánica así como de carbono es distintos cuando se determinaron en sargazo y Peat moss® mezclados en distintas proporciones con tezontle pero no presentan diferencias significativas ($\alpha= 0.05$) cuando estos materiales no se mezclan. Las diferencias entre los contenidos de carbono y materia orgánica fue causada por mezclar los materiales orgánicos con el material inerte, pues tampoco se detectaron diferencias estadísticamente significativas entre las mezclas S:T y P:T, así como entre 2S:T y 2P:T (Cuadro 9).

Cuadro 9. Contenido de Carbono orgánico en distintas mezclas de sargazo, tezontle y Peat moss®

Mezclas para producción			
Mezcla (proporciones)	Diámetro medio de partícula (mm)	Co ----- % -----	MO
Sargazo	-	50.17 ±0.20 a	86.94 ±0.17 a
Peat moss	-	54.05 ±1.01 a	93.19 ±0.87 a
S:T	2.62 ± 0.13 a ^y	8.14 ±1.50 c	14.04 ±1.29 c
2S:T	2.64 ± 0.09 a	13.23 ±1.90 b	22.80 ±1.64 b
P:T	2.51 ± 0.11 a	6.35 ±0.42 c	10.94 ±0.36 c
2P:T	2.52 ± 0.09 a	13.10 ±2.25 b	22.58 ±1.94 b
DMSH	-	3.98	6.87
Mezclas para producción			
S:T	3.91± 0.15 b	5.99 ±1.03 b	10.33 ±1.78 b
2S:T	3.82± 0.10 b	9.10 ±0.53 b	15.69 ±0.91 b
P:T	3.59 ±0.13 b	10.62 ±1.57 b	18.31 ±2.71 b
2P:T	3.22 ±0.15 b	16.66 ±1.02 a	28.72 ±1.76 a
DMSH	-	6.06	11.38

^yGrupos con la misma letra no representan diferencia significativa DMSH. Test de comparación de medias Tukey, ± error estándar calculado.

7.1.4. Mineralización

7.1.4.1. Tasa Absoluta de mineralización (por diferencia de pesos)

En las Figuras 5 y 6 se presenta la tasa absoluta de mineralización (TAM) de distintas mezclas. Las gráficas muestran el comportamiento de cambios de peso evaluados durante 53 días.

Según Arochas y Medina (2007) cuando se coloca un sustrato en un ambiente semi-hermético la pérdida de peso de las mezclas se debe al escape de gases (entre ellos el CO₂) producto de la respiración microbiana, por lo tanto aquellas mezclas con mayor pérdida de peso durante las evaluaciones tienen una mayor cantidad de gases perdidos y por ende una mayor actividad microbiana.

La gráfica de la Figura 5 se construyó con los resultados de TAM obtenidos en las mezclas con diámetro medio de partícula (D_m) < 3 mm, así como con sargazo y Peat moss® sin mezclar. Al realizar la prueba de Duncan con $\alpha=0.05$ sobre los valores de TAM de las mezclas se detectan diferencias significativas entre el Peat moss® y sargazo sin mezclar, esta fueron detectadas en el periodo de incubación del día 36 al 53, siendo lo valores de la TAM mayores para sargazo comparados con los del Peat moss®. Estos resultados indican que durante el periodo del día 36 al 53 el sargazo tiene una mineralización mayor a la del Peat moss® y por ende una mayor concentración de microorganismos (Arochas y Medina, 2007).

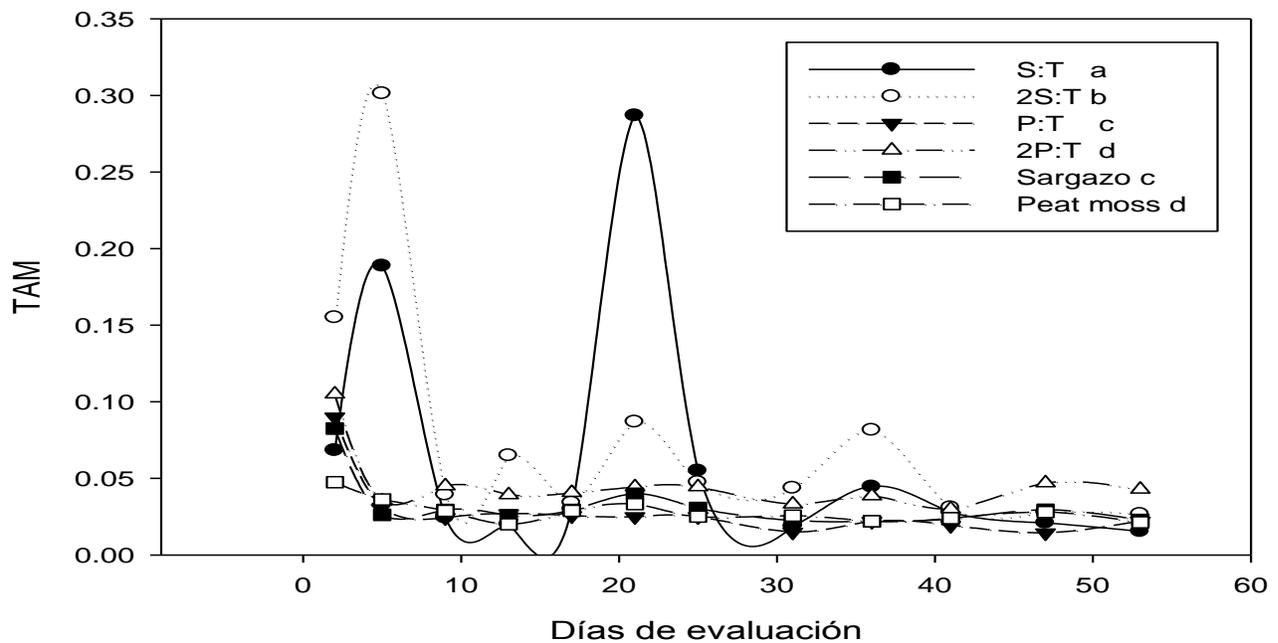


Figura 5. Tasa Absoluta de Mineralización (TAM) evaluada durante un periodo de 53 días, en diferentes mezclas para germinación (D_m < 3 mm). S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®.

Cabe mencionar que al adicionar tezontle a las mezclas, la mineralización se aceleró tanto para las mezclas de diámetro < 3 mm como para aquellas con diámetro medio < 3 mm, como se muestra en la Figura 6. En esta también se observó que del día 17 a 31 de incubación las mezclas con Peat moss® presentaron las TAM más elevadas, después del día 32 al 47 no se detectaron diferencias significativas entre las TAM de los materiales

evaluados (prueba de rangos múltiples Duncan $\alpha=0.05$), sin embargo en la evaluación del día 53 la mezcla S:T presento la TAM más elevada.

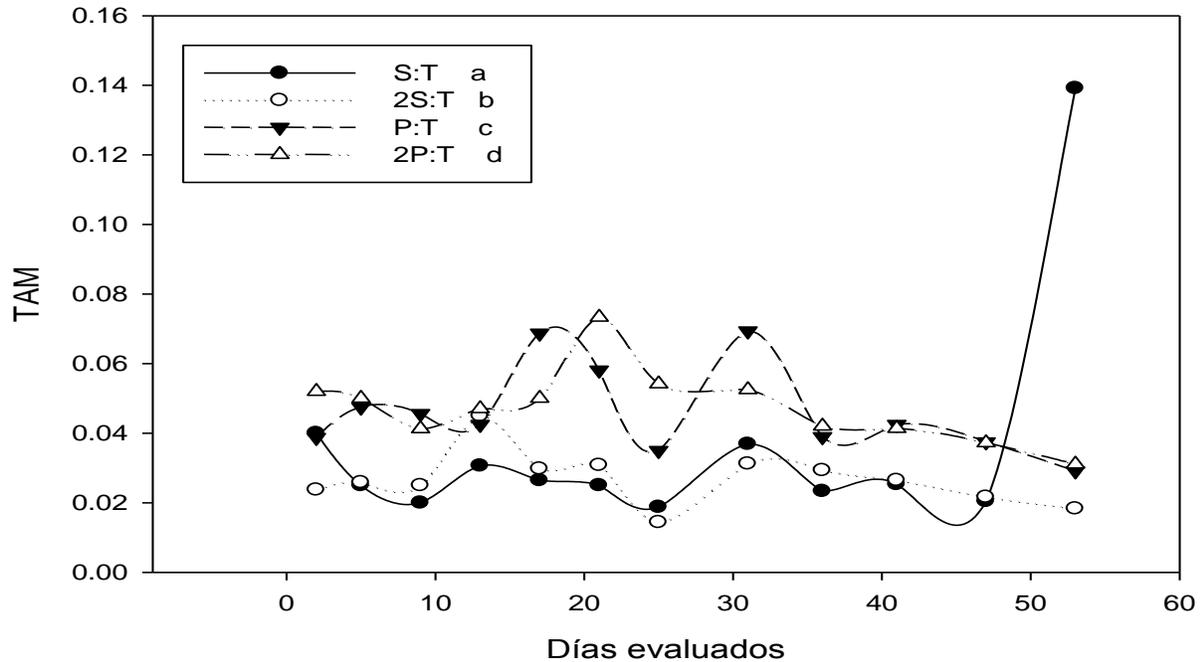


Figura 6 Tasa Absoluta de Mineralización (TAM) evaluada durante 53 días en mezclas para producción ($D_m \geq 3$ mm). S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®.

Las mezclas que contenían sargazo presentaron fluctuaciones a lo largo de las evaluaciones, mientras que las mezclas que contenían Peat moss® se mostraron más estables; este comportamiento fue debido a que el Peat moss® es un material procesado que ha tenido un tratamiento previo de estabilización biológica, mientras que el sargazo únicamente fue lavado y es un material crudo susceptible a la mineralización activa.

7.1.4.2. Tasa de Respiración Microbiana (TRM)

La tasa de respiración microbiana (TRM) se expresa como los gramos de CO_2 desprendidos por cada 100 g de sustrato incubado. La medición de la concentración de CO_2 (mg de dióxido de carbono/100 g de sustrato) desprendido es un reflejo de la actividad microbiológica global del sustrato estudiado (Varnero, 1994), por lo que

determinar TRM es buen indicador para evaluar la dinámica de mineralización en sustratos.

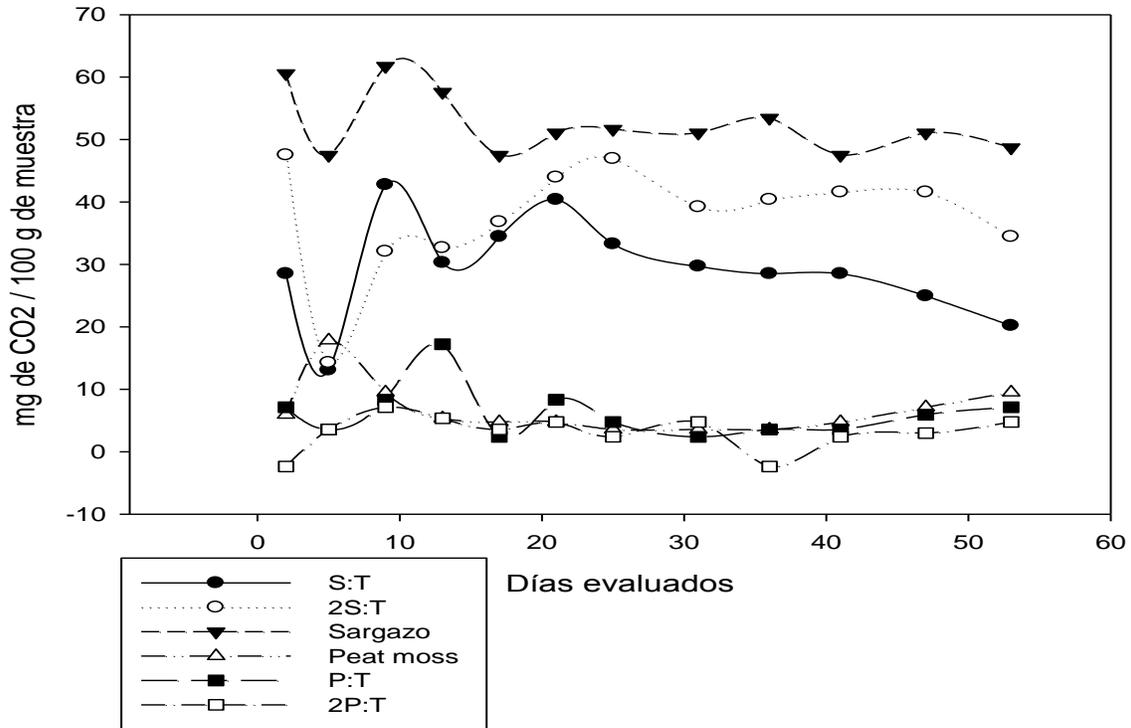


Figura 7. Acumulación diaria de CO₂ desprendido por mezclas con Dm < 3 (destinadas a usarse en germinación) S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®.

El desprendimiento de CO₂ para todas las mezclas destinadas a usarse como sustrato germinador, tuvieron incrementos y decrementos muy marcados durante los primeros 25 días de incubación, después de este día las curvas de TRM se estabilizan (Figura 7); sin embargo la cantidad de CO₂ liberada durante todo el periodo de incubación fue superior en las mezclas con sargazo, lo que sugiere que este material posee mayor actividad microbológica que el Peat moss® (Cuadros 10).

Cuadro 10. Emisiones totales de CO₂ desprendido por sustratos a base de sargazo y Peat moss® con diámetro medio de partículas ≤ 3 mm, al cabo de 53 días de incubación.

Mezcla	Diámetro medio de partícula (mm)	mg de CO ₂ desprendidos/100 g muestra
Sargazo:Tezontle	2.62 ± 0.13 a	149.32 ± 9.37 c ^x
2Sargazo:Tezontle	2.64 ± 0.09 a	186.17 ± 15.5 b
Peat moss:Tezontle	2.51 ± 0.11 a	36.51 ± 8.05 d
2Peat moss:Tezontle	2.52 ± 0.09 a	31.76 ± 7.6 d
Sargazo	-	305.01 ± 12.5 a
Peat moss®	-	40.53 ± 12.6 d

^xGrupos con la misma letra no representan diferencia (5% de significancia). Test de comparación de medias Tukey. ± Error estándar calculado.

Las mezclas propuestas para usarse como sustrato de producción presentaron dos etapas de fluctuaciones en la tasa de respiración; la primera va del día 0 al 9, donde la TRM incrementa y posteriormente se estabiliza durante los 5 días siguientes. Después, del día 17 al 25, incrementa nuevamente y finalmente se estabiliza hasta el día 40 (Figura 8.). Las altas intensidades iniciales de emisión de CO₂, reflejan la presencia de carbono disponible inmediatamente en los sustratos orgánicos provenientes de compuestos fácilmente degradables (Santibáñez, 2006), sugiriendo nuevamente que los sustratos a base de sargazo se degradan más fácilmente que los que contienen Peat moss®.

Siguiendo esta línea de ideas, al realizar la comparación entre sustratos a base de sargazo, la mezcla con proporciones 1:1 sería la más adecuada para usarse como sustrato puesto que la cantidad de CO₂ liberado a través del tiempo por ésta es menor que la liberada por la mezcla con proporciones 2:1 (Cuadros 10 y 11); sin embargo también se debe considerar la velocidad con que este CO₂ es liberado.

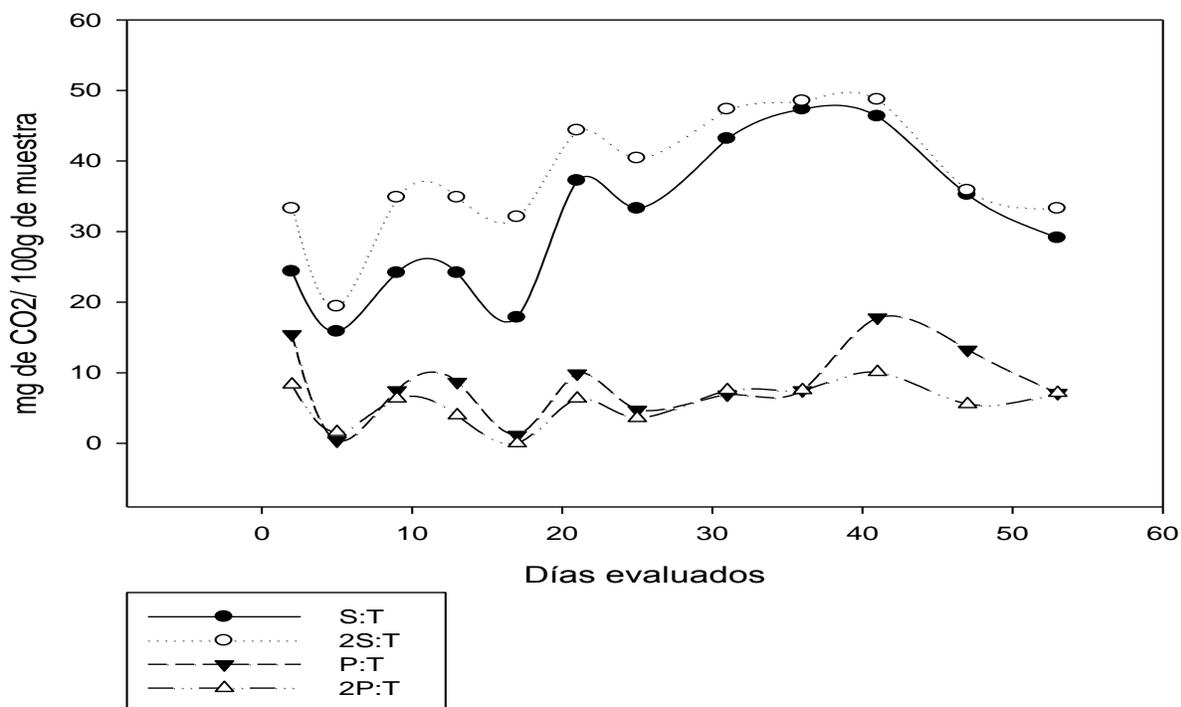


Figura 8. Acumulación diaria de CO₂ desprendido por mezclas con Dm > 3 (destinadas a usarse en producción). S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®.

Una vez más podemos decir que el Peat moss® es un material biológicamente estable pues sus emisiones de CO₂ son menores a las del sargazo y aun cuando el Peat moss® se mezcla en diferentes proporciones con otros materiales de mayor tamaño y se incrementa la superficie de contacto, sus emisiones no cambian. Lo contrario a este comportamiento ocurre con el sargazo (Cuadro 11).

Cuadro 11. Emisiones totales de CO₂ desprendido por sustratos a base de sargazo y Peat moss® con diámetro medio de partículas ≥ 3 mm, al cabo de 53 días de incubación.

Mezcla	Diámetro medio de partícula (mm)	mg de CO ₂ desprendidos/100 g muestra
Sargazo:Tezontle	3.91± 0.15 b	156.69 ± 6.68 a ^x
2Sargazo:Tezontle	3.82± 0.10 b	195.11± 10.84 a
Peat moss:Tezontle	3.59 ±0.13 b	30.85 ± 10.63 b
2Peat moss:Tezontle	3.22 ±0.15 b	18.26 ± 8.93 b

^xGrupos con la misma letra no representan diferencia (5% de significancia). Test de comparación de medias Tukey. ± Error estándar calculado.

7.1.4.3. Tasa de mineralización (TM)

Con los resultados obtenidos de la tasa de respiración microbiana (TRM) se calculó la Tasa de mineralización, la cual refleja la velocidad de mineralización de carbono orgánico en las distintas mezclas evaluadas con respecto a su contenido inicial de carbono orgánico.

Los resultados obtenidos revelan que el contenido de carbono orgánico en las mezclas evaluadas, después de 53 días de incubación con respecto al contenido inicial, fue menor en las mezclas con sargazo; es decir poseen una pérdida de fracción orgánica mineralizable mayor que las mezclas con Peat moss® en el orden S:T > 2S:T > P:T = Sargazo > 2P:T = Peat moss® (Figura 9).

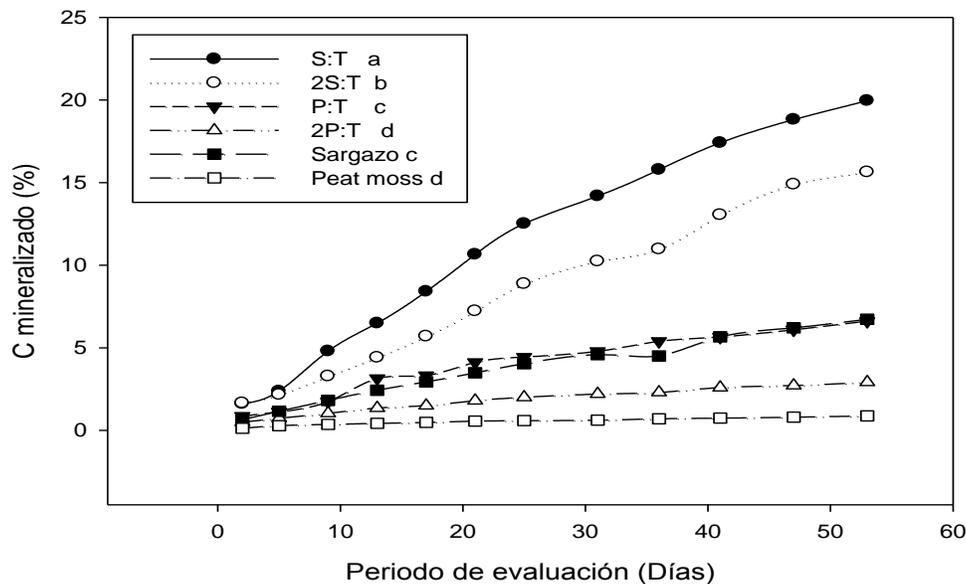


Figura 9. Evolución de la mineralización de carbono orgánico durante 53 días de mezclas con $D_m < 3$ (destinadas a usarse en germinación). S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®. Grupos con la misma letra no representan diferencia significancia ($p=0.05$). Test de comparación de medias Tukey.

Wang *et al.* (2003) menciona que la actividad respiratoria de microorganismos se correlaciona positivamente con la disponibilidad, accesibilidad y área de contacto del sustrato pero negativamente con el tamaño del pool de microorganismos, lo que concuerda con los resultados presentados en las Figuras 9 y 10 donde las mezclas que

contenían sargazo se mineralizaron con mayor velocidad a medida que la proporción de este disminuye y el área de contacto con los microorganismos se hizo mayor incrementando también su accesibilidad. Ocurrió lo mismo con las mezclas que contenían Peat moss®. Además la cantidad de aire disponible para microorganismos se redujo a medida que las proporciones de tezontle en las mezclas fueron menores (remitirse a la Figura 13 del punto 7.2.2) reduciendo también la mineralización de estas mezclas pero favoreciéndola en aquellas donde las proporciones de aire y humedad están balanceadas (Barrena *et al.*, 2006).

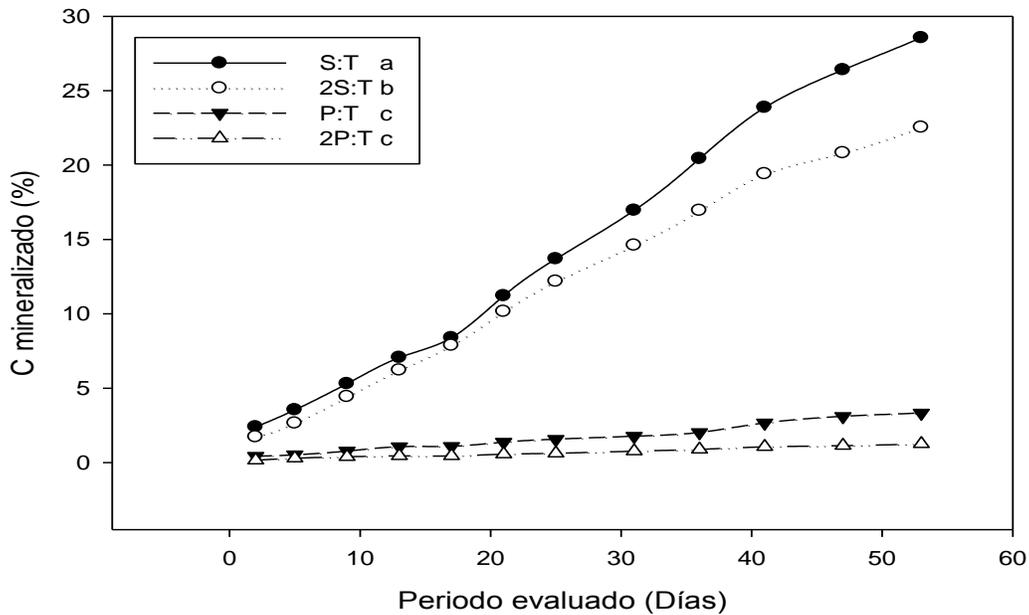


Figura 10. Evolución de la mineralización de carbono orgánico durante 53 días de mezclas con $D_m > 3$ (destinadas a usarse en producción). S= Sargazo; T= Tezontle; P= Peat moss®. Grupos con la misma letra no representan diferencia significativa ($p=0.05$). Test de comparación de medias Tukey.

Por todo lo anteriormente discutido es obvio que el sargazo al ser un material crudo, posea una velocidad de mineralización mayor a la del Peat moss®, el cual es un material comercial biológicamente estable. Sin embargo después de los 25 días la cantidad de carbono mineralizado disminuye, no encontrándose diferencias significativas ($p=0.05$) entre la mineralización de sargazo y la mezcla P:T (remitirse a la Figura 7).

7.2. Determinaciones físicas

7.2.1. Granulometría de mezclas

En las Figuras 11 y 12 se presenta la distribución granulométrica de diferentes mezclas de tres materiales distintos. El tamaño y distribución de las partículas indican que se encuentran entre el tamaño recomendado para la producción de cultivos, según Abad (2002).

Se corrió un análisis de varianza y una prueba de comparación de medias Tukey en los datos, observándose que entre mezclas no existe diferencia significativa por lo que cualquiera de ellas posee las mismas proporciones granulométricas (no así características granulométricas y de porosidad) y pueden ser empleada para establecer plantas, sin embargo los resultados de C.E., que se presentan en la sección de resultados de determinaciones químicas, muestran que la mezcla 3:1 de sargazo no es apta debido a su alto contenido en sales ($CE \geq 2 \text{ dSm}^{-1}$).

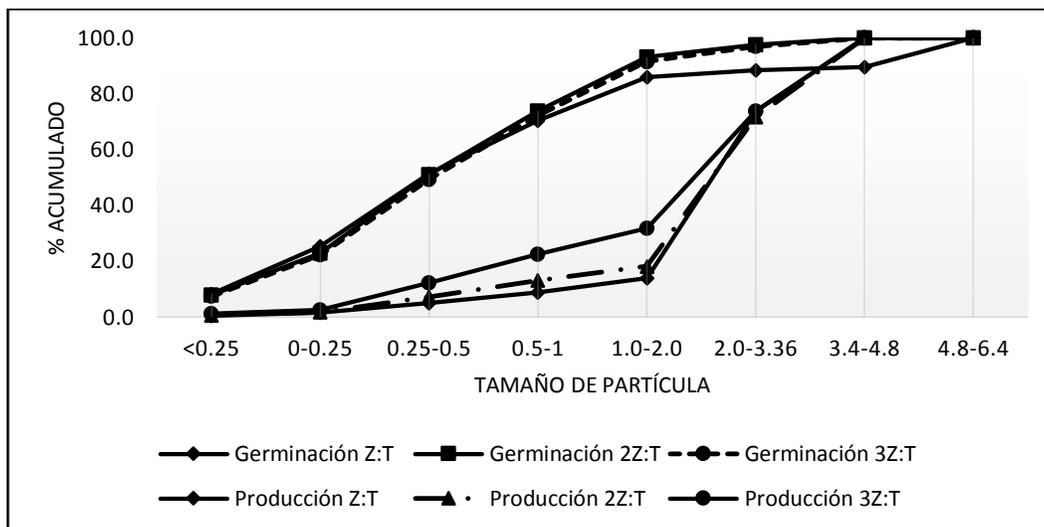


Figura 11. Granulometría de seis mezclas de sargazo con tezontle. Z:T= una parte de Sargazo y una de tezontle; 2Z:T= dos partes de sargazo y una de tezontle; 3Z:T= tres partes de sargazo y una de tezontle.

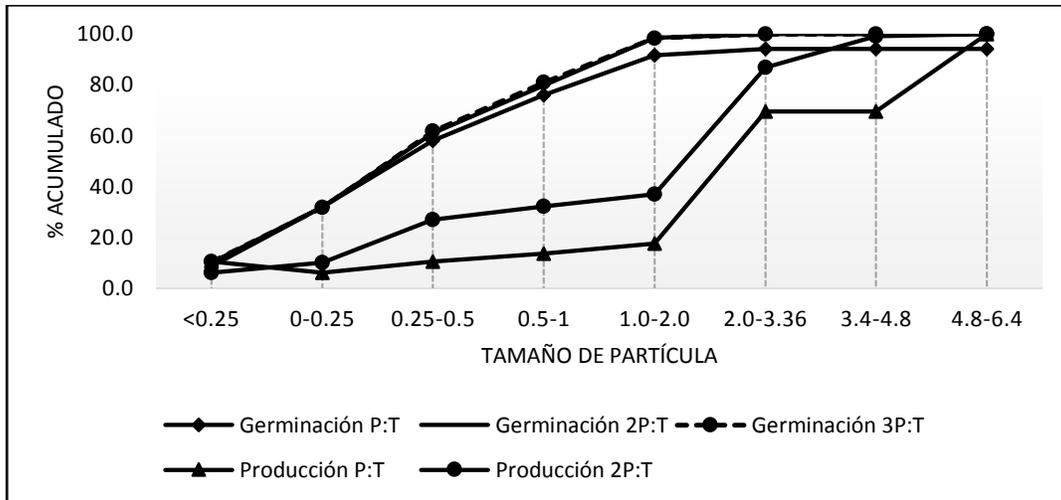


Figura 12. Granulometría de seis mezclas de Peat moss® con tezontle. P:T= una parte de Peat moss® y una de tezontle; 2P:T= dos partes de Peat moss® y una de tezontle.

7.2.2. Porosidad y capacidad de retención de humedad

La porosidad es una propiedad física de suma importancia que debe considerarse al elegir un sustrato para producción agrícola ya que los elementos que componen esta propiedad determinaran las condiciones generales de la atmosfera rizosferica en la cual se desarrollara el cultivo en cuestión. Un sustrato con una cantidad balanceada entre poros que contienen agua, aire y sólidos (respectivamente) permitirá un mejor desarrollo de las raíces y por consecuencia un cultivo mejor nutrido, sano y redituable (Ansorena, 1994).

Las mezclas de sargazo (sobre todo la mezcla sargazo/ tezontle con proporciones 1:1) resultaron mejor balanceadas en cuanto a proporciones de aire, agua y solidos que las de Peat moss®. Esto es una ventaja para el uso de sargazo como sustrato (Figuras 13 y 14). Cabe mencionar que todas las mezclas que contenían sargazo se encontraron dentro de los rangos de Porosidad total (PT), Porosidad de aire (Pai) y retención de humedad (Prh) óptimos, estos rangos contemplan valores de 60 a 80, 10 a 30, y 40 a 60%(con base en el volumen), respectivamente (De Boodt y Verdonck, 1972; Ansorena, 1994; Handreck y Black, 1994).

La densidad aparente de las mezcla evaluadas se encuentran dentro de los rangos óptimos recomendados que van de 0.15 a 0.60 g cm⁻³ (Nappi, 1993; Handreck y Black, 1994). La mezcla sargazo/tezontle (proporción 1:1) no presenta diferencias significativas con las mezclas que contienen Peat moss® y en el caso de las mezclas propuestas para germinación, todas poseen la cantidad de poros recomendada por Abad (1994).

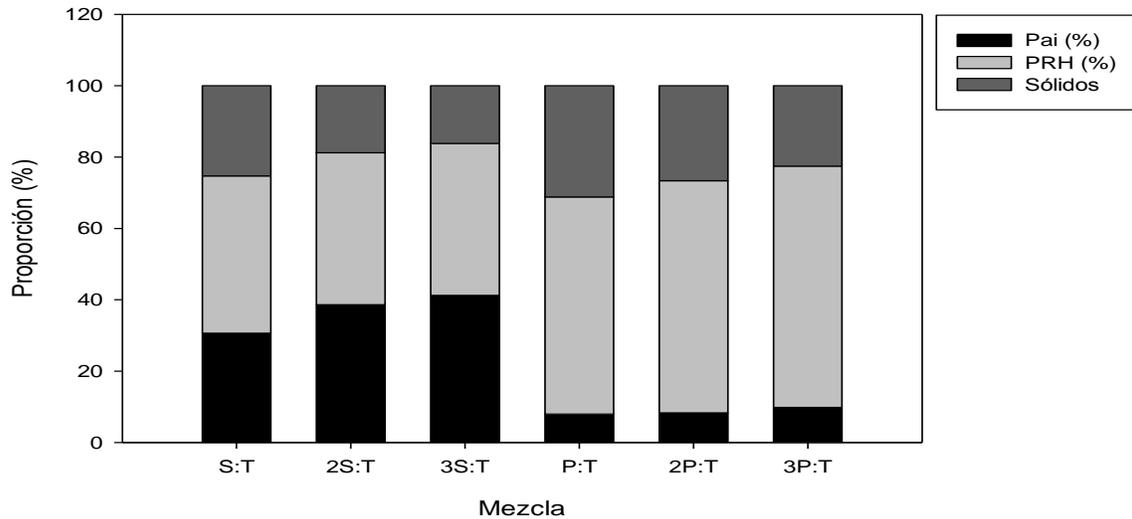


Figura 13. Porosidad de mezclas para germinación donde S=Sargazo; T= Tezontle; %Pai= % Poros de aire; %Prh= % Poros que retienen humedad.

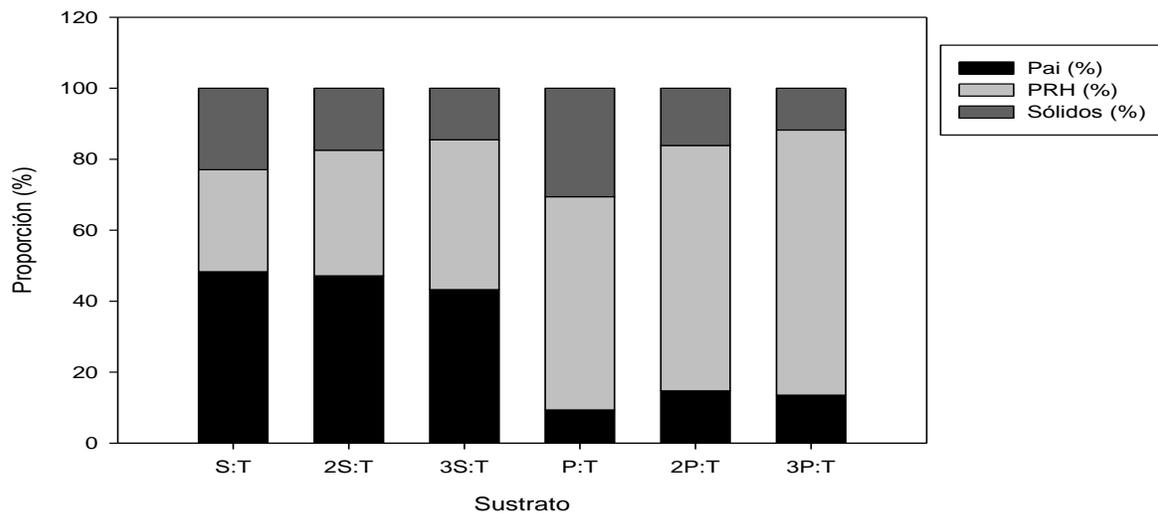


Figura 14. Porosidad de mezclas para producción donde P= Peat moss®, T= Tezontle; %Pai= % Poros de aire; %Prh= % Poros que retienen humedad.

Los resultados obtenidos muestran que las características de la porosidad total (PT), porosidad de aire (Pai), retención de humedad (Prh) y densidad aparente (Dap) de distintas mezclas con sargazo, con diferentes diámetros medios de partículas (Dm) no se afectan por las proporciones del material orgánico adicionado pero si por el tipo de este material (Cuadro 12).

También se observó que no existe diferencia significativa entre las proporciones de poros presentes en mezclas con diámetro medio (Dm) ≤ 3 mm y mezclas con Dm ≥ 3 mm por lo que si consideráramos únicamente las características de porosidad, ambas pueden usarse indistintamente para germinar o producir plantas (Cuadro 12). Sin embargo, si hubo diferencia entre los dos materiales orgánicos al ser mezclados (es decir entre las mezclas que contenían sargazo vs las de Peat moss®), lo que influyo en la cantidad de agua retenida, más a delante se detallan los resultados de dichas evaluaciones (ver punto 7.2.3.).

Cuadro 12. Características de porosidad total (PT) y densidad aparente para diferentes proporciones de sargazo y tezontle.

Mezcla (proporciones)	Dm (mm)	Dap (g/cm ³)	PT -----	Pai (%) -----	Prh -----
Mezclas para germinación					
1S:1T	2.62	0.56 ± 0.03 a	74.7 ± 1.06 b	30.6 ± 2.86 a	44.08 ± 0.4 c
2S:1T	2.64	0.41 ± 0.04 c	81.2 ± 1.04 a	38.6 ± 3.72 a	42.50 ± 0.9 d
1P:1T	2.51	0.68 ± 0.08 a	68.8 ± 1.01 b	7.95 ± 4.01 b	60.8 ± 1.08 c
2P:1T	2.52	0.49 ± 0.01b	73. 3± 1.92 b	8.29 ± 2.60 b	65.1 ± 1.48 a
DMSH	-	0.13	6.4	7.48	6.82
Mezclas para producción					
1S:1T	3.91	0.43 ± 0.02 a	77.0 ± 1.02ba	48.3± 3.05 a	28.8 ± 0.29 c
2S:1T	3.82	0.33 ± 0.05 b	82.5 ± 1.06 ba	47.2 ± 2.14 a	35.4 ± 0.51c
1P:1T	3.59	0.49 ± 0.04 a	69.4 ± 1.10 b ^z	9.37 ± 2.01 b	60.05 ± 1.5 b
2P:1T	3.22	0.34 ± 0.06 b	83.9 ± 1.12 ba	14.7 ± 3.00 b	69.13 ± 1.8 a
DMSH ^y	-	3.78	3.78	5.7	6.6

Dm= diámetro medio de partículas; S= sargazo; T= tezontle; P= Peat moss®. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias (p=0.05). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey; ± Error estándar calculado.

7.2.3. Curva de retención de humedad

La retención de humedad por el sustrato, en cantidades adecuadas y en forma homogénea, determina la posibilidad a la planta de utilizar el agua como vehículo para sus funciones metabólicas (Calderón y Cevallos, 2002). La cantidad de agua retenida por un sustrato (agua de reserva) es altamente influenciada por la distribución y tamaño de poros así como del material que compone a dicho sustrato (Gutiérrez et al., 2011).

En el Cuadro 13 se aprecian que no existe una relación directa entre la cantidad de agua de reserva por cada 100 g de sustrato (Ar) y las proporciones de poros (tanto totales como los que retienen humedad) que componen a los sustratos evaluados en esta investigación, por esta razón se deduce que en este caso, la cantidad de agua de reserva fue influenciada directamente por los poros internos e interconectados de los materiales que componen las mezclas. Tanto los poros internos como las interconexiones entre ellos no se analizaron en esta investigación, sin embargo si se evaluó la cantidad total de poros.

Gutiérrez et al. (2011) menciona que al mezclar componentes orgánicos con inorgánicos, el agua retenida por aquellas mezclas con mayor número de poros dentro y entre partículas así como los interconectados, retienen más agua, al igual que las mezclas de materiales que poseen una mayor proporción de poros totales. Tal es el caso de las mezclas con mayor contenido de material orgánico, las cuales poseen una mayor proporción de poros totales (PT) y una mayor cantidad de agua retenida por cada 100 g de sustrato (Ar) (Cuadro 13).

Cuadro 13. Agua de reserva (Ar) y proporción de poros presentes en mezclas propuestas como sustratos

Mezcla (Dm ≤ 3 mm)	PT ----- (%)	Prh -----	Ar (g/100 g sustrato)
S:T	74.7 ±1.06 b	44.08 ± 0.4 c	42.46 ± 5.3 b
2S:T	81.2 ±1.04 a	42.50 ± 0.9 d	57.65 ± 5.3 a ²
P:T	68.8 ±1.01 b	60.8 ± 1.08 c	45.72 ± 5.3 b
2P:T	73.3 ± 1.92 b	65.1 ± 1.48 a	64.12 ± 5.3 a
DMSH	6.4	6.82	16.9
Mezcla (Dm ≥ 3 mm)	% PT ----- (%)	% Prh -----	Ar (g/100 g sustrato)
S:T	77.0 ± 1.02ba	28.8 ± 0.29 c	42.46 ± 5.6 b
2S:T	82.5 ± 1.06 ba	35.4 ± 0.51c	57.65 ± 6.7 a
P:T	69.4 ± 1.10 b	60.05 ±1.5 b	45.72 ± 5.6 b
2P:T	83.9 ± 1.12 ba	69.13 ±1.8 a	64.12 ± 6.7 a
DMSH ³	3.78	6.6	3.42

Dm= diámetro medio de partículas; S= sargazo; T= tezontle; P= Peat moss®; PT= Porosidad total; Prh= Poros que retienen agua. ²Grupos con la misma letra no representan diferencias (p=0.05). ³Diferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey; ± Error estándar calculado.

Por otro lado, al analizar la cantidad de agua liberada a distintas tensiones se obtuvo que las mezclas propuestas para germinación no presentaron diferencias significativas ($\alpha=0.05$) en sus valores de AND (agua no disponible) que va de las tensiones de columna de agua ejercidas de 0 a 10 cm y Ar (agua de reserva) con tensiones ejercidas por columnas de agua de 50 a 100 cm; sin embargo el AFD (agua fácilmente disponible) que va de las tensiones ejercidas por columnas de agua de 10 a 50 cm, fue mayor para la mezcla 2P:T seguida por la mezcla 2S:T. Finalmente las mezclas S:T y P:T presentaron valores de AFD menores (Figura 15).

Ansorena (1994) menciona que para tener condiciones óptimas de desarrollo se requiere únicamente de 4 a 10 % de agua de reserva (Ar) y en la Figura 15 se puede observar que las mezclas que cumplieron con este requisitos fueron las de relaciones 1:1 entre el material orgánico (sargazo o Peat moss®) e inorgánico (tezontle).

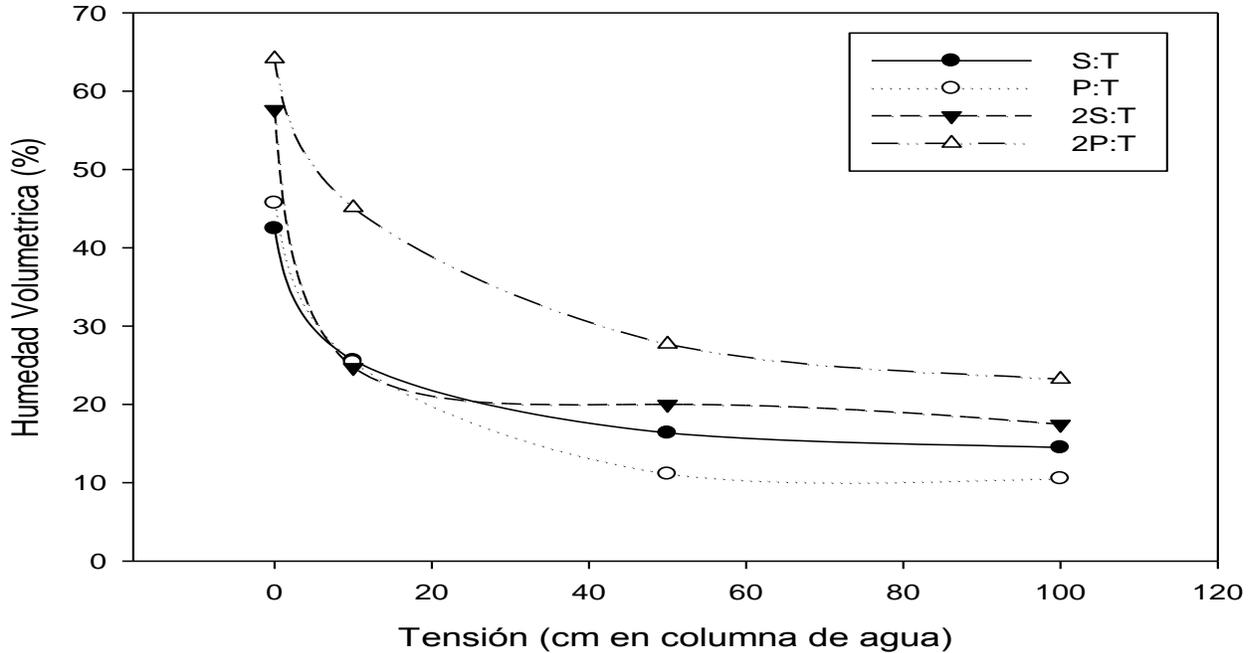


Figura 15. Curvas de retención de humedad de mezclas para germinación donde P= Peat moss®; T= Tezontle; S= Sargazo.

Al someter las mezclas evaluadas a tensiones de 0, 10, 50 y 100 cm de columna de agua se obtuvieron los valores presentados en el Cuadro 14, en el cual se observa que las mezclas que contenían Peat moss® retuvieron una mayor cantidad de agua, sin embargo liberaron una menor cantidad (si consideramos la cantidad que retienen).

Cuadro 14. Porcentaje de agua total retenida y liberada a distintas tensiones (columna de agua) en mezclas propuestas para germinación.

Mezcla	Tensión en cm de columna de agua			
	0	10	50	100
	----- % Ar -----	----- % Al -----		
1S:1T	42.5 ± 5.89 b	21.5 ± 2.27 a	11.2 ± 0.31b	2.3 ± 1.30 b
1P:1T	45.7 ± 6.06 b	26.3 ± 3.66 a	16.1 ± 1.50 a	0.6 ± 0.31 b
2S:1T	57.7 ± 3.82a	33.6 ± 1.93 a ^z	6.60 ± 2.10 c	3.0 ± 1.70 a
2P:1T	64.1 ± 2.61a	22.3 ± 6.20 a	20.8 ± 5.50 a	6.8 ± 1.6 a
DMSH ^y	20.2	17.1	8.31	7.8

% Al= Porcentaje de agua liberada; % Ar= Porcentaje de agua retenida o de reserva; S= sargazo; T= tezontle; P= Peat moss. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias ($p= 0.05$). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey ; ± Error estándar calculado.

En las mezclas propuestas para producción los valores de AND (agua no disponible) y AFD (agua fácilmente disponible) fue mayor para las mezclas que contienen Peat moss® (Figura 16).

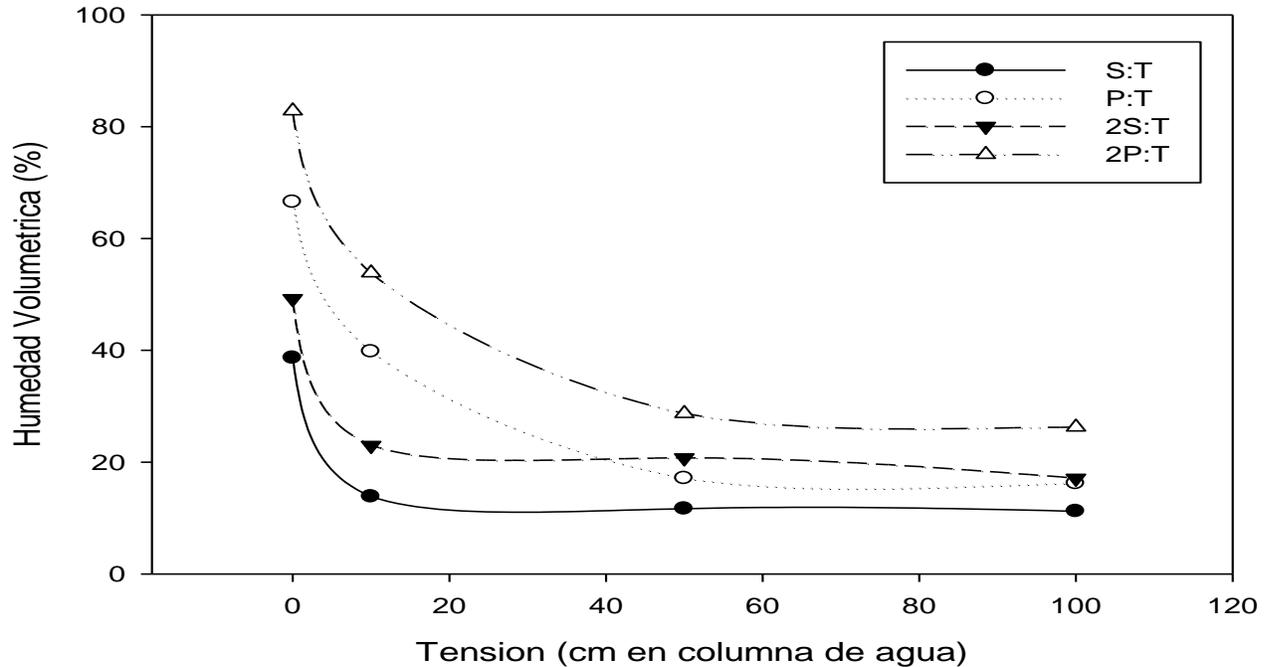


Figura 16. Curvas de retención de humedad de mezclas para producción donde P= Peat moss; T= Tezontle; S= Sargazo.

En el Cuadro 15 se presentan las cantidades de agua retenida por los sustratos evaluados así como la cantidad liberada al ejercer sobre ellas distintas tensiones (en columna de agua). En él podemos observar que la cantidad de agua retenida por los sustratos 2S:T, 2P:T y P:T son estadísticamente iguales ($p= 0.05$) y liberan la misma cantidad de agua al ejercer sobre ellos tensiones de 10, 50 y 100 cm de columna de agua; sin embargo, si consideramos que para el sustrato S:T la cantidad de agua retenida es menor y por ende éste posee una menor cantidad de agua por liberar, entonces podemos afirmar que la proporción de agua liberada por este sustrato es mayor que la liberada por los otros sustratos.

Cuadro 15. Porcentaje de agua retenida a distintas tensiones de agua por 100 g de sustrato para mezclas propuestas para producción.

Mezcla	Tensión en cm de columna de agua			
	0 ----- % Ar ----	10 ----- % Al -----	50	100
1S:1T	38.7 ± 8.06 b	24.8 ± 1.08 a	0.92 ± 0.08 b	3.0 ± 0.07a
1P:1T	66.5 ± 7.90 a	26.7 ± 7.80 a	21.5 ± 2.60 a	4.6 ± 0.82 a
2S:1T	49.2 ± 7.27 a ^z	26.2 ± 4.01 a	5.9 ± 0.79 ab	1.7 ± 0.03 a
2P:1T	82.8 ± 8.56 a	35.8 ± 5.30 a	24.2 ± 1.63 a	3.4 ± 0.38 a
DMSH ^y	33.9	38.47	19.6	11.3

% Al= Porcentaje de agua liberada; % Ar= Porcentaje de agua retenida o de reserva; S= sargazo; T= tezontle; P= Peat moss®. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias ($p= 0.05$). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey ; ± Error estándar calculado.

Las proporciones de humedad de nivel de succión de la curva de retención de humedad obedecen a los componentes orgánicos de cada mezcla (Peat moss® y Sargazo); es decir, el Peat moss® retiene hasta 70 % de agua (De Boodt y Verdonck, 1972), mientras que el sargazo apenas retiene un 50 %, por lo que las mezclas que contienen este último material retendrán siempre una menor cantidad de agua y la liberación de ésta será más rápida.

8. Resultados segunda etapa: Pruebas agronómicas

Durante esta segunda etapa se evaluó la imbibición y el comportamiento general de plántulas desde su germinación hasta tres meses después. El objetivo de las evaluaciones de esta segunda etapa fue evidenciar de manera objetiva sí el sargazo posee potencial para ser usado como complemento de sustratos germinadores y sí las plántulas obtenidas sobre él pueden ser competitivas con las generadas sobre sustratos comerciales (Peat moss®) en cuanto a calidad. A continuación se detallan los resultados de esta segunda etapa.

8.1. Evaluación de germinación

Se inició con la determinación de indicadores de germinación, observándose que para las semillas de jitomate (*Lycopersicon esculentum*) la absorción de agua no presento diferencias estadísticamente significativas ($p=0.05$) entre tratamientos, pero el porcentaje

de germinación total (PGT) así como el coeficiente de velocidad de germinación (CVG) fueron menores para las semillas bajo el tratamiento S:T (Sargazo: Tezontle; proporción 1:1) (Cuadro 16).

En cuanto a la germinación se presentó una disminución de 30% en el tratamiento S:T con respecto al testigo y a la mezcla P:T (Peat moss®: Tezontle, proporción 1:1), además la velocidad con la que germinaron las semillas en los tratamientos S:T y P:T fue menor que en el testigo (Cuadro 16). Este comportamiento es correspondiente con la concentración de Pb en el sustrato (ver Cuadro 7 del punto 7.1.1.) y de Na en semillas (Cuadro 17), el cual se correlaciono en un 0.6 con el CVG.

Debouba *et al.* (2006) determinaron los efectos de concentraciones crecientes de Na (0.575 y 1.150 ppm) sobre la germinación de jitomate y encontraron que a medida que la concentración de Na aumentaba el porcentaje y la velocidad de germinación disminuyeron. En cuanto al contenido de Pb en sustratos evaluados, Kraner y Colville (2011) mencionan que concentraciones milimolares de este elemento reducen el porcentaje de germinación total debido a que las testas de las semillas se hacen permeables a Pb cuando son imbibidas por largos periodos en este, pudiendo llegar a inhibir la germinación completamente.

En los tratamientos donde se germinaron semillas de chile (*Capsicum annum*), el tratamiento S:T obtuvo un IG menor que el de los otros tratamientos (Cuadro 16) y si observamos la fórmula para calcular este índice (ver inciso “d” del punto 6.2.1.1.), entonces indica que la longitud de las raíces emitidas por las semillas germinadas en este tratamiento fue menor que el de los tratamientos P:T y Testigo (Figura 17). Además en el tratamiento S:T el contenido de Ca fue el más bajo, mientras que el de Na fue el más alto. El Ca se correlaciono con el PGT y el IG con 0.78 y 0.70 respectivamente.

El Ca y el Mg son metales relacionados positivamente con la tolerancia a salinidad durante la germinación y desarrollo de plantas (Marcar, 1986; Liu *et al.*, 2011) por lo que concentraciones bajas de alguno de estos metales o de ambos, provocara menores

índices de germinación cuando las semillas son expuestas a condiciones de altas concentraciones de Na, Cl o K.

Cuadro 16. Absorción de agua por 10 semillas de cada especie vegetal evaluada y comportamiento de su germinación al ser imbibidas en dos sustratos diferentes.

Trat	Especie	Agua absorbida (g)	PGT	CVG	IG
S:T	Jitomate	0.015 ± 0.001 a	64 ± 5 b	0.098 ± 0.002 b	3.33 ± 0.84 ab
P:T		0.015 ± 0.0009 a	95 ± 5 a ^z	0.102 ± 0.003 b	7.78 ± 2.12 a
Testigo		0.013 ± 0.001a	80 ± 11.5 a	0.169 ± 0.018 a	1.00 ± 0 b
DMSH ^y		0.0057	28	0.05	5.61
S:T	Chile	0.044 ± 0.006 a	64 ± 0.009 a	0.058 ± 0.070 a	0.38 ± 0.001 b
P:T		0.046 ± 0.0008 a	88 ± 0.002 a	0.061 ± 0.848 a	0.87 ± 0.001 a
Testigo		0.039 ± 0.0010 b	84 ± 0.016 a	0.080 ± 0.003 b	1.00 ± 0.003 a
DMSH ^y		0.0059	26.3	0.019	0.60

S= sargazo; P= Peat moss®; T= tezontle; Testigo= imbibición hecha en agua destilada; PGT= % de germinación total; CVG= Coeficiente de velocidad de germinación; IG= Índice de germinación. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias (p= 0.05). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey; ± Error estándar calculado.

Cuadro 17. Contenido de distintos metales en semillas de jitomate y chile imbibidas en distintos sustratos

Jitomate					
Trat	Ca (ppm)	Cu (ppm)	K (ppm)	Mg (ppm)	Na (ppm)
P:T	657.36 ± b	14.48 ± a	1466.63 ± a	4514.70 ± a	406.17 ± b
S:T	732.43 ± a	14.42 ± a ^x	1402.09 ± a	4763.93 ± a	441.61 ± a
Testigo	555.71 ± c	15.80 ± a	1457.52 ± a	4688.66 ± a	368.65 ± c
DMSH ^y	51.74	1.77	102.94	277.88	34
Chile					
P:T	946.15 ± a	11.46 ± a	1567.22 ± a	3102.37 ± a	415.38 ± b
S:T	811.68 ± b	11.31 ± a	1627.67 ± a	3302.49 ± a	497.69 ± a
Testigo	905.77 ± a	11.20 ± a	1588.78 ± a	3139.95 ± a	373.96 ± b
DMSH	112.74	1.00	275.47	247.73	46.85

S= sargazo; P= Peat moss®; T= tezontle; Testigo= imbibición hecha en agua destilada. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias (p= 0.05). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey. ± Error estándar calculado.

8.1.2. Cinética de germinación

Se evaluó la germinación de las especies indicadoras (chile y jitomate) durante 15 días, durante este tiempo se estableció la cinética de germinación de las dos especies evaluadas (chile y jitomate), esta se presenta en las Figuras 17 y 18.



Figura 17. Cinética de germinación de plántulas de chile (*Capsicum annum*) establecidas sobre el sustrato S:T (A) y P:T (B) proporción 1:1

Las plántulas de jitomate y las de chile presentaron deformaciones en la radícula y color amarillo más intenso cuando fueron germinadas en el sustrato S:T (sargazo: tezontle) Además las plántulas germinadas en el sustrato P:T (Peat moss®: tezontle) presentaron menor número de ramificaciones que aquellas que fueron germinadas en el sustrato S:T (Figuras 17 y 18).



Figura 18. Cinética de germinación de plántulas de jitomate (*Lycopersicum esculentum*) establecidas sobre sustrato S:T (A) y P:T (B) proporción 1:1.

Como se ha mencionado anteriormente, al igual que los índices usados para evaluar la germinación, el comportamiento de la cinética en ambas especies concuerda con el contenido de iones (todos metálicos) presentes en el sustrato sobre el cual fueron establecidas.

La apariencia de las mismas coincide con lo citado por Peralta *et al.* (2009) quienes mencionan que en plántulas los síntomas por exceso de metales son: desarrollo limitado o deformación de radícula, quemaduras de testas y/o radículas (visualmente identificado por oscurecimiento o coloración intensa), supresión de la desarrollo del embrión.

Otros autores también mencionan que el efecto general que los metales (un exceso de ellos) tienen en el desarrollo de las planta es la producción de radicales libres y especies reactivas de oxígeno (que provocan oxidación), las cuales pueden dañar membranas

celulares uniéndose a grupos sulfhidrilo o incrementando la tasa de peroxidación de lípidos (Liu *et al.*, 2004).

8.2. Evaluación de Plántulas

Estas evaluaciones se realizaron en invernadero, midiendo quincenalmente los indicadores mencionados en el punto 6.2.1.2. Se encontró que al igual que en las pruebas de germinación, las plantas desarrolladas en sustratos con sargazo (S:T y S:TF) presentaron valores menores de algunos indicadores de vigor (acumulación de biomasa total, longitud, diámetro de tallo y verdor) al compararlos con los que presentaron las plantas crecidas en sustratos que contenían Peat moss[®] (P:T y P:TF).

En la Figura 19 se observa que las plantas de jitomate germinadas sobre los sustratos que contenían sargazo (tratamiento S:TF y S:T), al ser evaluadas durante los primeros 30 días, presentaron una biomasa total 51 % menor a la obtenida por las plantas crecidas en Peat moss[®] (mezclas P:T y P:TF). Sin embargo a los 45 días, obtuvieron una biomasa igual a la que mostraron las plántulas germinadas y crecidas sobre el sustrato que contenía Peat mos[®] y no fueron fertilizadas (tratamiento P:T). Este comportamiento se ha observado en plantas de menos de 30 días de germinadas, que se desarrollan en medios salinos o con exceso de algunos elementos. En general en algunas plantas C₃ existen mecanismos de bloqueo en transporte Na a ápices, lo que causa una reducción en su elongación celular pues la planta gasta energía en el bloqueo del Na (Mashner, 1990).

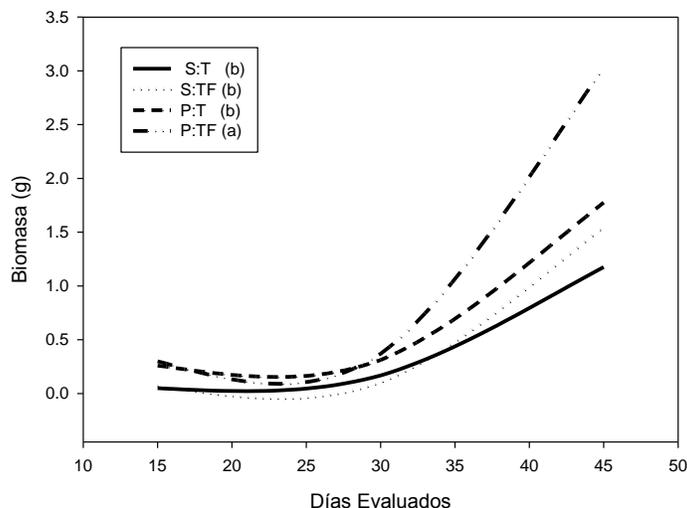


Figura 19. Cinética de biomasa de plántulas de jitomate, donde S= sorgo; P= Peat moss®; T= tezontle.

El mismo comportamiento se observó con la longitud y diámetro de tallo (Figura 20). Además al realizar correlaciones entre la biomasa de plántulas de jitomate y elementos solubles contenidos en el cepellón, el sodio (Na) se correlacionó con -0.55 y los bicarbonatos (HCO_3^-) con -0.76 en la evaluación llevada a cabo a los 15 días, mientras que a los 30 días la correlación entre biomasa y el Na fue de -0.69. La evaluación hecha a los 45 días presentó una correlación de biomasa y cloro (Cl) fue de -0.61.

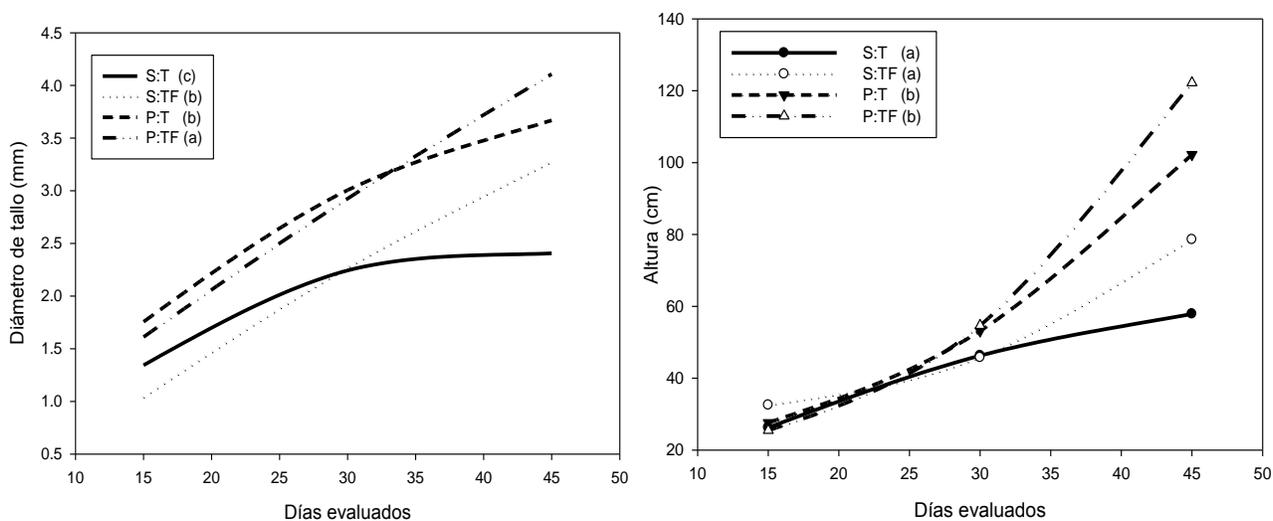


Figura 20. Aumento de diámetro (derecha) y longitud de tallo (izquierda) en plántulas de jitomate, donde S= sorgo; P= Peat moss®; T= tezontle.

Si bien la C.E. en todos los tratamientos evaluados se encuentra dentro de los valores normales sugeridos por Abad (1994), las concentraciones de Pb, Na y HCO_3^- fueron mayores en los sustratos que contenían sargazo.

La concentración de Pb así como la de Na presente en los tratamientos fue de 1.2 meq L^{-1} y 2.8 a 1.96 meq L^{-1} (respectivamente), durante los primeros 30 días de evaluación. Estos contenidos son cercanos a las concentraciones que provocan interferencias con la síntesis de proteínas (3 meq L^{-1} para el caso de Na y 0.8 meq L^{-1} para Pb) y por ende menor biomasa acumulada (Hale *et al.*, 1987; Akinci *et al.*, 2010), además la concentración de Pb en los cepellones de la mezcla S:T genera una reducción de biomasa acumulada, diámetro de tallo, altura y producción de clorofilas en las plántulas de jitomate (Akinci *et al.*, 2010).

Del mismo modo, sumado a las altas concentraciones de Na y Pb en los sustratos S:T y S:TF, se observa una mayor concentración general de elementos solubles (Cuadro 18) y se sabe que a mayor concentración de elementos solubles, el potencial hídrico y transporte de nutrientes decremantan interfiriendo con el balance iónico de las plantas y con su desarrollo en general (Day *et al.*, 2005). Aunado a esto, la cantidad de agua retenida por los sustratos que contienen sargazo es menor a la retenida por los que contienen Peat moss® (Figura 15) lo cual también reduce el potencial hídrico

Cuadro 18. Elementos solubles, Fosforo (P) y Nitrógeno total (N total) en cepellones de plántulas de jitomate evaluadas durante 15, 30 y 45 días.

Jitomate 15 días									
Trat	C.E. dS m ⁻¹	HCO ₃ ⁻	Cloruros	Ca	Mg	Na	K	P (ppm)	N total (%)
----- (meq L ⁻¹) -----									
S:T	0.6 ± 0.02 a	0.5 ± 0.01 a	2.1 ± 0.3 a	1.4 ± 0.13a	2.87 ± 0.3 a	1.6 ± 0.2ab	0.5 ± 0.07a	285 ± 58 b	0.04 ± 0.008a
S:TF	0.9 ± 0.02 a	0.5 ± 0.01 a	3.3 ± 0.3 ^a	0.6 ± 0.11 a	2.53 ± 0.3 a	2.5 ± 0.2 a	0.5 ± 0.07a	427 ± 48 b	0.07 ± 0.008 b
P:T	0.2 ± 0.02 b	0.1 ± 0.01 b	2.4 ± 0.3 a	0.4 ± 0.11 a	0.51 ± 0.3 b	0.9 ± 0.2 b	0.1 ± 0.07 b	1614 ± 49 a	0.01 ± 0.008 b
P:TF	0.3 ± 0.02 b	0.1 ± 0.01 b	3.4 ± 0.3 a	0.7 ± 0.11a	0.44 ± 0.3b	1.2 ± 0.2ab	0.5 ± 0.07a	427 ± 49 a	0.03 ± 0.008 b
DMSH	0.08	0.05	1.4	0.76	2.66	1.06	0.30	225.6	0.23
Jitomate 30 días									
Trat	C.E. dS m ⁻¹	HCO ₃ ⁻	Cloruros	Ca	Mg	Na	K	P (ppm)	N total (%)
----- (meq L ⁻¹) -----									
S:T	0.4 ± 0.05 b	0.3 ± 0.03 a	3.5 ± 0.5 a	0.6 ± 0.6 a	1.7 ± 0.1 a	2.2 ± 0.2ab	0.7 ± 0.1 ab	353 ± 44 c	0.4 ± 0.02 a
S:TF	0.6 ± 0.05 a	0.3 ± 0.03 a	3.0 ± 0.5 a	0.5 ± 0.6 ab	0.8 ± 0.1 ab	2.6 ± 0.2 a	1.56 ± 0.1 a	954 ± 44 b	0.39 ± 0.02 a
P:T	0.2 ± 0.05 b	0.1 ± 0.03 a	2.5 ± 0.5 a	0.4 ± 0.6 bc	0.1 ± 0.1 b	1.2 ± 0.2 b	0.32 ± 0.1 b	206 ± 44 c	0.15 ± 0.02 b
P:TF	0.6 ± 0.05 a	0.3 ± 0.03 a	4.5 ± 0.5 a	0.3 ± 0.6 c	0.2 ± 0.1 b	2.6 ± 0.2 a	1.74 ± 0.1 a	1317 ± 44 a	0.10 ± 0.02 b
DMSH	0.23	0.24	3.26	0.22	1.15	1.00	1.14	187.1	0.10
Jitomate 45 días									
Trat	C.E. dS m ⁻¹	HCO ₃ ⁻	Cloruros	Ca	Mg	Na	K	P (ppm)	N total (%)
----- (meq L ⁻¹) -----									
S:T	0.5 ± 0.04 b	0.48 ± 0.1 a	5.3 ± 0.02 a	0.7 ± 0.02 a	1.1 ± 0.07 a	2.7 ± 0.07b	0.8 ± 0.3 b	264 ± 142 b	0.40 ± 0.02 a
S:TF	1.0 ± 0.04 a	0.56 ± 0.1 a	5.5 ± 0.00 a	0.6 ± 0.02 a	0.9 ± 0.07 a	3.2 ± 0.07a	2.9 ± 0.3 a	1504 ± 142 a	0.43 ± 0.02a
P:T	0.1 ± 0.04 c	0.25 ± 0.1 b	3.7 ± 0.00 b	0.00 ± 0 b	0.0 ± 0 b	1.5 ± 0.07b	0.3 ± 0.3 b	236 ± 142 b	0.12 ± 0.02 b
P:TF	0.3 ± 0.04 c ^z	0.29 ± 0.1 b	3.7 ± 0.02 b	0.00 ± 0 b	0.0 ± 0 b	2.0 ± 0.07b	0.5 ± 0.3 c	1330 ± 142 a	0.14 ± 0.02 b
DMSH ^y	0.17	0.12	1.18	0.09	0.30	1.18	0.44	599.81	0.11

S= sargazo; P= Peat moss®; T= tezontle; TF= tezontle fertilizado. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias estadísticamente significativa (p= 0.05). Test de comparación de medias Tukey^y. Diferencia mínima significativa honesta (DMSH). ± Error estándar calculado.

Para las plantas de chile germinadas y crecidas sobre sustratos que contenían sargazo, la biomasa total (BT) fue 88.67 % menor comparada con las plantas germinadas y crecidas sobre sustratos que contenían Peat moss® (tratamientos P:T y P:TF) (Figura 21).

Al aplicar correlaciones entre elementos solubles y la biomasa total (BT) de plántulas de chile evaluada a los 30 días de crecimiento, se obtuvieron valores de -0.79 para BT y calcio (Ca) y -0.57 para BT y potasio (K). Las correlaciones para biomasa de plántulas de 45 días y elementos solubles fueron; -0.66 entre BT y Ca, -0.81 para BT y magnesio (Mg) y -0.58 para BT con carbonatos (CO_3^{-2}). Los valores negativos indican que las variables correlacionadas tienen un efecto negativo entre sí.

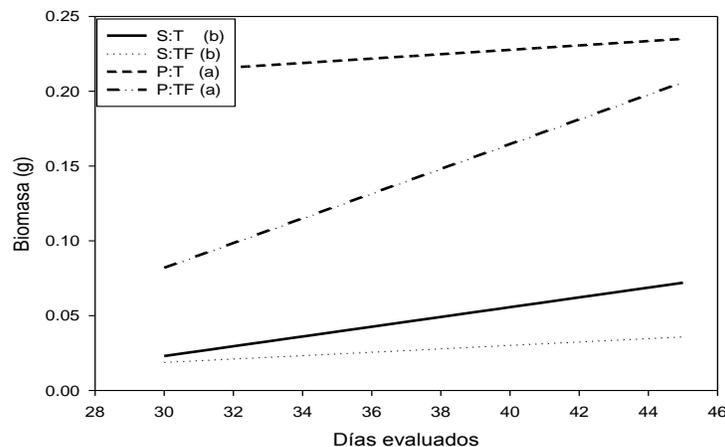


Figura 21. Cinética de biomasa de plántulas de chile, donde S= sargazo; P= Peat moss®; T= tezontle.

En las evaluaciones de altura, biomasa total acumulada y diámetro de tallo se observa que las plantas crecidas en los sustratos que contenían sargazo presentaron valores menores que las plantas crecidas en sustratos que contenían Peat moss® (Figura 19 y 20).

Esto se debe a que la especie *Capsicum* tiene mayor sensibilidad a estrés hídrico y porcentajes de agua aprovechable por debajo del 60 % (equivalente a el agua liberada por tensiones de columna de agua de entre 10-100 cm) afectan la biomasa acumulada y

la altura de plantas (May *et al.*, 2011), además las condiciones de salinidad en el sustrato o la presencia de iones como el K, Cl o Na en concentraciones mayores a 6.0, 1.87 y 2.17 meq L⁻¹ respectivamente, propician el estrés hídrico, así como reducción de altura, diámetro y calidad en plantas de chile (Marush, 1998; Günes, 1999; Giuffrida *et al.*, 2014).

En el Cuadro 19 se presentan las concentraciones de elementos solubles obtenidos en cepellones de plántulas de chile que fueron evaluados quincenalmente durante 45 días. Se observa que las concentraciones de Na y Cl son mayores a las consideradas óptimas (Marush, 1998; Günes, 1999; Giuffrida *et al.*, 2014), sobre todo en los tratamientos S:T y S:TF, además la cantidad de agua aprovechable de estos tratamientos durante la evaluación fue de 26.1 % (calculado a partir de curvas de retención de humedad Cuadro 13) lo cual es menor a la recomendada por May *et al.* (2011) y también es menor a la obtenida por las mezclas P:T y P:TF.

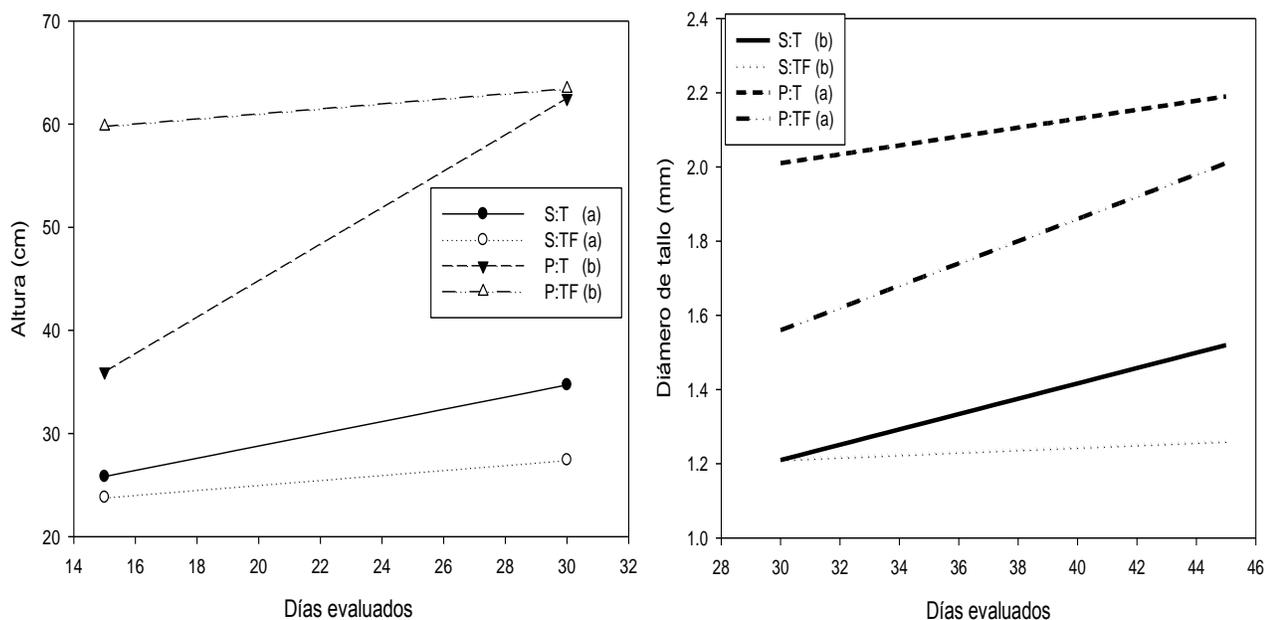


Figura 22. Desarrollo vegetativo (longitud y diámetro de tallo) en plántulas de chile, donde S= sargazo; P= Peat moss®; T= tezontle.

Cuadro 19. Elementos solubles y Fosforo (P) en cepellones de plántulas de chile evaluadas durante 30 y 45 días

Chile 30 días										
Trat.	C.E. (dS m ⁻¹)	CO ₃ ⁻²	HCO ₃ ⁻	Cloruros	Ca	Mg	Na	K	P (ppm)	N (%)
----- (meq L ⁻¹) -----										
S:T	1.4 ± 0.1 a	3.9 ± 0.07b	0.2 ± 0.1 a	4.0 ± 0.4 b	0.5 ± 0.1ab	3.5 ± 0.5 a	2.7 ± 0.8 a	1.8 ± 0.3 b	150.4 ± 29c	0.49 ± 0.04a
S:TF	1.6 ± 0.1 a	5.5 ± 0.07 ^a	0.1 ± 0.01a	5.8 ± 0.4 ab	0.7 ± 0.1 a	3.8 ± 0.5ab	4.0 ± 0.8 a	3.6 ± 0.3 a	95.3 ± 29c	0.23 ± 0.04b
P:T	0.5 ± 0.1 b	0.0 ± 0.07 c	0.3 ± 0.01a	3.8 ± 0.4 b	0.4 ± 0.1ab	0.3 ± 0.5 b	2.3 ± 0.8 b	0.3 ± 0.2 b	454 ± 29b	0.09 ± 0.04b
P:TF	0.4 ± 0.1 b	0.0 ± 0.07 c	0.2 ± 0.00a	7.1 ± 0.4 a	0.3 ± 0.1 b	2.5 ± 0.5ab	2.8 ± 0.8ab	3.6 ± 0.3 a	1004 ± 29a	0.12 ± 0.04b
DMSH	0.38	1.53	0.52	2.26	0.39	2.4	1.46	1.95	144.41	0.197
Chile 45 días										
Trat.	C.E. (dS m ⁻¹)	CO ₃ ⁻²	HCO ₃ ⁻	Cloruros	Ca	Mg	Na	K	P (ppm)	N (%)
----- (meq L ⁻¹) -----										
S:T	0.6 ± 0.08b	0.1 ± 0.01 a	0.6 ± 0.05a	4.3 ± 0.4 b	0.9 ± 0.08 ^a	5.7 ± 0.16a	7.6 ± 0.1 a	2.0 ± 0.6bc	322 ± 40 a	0.5 ± 0.2 a
S:TF	1.0 ± 0.08a	0.3 ± 0.01 ^a	0.3 ± 0.05a	5.3 ± 0.4 ab	0.9 ± 0.08 ^a	4.5 ± 0.1ab	9.3 ± 0.1 a	4.2 ± 0.7 a	374 ± 40 a	0.4 ± 0.2 a
P:T	0.4 ± 0.08b	0.0 ± 0.01a ^z	0.3 ± 0.05a	3.8 ± 0.4 b	0.5 ± 0.08 ^a	4.0 ± 0.16c	4.0 ± 0.1 b	0.3 ± 0.6 c	64 ± 47 b	0.1 ± 0.03b
P:TF	0.8 ± 0.08a	0.0 ± 0.01 ^a	0.2 ± 0.05a	7.1 ± 0.4 a	0.3 ± 0.08 ^a	2.9 ± 0.16b	6.6 ± 0.1ab	3.7 ± 0.6ab	360 ± 47 a	0.1 ± 0.03a
DMSH ^y	0.33	0.48	0.61	2.2	0.72	2.57	3.27	1.85	186.21	0.127

S= sargazo; P= Peat moss[®]; T= tezontle; TF= tezontle fertilizado. ^zGrupos con la misma letra en la misma columna no representan diferencias estadísticamente significativas (p= 0.05). Test de comparación de medias Tukey, ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). ± Error estándar calculado.

La distribución entre la proporción de biomasa aérea/ biomasa de raíz, determinadas a los 45 días, tanto para plántula de jitomate como de chile fue de 65/35 aproximadamente sin que hubiera diferencias estadísticamente significativas entre sustratos (Cuadro 20), sin embargo si hubo diferencias significativas para la distribución de volumen aéreo y volumen de raíz (Figuras 23 y 24) así como en el verdor.

Para el caso de las plántulas de chile con 30 días de desarrollo se observó que los tratamientos S:TF y P:T obtuvieron valores de volumen aéreo mayores a los del tratamiento P:TF y S:T; es decir, las plántulas de estos tratamientos tenían apariencia más vigorosa (en la parte aérea) pero escaso sistema radical. A los 45 días las plántulas de los tratamientos S:T y P:T tenían las mismas características entre las relación de vol. aéreo/ vol. de raíz y biomasa, lo que sugiere una recuperación en la calidad de las plántulas crecidas en sustrato S:T (Figura 23).

Según Kranner *et al.* (2011) y Morales *et al.* (2002) las plantas son más sensibles a la salinidad o altas concentraciones de metales pesados en etapas tempranas, algunas pueden recuperar su calidad si las concentraciones de metales a las que son expuestas son disminuidas. Por esta razón las plántulas de ambas especies mostraron menores relaciones de vol. aéreo/ vol. de raíz, biomasa y verdor cuando fueron cultivadas en sustratos con sargazo.

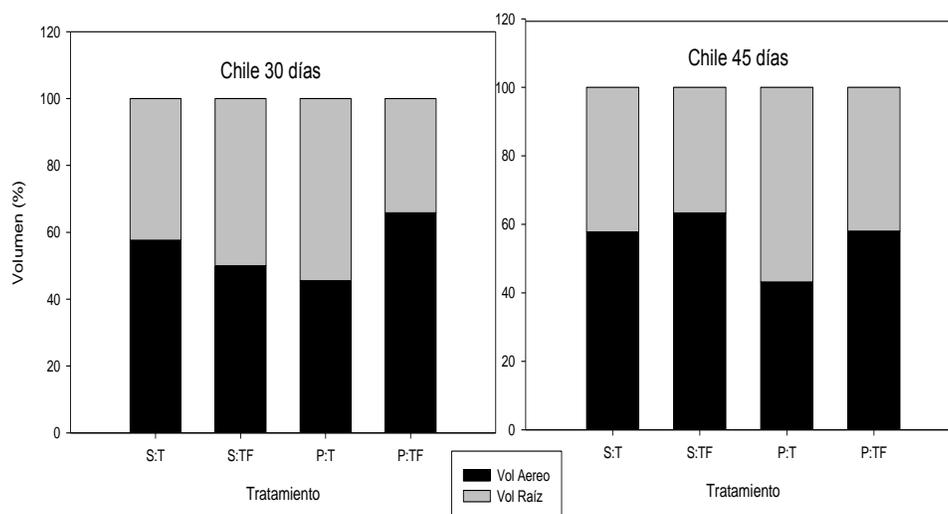


Figura 23. Comportamiento del % volumen aéreo/ %volumen radical en plantas de Chile evaluadas a los 30 y 45 días

Al comparar todos los tratamientos, los valores de las relaciones Vol. aéreo/ Vol. de raíz fueron mayores en las plántulas del tratamiento P:TF; es decir las plántulas de este tratamiento eran más vigorosas que las plántulas de los otros tratamientos, pero el desarrollo del sistema radical de este tratamientos fue menor al de los tratamientos S:T, S:TF y P:T (Figura 24). Los valores más bajos para las relaciones mencionadas fue obtenida por plántulas del tratamiento S:TF.

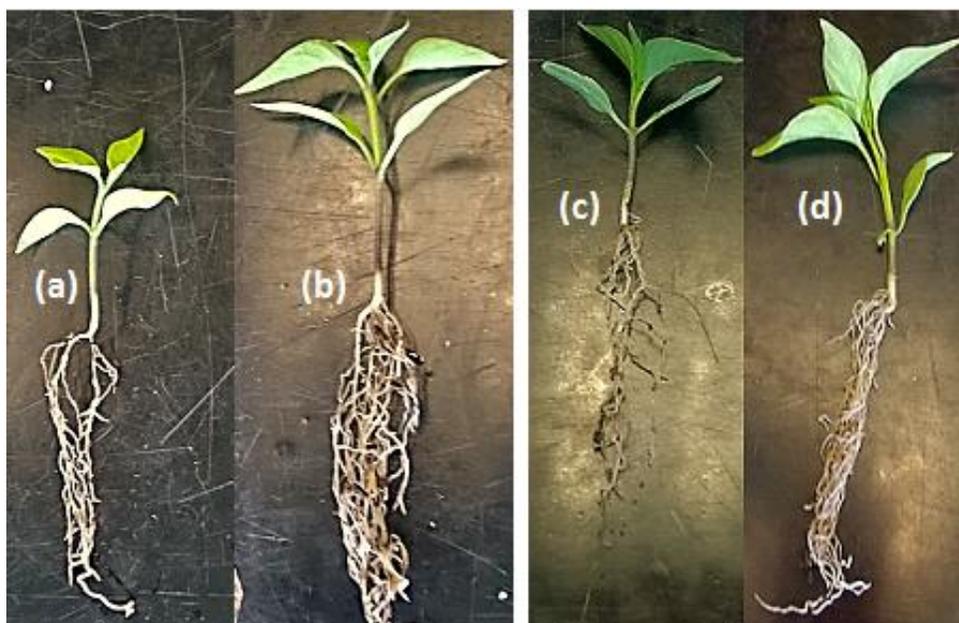


Figura 24. Vigor de plantas de chile desarrolladas durante 45 días en sustrato S:TF (a), S:T (b), P:TF (c) y P:T (d).

Las plantas de jitomate que presentaron mayor vigor aéreo fueron las de los tratamientos fertilizados (Figuras 25 y 26) es decir las plantas de estos tratamientos fueron más verdes y con un volumen aéreo mayor que el de las plantas no fertilizadas; sin embargo los valores de verdor fueron menores para los tratamientos S:T y S:TF (Cuadro 20).



Figura 25. Vigor de plantas de jitomate desarrolladas en sustrato P:T (A), P:TF (B), S:T (C).

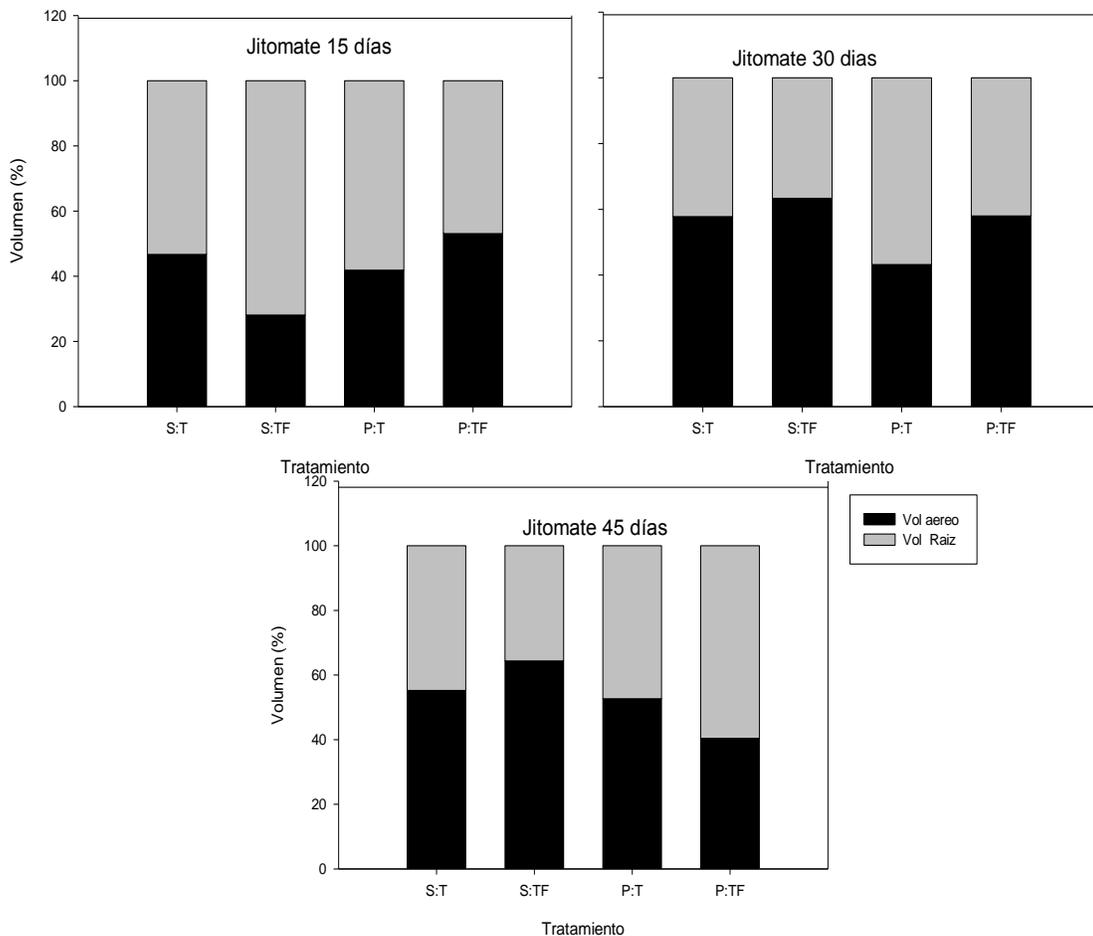


Figura 26. Comportamiento del volumen aéreo/ volumen radical en plantas de jitomate evaluadas a los 15, 30 y 45 días.

Las características de calidad (Biomasa, volumen aéreo v_s volumen radical, vigor, verdor) presentadas por las plántulas de los tratamientos S:TF y P:T resultaron similares, lo que indica que al fertilizar las plántulas crecidas sobre la mezclas que contienen sargazo, la calidad de estas a será iguales a las de las plántulas crecidas en Peat moss® sin fertilizar.

El comportamiento obtenido por plántulas desarrolladas en sustratos que contenían sargazo, es el resultado de su exposición a altas concentraciones de metales, como se ha venido mencionando a lo largo de esta investigación; es decir, el desarrollo de las plántulas de chile como las de jitomate están relacionados con las altas concentraciones de Na y Cl, pues 50 meq L⁻¹ de estos metales provocan acumulación de volumen aéreo en plantas y reducido desarrollo radical. Eventualmente esto puede ser corregido al aplicar 20 meq de Ca(NO₃)₂ y 2 meq de KNO₃ (López y Satti, 1999) ya que a mayor concentración de estos elementos mayor será la formación de enlaces de Ca con otros metales tóxicos como el Na, Cl, Cd y Pb (Alacántar y Trejo, 2012).

Por otra parte Taffouo *et al.* (2010) sometieron plántulas de diferentes cultivares de jitomate a condiciones salinas y observaron una reducción en la biomasa total acumulada así como de biomasa aérea y síntesis de clorofilas. Estos autores atribuyeron sus resultados a un desbalance nutrimental en las plantas ocasionado por las altas concentraciones de Na y Cl (50, 100 y 200 meq L⁻¹ para ambos iones).

Cuadro 20. Proporción de biomasa aérea (%BA) y de raíz (% BR) con respecto a la biomasa total y Verdor medido por reflectancia en plantas de jitomate y chile crecidas en diferentes sustratos

Jitomate								
Tratamiento	15 días		30 días		Verdor (SPAD)	45 días		Verdor (SPAD)
	% BA	% BR	% BA	% BR		% BA	% BR	
S:T	67.8 ± 5.6 a	32.2 ± 5.6 ^a	67.8 ± 2.6 a	42.5 ± 2.6 a	36.8 ± 0.01b	61.2 ± 1.85 a	38.8 ± 1.85a	35.2 ± 1.8 b
S:TF	62.5 ± 5.6 a	37.5 ± 5.6a	62.5 ± 2.6 a	38.0 ± 2.6b	43.7 ± 0.01a	68.1 ± 1.85 a	31.9 ± 1.85a	45.0 ± 1.8 a
P:T	67.2 ± 5.6 a	32.8 ± 5.6a	70.9 ± 2.6 a	29.1 ± 2.6 b	47.7 ± 0.01a ^z	66.9 ± 1.85 a	33.1 ± 1.85a	24.9 ± 1.8 c
P:TF	60.7 ± 5.6 a	39.3 ± 5.6a	70.9 ± 2.6 a	29.1 ± 2.6 b	52.3 ± 0.01a	68.5 ± 1.85 a	31.5 ± 1.85a	44.3 ± 1.8 a
DMSH	23.8	23.8	11.06	11.06	14.2	7.80	7.8	7.6
Chile								
Tratamiento	15 días		30 días		Verdor (SPAD)	45 días		Verdor (SPAD)
	% BA	% BR	% BA	% BR		% BA	% BR	
S:T	-	-	61.0 ± 2.8 a	39.0 ± 2.8 a	28.4 ± 2.4 b	57.7 ± 2.01a	42.3 ± 2.01a	28.6 ± 0.01b
S:TF	-	-	70.5 ± 2.8 a	29.5 ± 2.8 a	28.2 ± 2.4 b	64.4 ± 2.01a	35.6 ± 2.01a	30.9 ± 0.01b
P:T	-	-	62.4 ± 2.8 a	37.6 ± 2.8 a	26.7 ± 2.4 b	60.1 ± 2.01a	39.9 ± 2.01a	25.6 ± 0.01b
P:TF	-	-	70.1 ± 2.8 a	29.9 ± 2.8 a	41.2 ± 2.4 a	64.9 ± 2.01a	35.1 ± 2.01a	42.8 ± 0.01a
DMSH ^y			12.12	12.12	10.19	8.85	8.85	7.0

Ba=Biomasa Aérea; BR= Biomasa de raíz; S= sargazo; P= Peat moss[®]; T= Tezontle; TF= Tezontle fertilizado. ^zGrupos con la misma letra no representan diferencias estadísticamente significativas (p=0.05). ^yDiferencia mínima significativa honesta (DMSH). Test de comparación de medias Tukey. ± Error estándar calculado.

8.3. Evaluación de elementos solubles en cepellones

La liberación de nutrientes tanto en un suelo como en un sustrato es dada por la disolución de elementos solubles en agua y depende tanto de factores abióticos como de bióticos.

De la composición total de la rizosfera menos del 1 % del volumen está ocupado por microorganismos y aun cuando este número es pequeño, su eficiencia para liberar nutrientes del medio donde se desarrolla es alta. Sin embargo la actividad de los microorganismos depende en gran parte de la especie vegetal y del número de individuos de ésta que se desarrollan sobre un área de suelo o sustrato (Schiner *et al.*, 1995).

La especie vegetal determina el patrón de penetración radical y los tipos así como cantidad de exudados liberados en la rizosfera que a su vez influyen en el tipo y cantidad de microorganismos que se desarrollan para favorecer la liberación de nutrientes. Por otra parte el tipo de sustrato o suelo donde la especie vegetal se desarrolla también influye en la dinámica de liberación de nutrientes. Un material, usado como sustrato o adicionado al suelo, con degradación activa liberara más nutrientes que uno biológicamente estable (Schiner *et al.*, 1995).

Lo mencionado anteriormente es congruente con los resultados que se obtuvieron en las evaluaciones de liberación de elementos solubles, pues se obtuvieron menores concentraciones de estos en las mezclas que contenían Peat moss[®], el cual es un material biológicamente más estables que el sargazo (ver punto 7.14. y Figura 27).

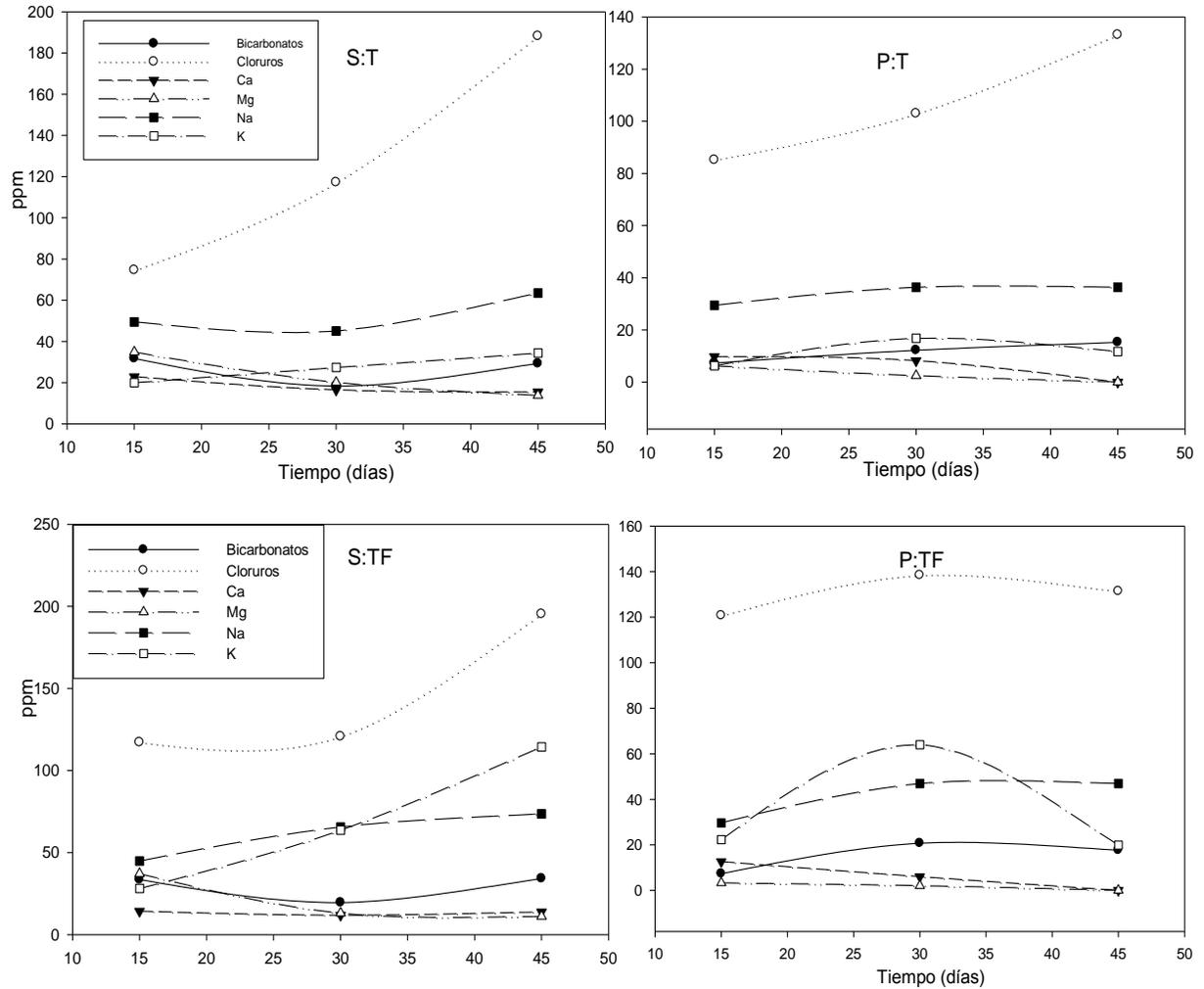


Figura 27. Determinación de elementos solubles de distintos sustratos durante 45 días con jitomate establecido sobre ellos, donde S:T= sargazo: tezontle; S:TF= sargazo: tezontle con fertilización; P:T= Peat moss®: tezontle; P:TF= Peat moss: tezontle:con fertilización.

La liberación de elementos solubles en los sustratos evaluados también fue distinta en cada especie probada, siendo en los tratamientos con plantas de jitomate donde se observaron las mayores concentraciones de elementos solubles

Para el tratamiento S:T con jitomate, la cantidad total de Na soluble determinado en cepellones fue de 158 ppm correspondientes a 0.71 % del total contenido en el sargazo, para el K, Ca y Mg las cantidades fueron 82, 54.8 y 13.7 ppm respectivamente, lo que equivale al 10.45 % del contenido total de K, 0.28 % del Ca y 1.5 % del Mg.

Los cepellones de las plántulas de chile obtuvieron al cabo de 45 días de evaluación un 0.02 % de Na, 0.27 % de K, 0.004 % de Ca y 0.04 de Mg solubles.

También se evaluaron las mezclas al ser fertilizadas con dosis de 5.2-4.42-3.68 (N-P-K), los tratamientos fueron; S:TF y P:TF. Tanto para chile como para jitomate. Los cepellones de jitomate del tratamiento S:TF obtuvieron un 0.82 % de Na solubilizado, 26.4 % de K, 0.20 % de Ca y 1.38 % de Mg. Para el tratamiento S:TF con plántulas de chile se solubilizo un 0.02 % de Na, 0.27 % de K, 0.008 % de Ca y 0.05 % de Mg.

La diferencia entre los resultados de solubilización de elementos, se debe a que las especies evaluadas son distintas, el jitomate (*Lycopersicon esculentum*) es moderadamente tolerante a salinidad (Morales *et al.*, 2002) y metales como el Pb, mientras que el chile (*Capsicum annum*) es sensible (Maas y Hoffman, 1977 citado por Huez, 2011), por lo tanto la cantidad de exudados radicales, los patrones de desarrollo radical, los mecanismos para acceder a nutrientes sin sufrir un estrés, son distintos al igual que la extracción de nutrientes por cada especie.

8.4. Evaluación de apariencia y consistencia física de Cepellón

Para evaluar la consistencia física de los cepellones, se consideró si estos podían ser extraídos sin romperse, y su firmeza golpeando tres veces con un lápiz al cepellón recién extraído. La evaluación de apariencia se realizó observando la distribución de las raíces (Figura 28). Las calificaciones de consistencia se muestran en el Cuadro 21.

Los cepellones de los sustratos que contenían sargazo presentaron menor firmeza y aun cuando durante la evaluación del día 45 los cepellones de sargazo se lograron extraer completos, con solo tres golpes de lápiz se desmoronaban.

Cuadro 21. Calificación obtenida por sustratos que contenían sargazo y Peat moss® para firmeza y entereza.

Sustrato	Firmeza	Entereza
15 días		
S:T	1 ^a	ND
S:TF	1	ND
P:T	1	ND
P:TF	1	ND
30 días		
S:T	2	ND
S:TF	1	ND
P:T	3	SD
P:TF	3	SD
45 días		
S:T	3	SD
S:TF	3	SD
P:T	ND ^b	SD
P:TF	ND	SD

^aNúmero de golpes en los cuales el cepellón comenzó a desmoronarse; ^bND cepellón que no se desmorono con más de 3 golpes; SD cepellón que se desmorono con más de tres golpes



Figura 28. Apariencia Física de la distribución radical en cepellones de dos diferentes sustratos.

La distribución de raíces con una completa invasión del cepellón se logró en los sustratos que contenían Peat moss®. Los cepellones de los sustratos que contenían sargazo mostraron invasión superficial de raíces y estas tenían un color amarillento, menor número de ramificaciones y se observaban deformaciones.

IX. CONCLUSIONES

La caracterización física de algas pardas de sargazo (*Sargassum spp*) muestra que este material posee potencial para ser usado como sustrato germinador agrícola, sin embargo sus características químicas limitan su uso para plantas poco tolerantes y/o resistentes a altas concentraciones de Na, Pb y otros elementos (como el chile), ya que los efectos de estos se reflejan en una producción menor de biomasa, causada por toxicidad debida a Na y Pb cuando son germinadas y crecidas sobre sargazo.

Además de limitar el uso de sargazo a especies tolerantes y resistentes, también deberá determinarse el contenido de metales pesados como Pb y Cr en cada recolección de sargazo pues esta especie absorbe metales pesados del ambiente donde se desarrolla y sí el contenido de estos metales supera las concentraciones de 40 y 37 ppm que son las permitidas por la NOM-147- SEMARNAT/SSA1-2004, únicamente podrán emplearse para germinar especies forestales u ornamentales cuya finalidad no sea el consumo como alimento humano o animal.

Se encontró que existe formación de druzas de sodio (Na) y calcio (Ca) en las paredes celulares del talo de sargazo y en toda la estructura de los filoides. Además el contenido de otros elementos como bicarbonatos (HCO_3^-), potasio (K^+) y plomo (Pb^+) fue alto lo que provocó clorosis y baja biomasa en plantas germinadas y crecidas sobre sustratos que contenían sargazo.

La liberación de CO_2 por las mezclas evaluadas indica que el sargazo es un material con mineralización activa sin embargo entre los 25 y 30 días de incubación, se mostró una estabilización.

Al comparar la liberación de elementos solubles en los sustratos evaluados se detectó una mayor concentración en cepellones de los sustratos conformados con sargazo, además estos cepellones tuvieron un mayor contenido de P y N, al compararlos con los cepellones de sustratos conformados por Peat moss®. La dinámica de liberación de

elementos solubles fue mayor en cepellones con plántulas de jitomate que en los de chile.

Se detectó una baja consistencia de cepellones obtenidos de los sustratos que contenían sargazo contrastante con la de los cepellones de los sustratos con Peat moss®. Por otra parte, la invasión de raíces de ambas especies fue superficial en los cepellones que contenían sargazo, mientras que en cepellones que contenían Peat moss® fue completa.

XI. LITERATURA CONSULTADA

Abada M., Noguera P., Puchades R., Maquieira A., Noguera V. 2002. Physico-chemical and chemical properties of some coconut coir dusts for use as a peat substitute for containerised ornamental plants. *Bioresource Technology*. 82(3): 241–245.

Abad, M.; Martínez García, P. F. y Martínez Herrero, M. D. 1994. Evaluación agronómica de los sustratos de cultivo. *Actas de Horticultura* 11:141-154.

Aguilar Rosas L. E., Aguilar-Rosas C. V., Núñez Cerbero F. 2011. La introducción del alga marina *Sargassum horneri* en Baja California, México: una plaga biológica. *JATAY*. 1: 1-5.

Agrolita-Perlita®. 2013. Ficha técnica de caracterización física y química de agrolita. http://www.agrolita.com.mx/Ficha_tecnica_agrolita.pdf. (Consultada: 23/09/2014).

Akinci E., Akinci S., Yilmaz K. 2010. Response of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) to lead toxicity: Growth, element uptake, chlorophyll and water content. *African Journal of Agricultural Research*. 5 (6): 416-423.

Alcántar González G., Trejo Téllez L. 2012. Nutrición de cultivos. Reedición 2012. Colegio de Postgraduados, Montecillo estado de México. Pp 451.

Anícu Sánchez Rosa. 2008. Caracterización Física y Micromorfológica de materiales orgánicos e inorgánicos para la generación de mezclas de sustratos en la producción de *Lisianthus (Eustoma grandiflorum)*. Tesis doctoral. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México. P 3.

Anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos 2011. Exportación en pesos. Edición 2012. Formato en línea. Disponible en: <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/biblioteca/detalle.aspx?c=10998&upc=702825003841&s=est&tg=10&f=2&pf=EncH&ef=00&cl=0> (Consultado: 08/01/2014)

Ansorena Miner J. 1994. Sustratos; propiedades y caracterización. Editorial Mundiprensa. Madrid, España. Pp 11-168.

Arochas López A., Medina Almendras P. 2007. Evaluación microbiológica y de fitotoxicidad de relaves mineros de cobre acondicionados con mejoradores orgánicos y no orgánicos. Tesis de la Universidad de Santiago de Chile, Departamento de Ingeniería Geográfica, Ingeniería en Ambiente. P 51.

Akinci E., Akinci S., Yilmaz K. 2010. Response of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) to lead toxicity: Growth, element uptake, chlorophyll and wáter content. *African Journal of Agricultural Research*. 5 (6): 416-423

Barrena Gómez R., Vásquez Lima F., Sánchez Ferrer A. 2006. The use of respiration indices in the composting process: a review. *Waste Manage Res*. 24: 37–47.

Bilba K., Arsene M., Ouensanga A. 2005. Study of banana and coconut fibers: Botanical composition, thermal degradation and textural observations. *Bioresource Technology*. 98 (1): 58–68

Brizuela Pérez B. 2005. Nitratos en soluciones nutritivas en el extracto celular de peciolo de chile. Revista TERRA Latinoamericana. 23 (4): 469-476. Universidad Autónoma Chapingo, México. Disponible en:

<http://redalyc.uaemex.mx/src/inicio/ArtPdfRed.jsp?iCve=57311146005> (Consultado: 09/09/2015)

Calderón Sánchez F., Cevallos F. 2002. Los sustratos. Recuperado el 25 de septiembre del 2015 de:

http://www.drcalderonlabs.com/Publicaciones/Los_Sustratos.htm (Consultado: 19/07/2015)

Camacho O., Hernández-Carmona G. 2012. Fenología y alginatos de dos especies de Sargassum de la costa caribe de Colombia. JATAY. 38(2): 35-40.

Casas Valdez M., Hernández Contreras H., Marín Álvarez A., Aguila Ramírez R.N., Hernández Guerrero C.J. 2006. El alga marina Sargassum (Sargassaceae): una alternativa tropical para la alimentación de ganado caprino. Revista de Biología Tropical. 54(1): 83-92.

Cruz Crespo E, Can Chulim A, Sandoval Villa M, Bugarín Montoya R, Robles Bermúdez A, Juárez López P. 2012. Sustratos en la horticultura. Revista Bio-ciencias ISSN: 2007-3380. Disponible en:

<http://biociencias.uan.edu.mx/publicaciones/03-02/biociencias3-2-2.pdf> (Consultado: 09/09/2015).

Cruañas Tarradas R. 1983. Nuevo método potenciométrico para la determinación de la capacidad de intercambio catiónico y estudio de su dinámica en suelos y arcillas. Memoria de doctorado en ciencias Químicas. Universidad de Barcelona 156 pp. Disponible en: www.tdx.cat/bitstream/handle/10803/22639/01.RCT_1de4.pdf?...1 (Consultado: 05/05/2014).

De Boodt, M. y O. Verdonck. 1972. The physical properties of substrates in horticulture. *Acta Hortic.* 26: 337-344.

Debouba M., Gouia H., Suzuki A., Ghorbel M. H. 2006. NaCl stress effects on enzymes involved in nitrogen assimilation pathway in tomato "*Lycopersicon esculentum*" seedlings. *Plant Physiol.* 2006.163(12):1247-58

Day B. S., Larsen S., Morey A., Wickham D. 2005. The efecto of sodium chloride (NaCl) solution on the growth of tomato plants (*Lycopersicon esculentum*). *Journal of plant nutrition and Soil science.*127: 616-622.

García Morales C., Taboada Gaytán O. R., López Sánchez H., Antonio López P., Mora Aguilera G. y Tlapal Bolaños B. 2011. Calidad de plántulas de chile 'Poblano' en la Sierra Nevada de Puebla, México. *Rev. Fitotec. Mex.* 34 (2): 115 - 121, 2011.

García O. 2012. Criterios modernos para la evaluación del agua de rego. IAH 6. Pp. 32. Disponible en:
[http://www.ipni.net/publication/jalahp.nsf/0/B3BD6ED103283DDD85257A2F005EF91B/\\$FILE/6%20Art.pdf](http://www.ipni.net/publication/jalahp.nsf/0/B3BD6ED103283DDD85257A2F005EF91B/$FILE/6%20Art.pdf). (Consultado: 05/09/2014)

Giuffridaa F., Grazianib G., Foglianob G., Scuderia D., Romanoa D., Leonardia C. 2014. Effects of Nutrient and NaCl Salinity on Growth, Yield, Quality and Composition of Pepper Grown in Soilless Closed System. *Journal of Plant Nutrition.* 37(9):1455-1474.

Godínez Ortega J., Ramírez García P., Pedraza Venegas K. 2009. Cambios en la flora béntica de arrecife hornos (Veracruz, México). *Tip Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas.* 12(2): 59-65. Disponible en:
<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=43215406001>. (Consultado: 05/05/2014)

Goykovic Cortés V., Saavedra del Real G. 2007. Algunos efectos de la salinidad en el cultivo del Tomate y prácticas agronómicas de su manejo. IDESIA (Chile) 25 (3): 47-58.

Gutiérrez Castorena M., Hernández Escobar J., Ortiz-Solorio C, Anicua Sánchez R., Hernández Lara, M. 2011. Relación porosidad-retención de humedad en mezclas de sustratos y su efecto sobre variables respuesta en plántulas de lechuga. Revista Chapingo Serie Horticultura. 17 (3): 183-196.

Hale M, Orcutt D. 1987. The Physiology of Plants Under Stress. John Wiley and sons. Pp 93- 100.

Handreck, K.A. 1993. Properties of coir dust, and its use in the formulation of soilless potting media. Commun. Soil Sci. Plant Anal. 24: 349-363.

Hernández Mendoza I. Kampfner Rodríguez Oscar Alberto. 2012. Las unidades de riego: Sector estratégico para la seguridad agrícola y alimentaria de México. XXII Congreso Nacional de Hidráulica, Acapulco, Guerrero, México. Disponible en: http://revistatlaloc.org.mx/amh_congreso/articulos/Riego/372art_hmia.pdf. (Consultado: 05/09/2015)

Herrera F, Castillo J E, Chica A F, López Bellido L. 2008. Use of municipal solid waste compost (MSWC) as a growing medium in the nursery production of tomato plants. Bioresource Technol. 99:287–296.

Huez- López M., Ulery A., Zohrab S., Picchioni G., Flynn P. 2011. Response of chile pepper (*capsicum annum* L.) to salt stress and organic and inorganic nitrogen sources: II. nitrogen and water use efficiencies, and salt tolerance. Tropical and Subtropical Agroecosystems. 14 (2011): 757-763.

INEGI. Anuario estadístico del comercio exterior de los Estados Unidos Mexicanos 2011. Exportación en pesos. Edición 2012. Formato en línea. Disponible en: <http://www3.inegi.org.mx/sistemas/biblioteca/detalle.aspx?c=10998&upc=702825003841&s=est&tg=10&f=2&pf=Ench&ef=00&cl=0>. (Consultado: 08/09/2014)

Kaveh H., Nemati H., Farsi M., Vatandoost J. S. 2011. How Salinity Affect Germination and Emergence of Tomato Lines. J. BIOL. ENVIRON. SCI., 5(15):159-163.

Kranner I., Colville L .2011. Metals and seeds: Biochemical and molecular implications and their significance for seed germination. Environmental and Experimental Botany. 72(1):93-105.

López M., V., Satti S., E. 1999. Calcium and potassium-enhanced growth and yield of tomato under sodium chloride stress. Plant Science. 114 (1): 19–27.

Liu J. Xiong Z, Li T, Huang H. 2004. Bioaccumulation and ecophysiological responses to copper stress in two populations of *Rumex dentatus* L. from Cu contaminated and non-contaminated soils. Environmental and Experimental Botany. 52: 43-51.

Liu W. T., Hua Wu F., Chen J., Ji Li Z, Jun Dong X., Patton J., Ming Pei Z., Zheng H., Rennernberg H. 2011. Effects of calcium on seed germination, seedling growth and photosynthesis of six forest tree species under simulated acid rain. Tree Physiology. 00: 1-12.

Marcar N. E. 1986. Effect of calcium on the salinity tolerance of *Wimmera* ryegrass (*Lolium rigidum* Gaud., cv. *Wimmera*) during germination. Plant and Soil, 93 (1): 129-132.

Marín, A., M. Casas, S. Carrillo, H. Hernández & A. Monroy. 2003. Performance of sheep fed rations with *Sargassum* spp. sea algae. Cuban J. Agric. Sci. 37(2): 119-123.

Marschner H. 1990. Mineral nutrition of higher plants. Institute of plant. Cuarta edición. Universidad Hohenheim. República Federal de Alemania. Academic Press. Pp 674.

May L.C., Pérez G. A., Ruiz S. E., Icaamal E., García R. 2011. Efecto de niveles de humedad en el crecimiento y potencial hídrico de *Capsicum chinense* Jacq. y su relación con el desarrollo de *Bemisia tabaci* Genn. Tropical and subtropical agroecosystems, 14 (3): 1039-1045.

Metting B., Zimmerman W. J., Crouch I., Staden J. 1990. Agronomic uses of sea Weed and microalgae. Introduction to applied Phycology. Pp 589-627. Ed. bv. The Hague, the Netherland.

Mendez Valderrey, J. 2004. "Sargassum muticum (Yendo) Fensholt". Asturnauta.com. disponible en: <http://www.asturnatura.com/especie/sargassum-muticum.html>. (Consultado: 6/10/2015)

Meza A., M. 1998. Impacto sobre la calidad del huevo al incluir algas marinas en raciones para gallinas ponedoras. Tesis de Maestría. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F., México 97 pp.

Morales D., Rodríguez P., Sánchez-Blanco M., Torrecillas A. 2002. Respuesta a la salinidad de tres variedades de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.). Cultivos Tropicales, 23 (3): 71-76.

Munzuroglu O., Geckil. 2001. Effects of Metals on Seed Germination, Root Elongation, and Coleoptile and Hypocotyl Growth in *Triticum aestivum* and *Cucumis sativus*. Environmental Contamination and Toxicology. 43 (2): 203-213.

Nappi, P. 1993. Compost as growing medium: Chemical, physical and biological aspects. *Acta Hort.* 342: 249-256.

N'Dayegamiyel A., Isfan D. 1991 Chemical and biological changes in compost of wood shavings' sawdust and Peat moss. *Canadian Journal of Soil Science*, 1991, 71(4): 475-484.

Ochoa Poot F. 2014. Uso de sargazo y biofertilizantes líquidos en el cultivo de *Lilium orientalis* para flor de corte. Tesis de Maestría en ciencias en Horticultura Tropical. Instituto Tecnológico CONKAL, Yucatán, Mexico. Pp 64.

Pakarinen P., Gorham E. 1984. Mineral element composition of Sphagnum fuscum peats collected from Minnesota, Manitoba and Ontario. Conference Paper. Disponible en <http://conservancy.umn.edu/handle/11299/147962> (Consultado: 6/10/2015).

Peralta JR, Gardea-Torresdey, Tiemann KJ, Gomez E, Arteaga S, Rascon E, Parsons JG. 2009. Uptake and Effects of Five Heavy Metals on Seed Germination and Plant Growth in Alfalfa (*Medicago sativa* L.). *Environmental Contamination and Toxicology*. 66: 727-734.

Resh. M. H. 1989. Hydroponic food production, a definitive guidebook of soilless food growing methods. Cuarta edición Woodbridge press publishing Company, Santa Bárbara, California. Pp 314.

Rodríguez Macías R. 2004. Desarrollo y caracterización de sustratos orgánicos a partir del bagazo de agave tequilero. Tesis doctoral. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México. Pp 130.

Rosca V. 2009. Optimization of nitrogen concentration in the fertilization solution for production of seedlings in cell trays. *Acta Hort.* 807:613-618.

SAGARPA. Agricultura protegida 2012. Recuperado el 8 de septiembre del 2014 de: <http://2006-2012.sagarpa.gob.mx/agricultura/Paginas/Agricultura-Protegida2012.aspx>. (Consultado: 05/05/2014).

Sala Cossich E., Granhen Tavares C., Kakuta Ravagnani M. 2002. Biosorption of chromium (III) by *Sargassum* sp. Biomass. *Electronic Journal of Biotechnology*, vol. 5, núm. 2, agosto, 2002, pp. 133-140. Disponible en <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=173314702008> (Consultado: 1/02/2014).

Sallaku G., Bani A., Balliu A. 2009. The effects of N concentration in pre-transplant nutrient solution on the N use efficiency and dry mass partitioning of vegetable solanaceae seedlings. *Acta Hort.* 830:405-412.

Santibañez, C. 2006. Uso de biosólidos de plantas de tratamiento de aguas servidas para la fitoestabilización de tranques de relaves. Tesis de Doctorado en Cs. Silvoagropecuarias y veterinarias. Universidad de Chile, Fac. de Cs. Agr. Y For. Santiago. 102 p.

Schinner F., Öhlinger R., Kandeler E., Margesin R. 1996. *Methods in soli biology*. Segunda edición. Editorial Springer. pp 76-79.

Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT). 2007. Norma Oficial Mexicana NOM-147- SEMARNAT/SSA1-2004. Disponible en: http://www.profepa.gob.mx/innovaportal/file/1392/1/nom-147-semarnat_ssa1-2004.pdf (Consultado: 05/09/2015)

Sheng X.P., Ting Y. P., Chen J. P., Hong L., 2004. Sorption of lead, cooper, cadmium zinc and nickel by marine algal biomass: characterization of biosortve capacity and investigation of mechanisms. *Journal of Colloid and Interfase Science.* 275:131-141.

Singh J., Divakar S. Singh V. 2012. Effect of salinity on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) during seed germination stage. *Physiol Mol Biol Plants*. Jan; 18(1): 45–50.

Sridhar, S. y Rengasamy, R. 2010. Effect of seaweed liquid fertilizer on the growth, biochemical constituents and yield of *Tagetes erecta*, underfield trial. *Phytol* 2(6):61-68.

Taffouo V. D., Nouck A. H., Dibong S. D., Amougou A. 2010. Effects of salinity stress on seedlings growth, mineral nutrients and total chlorophyll of some tomato (*Lycopersicum esculentum* L.) cultivars. *African Journal of Biotechnology*. 9 (33): 5366-5372. Disponible en: <http://www.academicjournals.org/AJB> (Consultado: 04/10/15)

Varnero, M. 1994. El suelo como sistema biológico. Universidad de Chile. Depto. de Ingeniería y Suelos. Santiago de Chile. Pp.197-211.

Wang W. J., Dalala R.C., Moodya P.W., Smithb C.J., 2003. Relationships of soil respiration to microbial biomass, substrate availability and clay content. *Soil Biology and Biochemistry*. 35 (2): 273–284

Williams F., Rusty A. 2010. Sargassum as a Natural Solution to Enhance Dune Plant Growth. *Environmental Management*. 46:738–747.

Zarate N. B. 2007. Producción de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill) hidropónico con sustrato bajo invernadero. Tesis de maestría. Instituto Politécnico Nacional. Oaxaca, Mexico. Pp 120.