



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias

**Uso de bagazo de agave como sustrato en el cultivo
hidropónico de fresa (*Fragaria x ananassa*)**

**Tesis
que para obtener el grado de**

**Maestro en Ciencias en Biosistemática y
Manejo de Recursos Naturales y
Agrícolas**

**Presenta
Juan Manuel Ruvalcaba Barrios**

**Director
Dr. Gilberto Iñiguez Covarrubias**

Zapopan, Jalisco

Marzo de 2017



UNIVERSIDAD DE GUADALAJARA

Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias

Uso de bagazo de agave como sustrato en el cultivo hidropónico de fresa (*Fragaria x ananassa*)

Tesis

que para obtener el grado de

**Maestro en Ciencias en Biosistemática y
Manejo de Recursos Naturales y
Agrícolas**

Presenta

Juan Manuel Ruvalcaba Barrios

Director

Dr. Gilberto Iñiguez Covarrubias

Asesores

Dr. Diego Raymundo González Eguiarte

Dr. Gil Virgen Calleros

Zapopan, Jalisco

Marzo de 2017

Dedicatoria

A mis padres: Juan Ruvalcaba Barajas y Teresa Barrios Limón, por su ejemplo de trabajo, esfuerzo y dedicación para hacer de sus hijos personas de bien con una formación académica, que complementara la vocación comercial de la familia.

A mi hermana Lourdes Elizabeth y hermanos José Ernesto, Jaime Enrique, Ricardo, Mardonio y Ulises, por compartir esfuerzos y tiempo familiar para el desarrollo de mi profesión.

A mis hijos: Rigel Antares, Betelgeuse Berenice, Jesús Aldebarán, Ian Zadquiel y Alkaid Fomalhaut, por su respeto, cariño y atención puesta para que este buque llegue a buen puerto.

A María del Rosario Gamboa Velazco por su tiempo, paciencia, cariño y trabajo incondicional, mostrados por siempre.

A todos mis maestros que con sus consejos, sabiduría, experiencia, apoyo y amistad que siempre me brindaron, para que este trabajo concluyera de la mejor manera posible.

A toda la comunidad donde me desarrollo, que fueron parte de la motivación del presente estudio con el fin de tener una mejor y más sustentable producción de alimentos.

A México por ser el país que estamos construyendo, con una mejor preparación académica de su población; para lograr nuestra autosuficiencia alimentaria con el cuidado del medio ambiente y la optimización de los recursos naturales.

A la Heroica Escuela Naval Militar de la Armada de México por haberme dado la oportunidad de haber cursado la carrera del Cuerpo General (Ingeniero en Ciencias Navales) y haberme dado la pertenencia a México y el sembrar en mí el espíritu de superación en bien de mi país.

Agradecimientos

A la Universidad de Guadalajara y al Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias por brindarme la oportunidad de continuar con el desarrollo de mi preparación académica.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por su apoyo económico para la realización de este proyecto de tesis.

Al departamento de Madera Celulosa y Papel del Centro Universitario de Ciencias Exactas e Ingenierías, por las facilidades otorgadas para usar las instalaciones, laboratorios y equipo en la realización de pruebas de análisis físicos, químicos y biológicos de los tratamientos usados en el experimento.

Al Dr. Gilberto Iñiguez Covarrubias, director y baluarte para la redacción de esta tesis, por su conocimiento experiencia y paciencia, para poder culminar este trabajo de investigación.

Al Dr. Diego Raymundo González Eguiarte, por su asesoría, recomendaciones, consejos y el interés mostrado en cada una de las etapas de mi formación y hacer realidad el experimento.

Al Dr. Gil Virgen Calleros, por su gran disposición, gratitud, tiempo, contacto en campo, uso de laboratorio y asesoría para que este proyecto terminara en buen puerto. Además de su invaluable amistad.

Al Dr. Ramón Rodríguez Macías por su buena disposición para aplicar su gran experiencia en el estudio del agave para la revisión del presente trabajo

Al Dr. Eduardo Salcedo Pérez por la entrega y entusiasmo en la revisión para que este trabajo concluyera de la mejor forma.

Al Dr. Enrique Pimienta Barrios, por las facilidades para el montaje de una réplica del experimento en las instalaciones a su cargo del Departamento de Producción Agrícola del CUCBA, así como por su fina amistad.

Al Dr. Eduardo Rodríguez Díaz, por su invaluable ayuda y consejos en el manejo de sustratos, así como su asesoría en fertirriego.

A la Dra. Patricia Zarazúa Villaseñor, por su orientación administrativa recibida, así como el tiempo y dedicación para este proyecto.

Al M. C. José Pablo Torres Moran, por el apoyo en el análisis estadístico e interpretación de los datos generados por el experimento.

A la M. C. Hilda Palacios Juárez por sus consejos para la presentación adecuada del presente trabajo.

Al Dr. José Ron Parra y a la Dra. Marta Escoto Delgadillo por sus consejos y metodología en la elaboración de esta tesis, y darle mejor rumbo.

Al Dr. Víctor Medina Urrutia por las facilidades para el uso del equipo de laboratorio de fruticultura.

Al Dr. Rogelio Lépiz Ildfonso y al Dr. José de Jesús López Alcocer, por su asesoría y ayuda en el uso del programa estadístico su interpretación, tiempo y excelente trato.

A la Lic. Alejandra Oliveros Mora por su importante ayuda en el manejo de programas de cómputo para mejorar la presentación de este documento

A “Tequila Cascahuin” por su generosidad al aportar el bagazo de agave empleado en el proceso de compostaje, para la elaboración del sustrato usado en el desarrollo del experimento.

A “Destilería Santa Lucia”, por las facilidades dadas para el acceso a sus instalaciones y la obtención del bagazo de agave, para el desarrollo de las réplicas en el proceso de compostaje

A la empresa “Agrícola los Cerritos.” y al Ing. Martin De la Torre, por su gestión y apoyo para desarrollar el experimento en su unidad de producción de Tapalpa Jalisco.

A Leopoldo Hernández González, encargado del taller del DMCYP, por su experiencia aplicada en la adecuación de equipo de laboratorio y préstamo de herramientas.

A todos mis compañeros y maestros del posgrado por su amistad y consejos prácticos para la adecuada culminación del proyecto.

A todos los involucrados directa o indirectamente en mi preparación académica.

Índice

Dedicatoria.....	I
Agradecimientos.....	II
Índice del contenido.....	IV
Índice de figuras.....	VII
Índice de cuadros.....	IX
Índice de apéndices.....	X
Resumen.....	XI
Abstract.....	XIII
1. Introducción.....	1
2. Antecedentes.....	6
2.1. Agricultura protegida en México y en el mundo.....	6
2.2. Degradación de los suelos.....	9
2.3. Características del Agave tequilero.....	10
2.3.1. Bagazo de Agave.....	11
2.4. Los sustratos.....	12
2.4.1. Clasificación de los sustratos.....	13
2.4.2. Compostas.....	15
2.4.3. Características físicas de los sustratos.....	19
2.5. Baño de arena.....	20
2.5.1. Curva de liberación o tensión de agua.....	21
2.6. Agua de reserva.....	22
2.6.1. Densidad aparente.....	23
2.7. Capacidad de intercambio catiónico.....	25
2.8. La Solución nutritiva Steiner.....	26
2.9. Salinidad.....	26
2.10. La conductividad eléctrica.....	27
2.11. Potencial hidrógeno (pH).....	28
2.12. Definición de compostaje.....	30

2.12.1. Etapas del proceso de compostaje.....	31
2.12.2. Parámetros de seguimiento del proceso.....	34
2.13. Relación Carbono Nitrógeno (C:N).....	36
2.14. Cultivo hidropónico en invernadero.....	37
2.15. Cultivo en sacos rellenos de sustrato.....	39
2.16. Generalidades de la fresa.....	40
2.17. Nutrición y desarrollo del fruto.....	41
2.18. Parámetros de calidad.....	44
2.19. Sólidos solubles totales o grados Brix.....	45
2.20. Firmeza.....	46
2.21. Acidez titulable.....	46
2.22. Determinación de clorofila.....	46
3. Justificación.....	48
4. Hipótesis.....	49
5. Objetivos.....	49
6. Materiales y métodos.....	50
6.1. Proceso de compostaje.....	50
6.2. Pruebas de campo.....	51
6.3. Análisis físico químico.....	53
6.4. Prueba de Solvita®.....	54
6.5. Pruebas Biológicas.....	55
6.5.1. Brote y vigor de semillas de pepino.....	55
6.6. Análisis granulométrico.....	55
6.7. Características hidrológicas.....	56
6.7.1. Determinación de la densidad aparente y espacio poroso total.....	57
6.7.2. Método de obtención de la curva de liberación o tensión de agua.....	59
6.8. Variables del experimento en campo.....	60
6.9. Calidad interna de frutos de fresa.....	60
6.10. La Firmeza del fruto.....	61
6.11. pH del jugo de fresa.....	62

6.12. Contenido de clorofila en hojas de la planta de fresa.....	62
6.13. Análisis estadístico.....	63
7. Resultados y discusión.....	64
7.1. Compostaje del Bagazo de Agave.....	64
7.2. Evolución de la temperatura de la composta.....	64
7.3. Prueba de Solvita®.....	66
7.4. Pruebas biológicas.....	66
7.4.1. Brote y vigor relativo de plantas de pepino.....	66
7.5. Análisis granulométrico.....	67
7.6. Tiempo de riego.....	69
7.7. Número de hojas.....	70
7.8. Número de flores.....	72
7.9. Rendimiento acumulado.....	73
7.10. Lecturas SPAD.....	74
7.11. pH del fruto.....	75
7.12. Acidez Titulable.....	75
7.13. Grados Brix.....	76
7.14. Vida de anaquel.....	76
7.15. Firmeza.....	78
7.16. Peso seco de la parte aérea.....	79
7.17. Costo del sustrato de Bagazo de Agave.....	79
8. Conclusiones.....	81
9. Recomendaciones.....	82
10. Literatura citada.....	83

Índice de figuras

	Página
Figura 1. Macrotuneles con fresa en cama con suelo acolchado.....	8
Figura 2. Empacado de sustrato de Bagazo de Agave	14
Figura 3. Sustrato de Bagazo de Agave en bolsas de plástico tipo bolis de 1 metro de longitud.....	17
Figura 4. Curva de tensión de agua de sustratos.....	21
Figura 5. Etapa mesofílica de desarrollo de hongos en la composta de Bagazo de Agave	34
Figura 6. Volteo cada dos semanas de la pila de compostaje, para su aireación y el control de humedad con agua.....	36
Figura 7. Planta de fresa y sus componentes.....	40
Figura 8. Estado de maduración de frutos de fresa .Imagen tomada de NMX-FF-062-SCFI- 2002. (SAGARPA, 2012).....	45
Figura 9. Compostaje de Bagazo de Agave.....	50
Figura 10. Bolsa de plástico calibre 500, bicolor blanco negro con protección UV.....	52
Figura 11. Plantación comercial con estructuras tipo macro túnel.....	52
Figura 12. Cultivo de fresas en tubo vertical de PVC.....	53
Figura 13. Elemento comercial para determinar madurez de composta (Prueba de Solvita®).....	54
Figura 14. Prueba de brote y vigor relativo de semillas de pepino.....	55
Figura 15. Tamizadora tipo Ro-tap, con 6 tamices más base.....	57
Figura 16. Aros metálicos para determinar la densidad de los sustratos.....	58
Figura 17. Batería de embudos para determinar la curva de liberación o tensión de agua de sustratos	59
Figura 18. Refractómetro portátil para determinar grados Brix (Solidos Solubles	

Totales).....	61
Figura 19. Penetrómetro para determinar firmeza de fresa con el punzón de 6 mm.....	61
Figura 20. Aparato para determinar lecturas SPAD.....	63
Figura 21. Evolución de las temperaturas de la pila de composta de Bagazo de Agave.	65
Figura 22. Conteo de número de hojas y flores en plántula de fresa.....	70
Figura 23. Interacción entre los tratamientos y las fechas de conteo del número de hojas en planta de fresa.....	72
Figura 24. Peso fresco total de frutos, de los tres tratamientos.....	73
Figura 25. Promedio de grados Brix de los frutos de fresa en (Suelo, Fibra de Coco y Bagazo de Agave).....	76
Figura 26. Cantidad de hongos en porcentaje de frutos de fresa.....	77

Índice de cuadros

Cuadro 1. Propiedades físicas, físico-químicas y químicas de la Fibra de Coco y la turba.....	18
Cuadro 2. Niveles óptimos de propiedades físicas de sustratos orgánicos.....	20
Cuadro 3. Relación de cationes y aniones en la preparación de la solución nutritiva..... Steiner.....	26
Cuadro 4. Interpretación de los niveles de salinidad de un sustrato de cultivo.....	27
Cuadro 5. Porcentaje de material retenido en distintas aberturas de malla para Suelo Bagazo de Agave y Fibra de Coco.....	68
Cuadro 6. Valores de propiedades químicas y fisicoquímicas de sustratos.....	68
Cuadro 7. % de agua y espacio poroso total de sustratos de Bagazo de Agave y de Fibra de Coco a tres niveles de succión (10, 50 y 100 cm) de columna de agua.....	69
Cuadro 8. Número de hojas para el cultivo de fresa cv. “El Dorado” desarrollada en macrotunel a diferentes días después de trasplante.....	71
Cuadro 9. Número de flores de fresa var. “El Dorado” desarrollada en macrotunel a diferentes días después de trasplante.....	72
Cuadro 10. Peso de frutos de fresa var. “ El Dorado” desarrollada en macrotunel a diferentes días después de trasplante.....	73
Cuadro 11. Lecturas SPAD de plántulas de fresa cv. “El Dorado” a 95 días después de trasplante.....	74
Cuadro 12. Porcentaje de ácido cítrico de jugo de fresa obtenido.....	75
Cuadro 13. Porcentaje de infección de hongos de frutos de fresa, en tres fechas de muestreo para determinar la vida de anaquel.....	77
Cuadro 14. Peso de frutos, numero de hojas, numero de flores, firmeza y grados Brix de plántula de fresa en tubo de PVC en distintas fechas de evaluación.....	78
Cuadro 15. Firmeza de fresas maduras var. “El Dorado”.....	78
Cuadro 16. Biomasa de la parte aérea de la plántula de fresa.....	79

Cuadro 17. Costo del sustrato de Bagazo de Agave generado en el experimento.....	80
--	----

Índice de apéndices

Apéndice 1. Análisis de resultados de promedio de % de material retenido y su Desviación estándar de sustrato de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave en los distintos tamaños de malla.....	98
Apéndice 2. Distribución de los tratamientos en un diseño completamente al azar con 12 repeticiones (T1 Suelo, T2 F. Coco, T3 B. Agave), de la plántula de fresa establecidos en 4 surcos en macrotunel, en Tapalpa Jalisco.....	100
Apéndice 3. Tabla de equivalencia para Penetrómetro rango 0-1 kg. 6 mm (Según normas DIN) apropiado para frutas como uva, fresa, cereza; con puntal de 6 mm de diámetro (superficie 0.28 cm ⁻²).....	101
Apéndice 4. Análisis estadístico para la evaluación de peso de frutos, número de hojas, número de flores, grados Brix y de firmeza de fruto de fresa en tubos de PVC a distintas fechas de muestreo.....	102
Apéndice 5. Análisis estadístico para la evaluación del espacio poroso total de sustratos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave usados en el cultivo de fresa.....	103
Apéndice 6. Análisis estadístico para la evaluación de peso húmedo y peso seco de la parte aérea de la plántula de fresa, grados Brix, firmeza de fruto y unidades SPAD de hojas de fresa, en diferentes fechas.....	104
Apéndice 7. Análisis estadístico para la evaluación del número de hojas y número de flores de la plántula de fresa en tres tratamientos (T1 Suelo.T2 Fibra de Coco y T3 Bagazo de agave) en diferentes fechas.....	106
Apéndice 8. Norma oficial de la prueba de Solvita [®] para determinar el índice de madurez de las compostas (Woods End Research).....	112

Resumen

La finalidad del presente trabajo fue evaluar y determinar las posibilidades del uso del Bagazo de Agave compostado como sustrato; y sus cualidades para la producción de fresa hidropónica, como una alternativa local y económica a los sustratos importados a base de turba y a su vez competir con la Fibra de Coco. Esta investigación, inició con un proceso de compostaje aeróbico del Bagazo de Agave, por 150 días en los patios del CUCBA, al final del cual se le determinó tanto pruebas de brote y vigor como de Solvita[®], para normar la madurez de la composta, así como la caracterización física, química y la determinación de su granulometría para después usarlo como sustrato en un cultivo comercial de fresa variedad “El Dorado”. El trabajo se realizó, en Tapalpa Jalisco en macrotúnel en dos tipos de contenedor (bolsa de plástico de 1 x 0.18 x 0.12 m y tubos de PVC de 2 m de largo y 0.15 m de diámetro). Se usaron tres tratamientos: T1 Suelo, T2 Bagazo de Agave, y T3 Fibra de Coco. Se evaluaron las propiedades físicas de los sustratos (granulometría, densidad aparente, retención de humedad, aireación, espacio poroso total) al inicio del ciclo de cultivo así como algunas variables de respuesta del cultivo (peso del fruto, grados Brix, número de hojas, número de flores, porcentaje de ácido cítrico, firmeza del fruto, vida de anaquel, clorofila en lecturas [Soil Plant Analysis Development] SPAD de las hojas de la planta, y el peso húmedo y peso seco total de la parte aérea de la planta). Los resultados mostraron que los tratamientos T1, T2 y T3 en el cultivo de fresa en contenedor de plástico, registraron diferencias estadísticas significativas con respecto al número de hojas, número de flores, rendimiento, peso fresco y seco de la parte aérea, y clorofila. No hubo diferencias estadísticas significativas en los contenedores de tubo de PVC de las mismas variables anteriores. Con respecto a la firmeza del fruto no se encontraron diferencias estadísticas significativas en los tratamientos, en los dos tipos de contenedor. Así también hubo diferencia estadística significativa con respecto a los grados Brix en los tres tratamientos en bolsa plástica, pero no la hubo en el contenedor tipo tubo de PVC. Con respecto al tamaño y porcentaje de partícula pese a ser en la misma proporción (50% polvillo y 50% fibra corta) para T2 y T3, el T2 se presentaron fibras de diámetros menores y T3 con fibras de diámetros mayores. El T1 mostró mayor volumen de suelo en la mallas de 0.5, 0.25 mm y en la base. Con respecto al espacio poroso total no hubo diferencias estadísticas significativas a las succiones de 10 y 50 cm de columna de agua del sustrato de

Fibra de Coco y de 50 y 100 cm del sustrato de Bagazo de Agave. Del trabajo se concluye que se puede producir fresa de calidad con sustrato de Bagazo de Agave en los dos tipos de contenedor y puede competir con el suelo previa corrección del pH, conductividad eléctrica y frecuencia de riego.

Palabras clave: Bagazo de Agave, sustrato, fresa, contenedor.

Abstract

The purpose of this work was to evaluate and determine the possibilities of using the Agave Bagasse compost as the substrate in the production of hydroponic strawberries as a local and economical alternative to compete with Coconut Fiber and imported substrates such as peat moss. This study starts with aerobic composting of Agave Bagasse for 150 days in CUCBA patios. After the 150 days, biological assays (seedling emergence and relative growth) and Solvita® test were assessed to evaluate the maturity of the compost. The physical, chemical, and granulometry characterization was performed. The substrate obtained after the aerobic process was used in a strawberry (El Dorado variety) commercial cultivar located in Tapalpa, Jalisco, in macrotunels using two types of container (plastic bag of 1 x 0.18 x 0.12 m and PVC pipes 2 m long and 0.15 m in diameter). To evaluate the use of the Agave Bagasse substrate three treatments were used: T1 Soil, T2 Agave Bagasse, and T3 Coconut Fiber. The physical properties of the substrates (granulometry, bulk density, moisture retention, aeration, total porous space) were evaluated at the beginning of the experiment and during the strawberries growing cycle. Also, some crop response variables were determined (fruit weight, Brix grades, number of leaves and flowers, percentage of citric acid, fruit firmness, shelf life, and chlorophyll in [Soil Plant Analysis Development] SPAD readings of the plant, leaves and total wet and dry weight of the aerial part of the plant). The results found that treatments T1, T2, and T3 during strawberry cultivation using plastic containers recorded significant differences ($p \leq 0.05$) regarding leaf and flower number, yield, fresh and dry weight of the aerial parts, and chlorophyll. Strawberry cultivation using PVC containers did not show any significant differences ($p \geq 0.05$). Regarding the firmness of the fruit, no significant differences ($p \geq 0.05$) were found in the treatments with either container. Significant differences ($p \leq 0.05$) with respect to the Brix grade was found in the three treatments using plastic bags, but no difference ($p \geq 0.05$) was found using PVC tubes. With respect to the particle size and percentage and despite being in the same proportion (50% dust and 50% short fiber) for T2 and T3, T2 they presented themselves fibers of smaller diameters than T3. The T1 showed higher soil volume in the base and in the 0.25 mm and 0.5 mm meshes respectively. Regarding the total pore space there were no significant differences ($p > 0.05$)

in the sucks of the 10 cm and 50 cm water columns with Coconut Fiber substrate or with 50 cm and 100 cm of the Agave Bagasse substrate. From this research it can be concluded that strawberries of good quality can be produced with Agave Bagasse substrate in both types of containers and can compete with soil before pH correction, electrical conductivity, and irrigation frequency.

Key words: Agave Bagasse, substrate, strawberry, container.

1 Introducción

En México el cultivo del agave Azul tequilero (*Agave tequilana* Weber var. *Azul*) tiene gran importancia industrial por sus requerimientos agroecológicos y de producción (Ruiz, 2007), así como por sus azúcares que almacena en el tallo y en la base de las hojas, los cuales son utilizados para la elaboración de la bebida espirituosa denominada tequila (Aguilar et al., 2002).

En el 2015 se molieron en México 859.2 mil toneladas de agave al 40% de volumen de alcohol (CRT, 2015) para la producción de 248.3 millones de litros de tequila, de éstas aproximadamente el 40% del peso correspondieron al bagazo (Cedeño, 1995), equivalente a 353.6 mil toneladas de bagazo fresco (70-80% de humedad), lo que significa que se producen y no aprovechan en su totalidad en promedio 968.7 toneladas por día, en peso fresco de bagazo de agave.

El Bagazo de Agave es el material fibroso residual que queda después de que las cabezas de agave son cocidas y molidas, sale de la corteza y paquetes fibrovasculares dispersos por todo el interior de la cabeza de agave. Se compone de fibra y medula, la fibra es de paredes gruesas y largas de 10 a 12 cm, está compuesto principalmente por celulosa y lignina, está disponible todo el año en dos regiones de producción de agave, la región de Tequila y la región de Los Altos de Jalisco. (Linerio, 1998). Este material puede ser utilizado con éxito en la agricultura después de haber sido sometido a compostaje, con el cual sus propiedades físicas, químicas y biológicas podrían ser las óptimas, ya que este tratamiento mejora las condiciones de sanidad de materiales, degradando la materia orgánica y obteniendo material estable (Varnero et al., 2007), su uso como acondicionador de suelos o como sustrato dependerá de las características que presente al final de este procedimiento.

El aprovechamiento de Bagazo de Agave tequilero es limitado, lo que ha provocado que existan tiraderos clandestinos o aplicaciones inadecuadas en terrenos agrícolas que ocasionan contaminación ambiental por lixiviados, generación de malos olores y hábitat para plagas y enfermedades de plantas (Rodríguez et al., 2001). Una parte del bagazo se

aprovecha a través del reciclaje para producir composta, que es utilizada básicamente como abono orgánico y mejorador de suelos. Cabe mencionar, que hasta ahora el compostaje ha demostrado ser la mejor opción para solucionar el problema del manejo de grandes volúmenes de bagazo.

Las características físicas del Bagazo de Agave seco, como color (café-amarillo), longitud de fibra (5-10 cm), diámetro (0.3-0.4 mm), absorción de agua (6ml/g-1) y la composición química, agua (5%), celulosa (43%), lignina (15%), hemicelulosa (19%), nitrógeno total (3%), pectinas (1%), grasas (1%), azúcares reducidos (5%), cenizas (6%), hacen del Bagazo de Agave un medio adecuado para usarlo como sustrato en cultivos protegidos bajo invernadero o en hidroponía, en donde además se cumple con el criterio de sustentabilidad al reducir la contaminación generada por las tequileras con el subproducto bagazo, sometiéndolo a un proceso de compostaje para que adquiriera las características agronómicas que requieren las plantas para su desarrollo, incluso poder competir con otros sustratos como la turba, con resultados a favor del Bagazo de Agave, como menor costo, durabilidad y capacidad de reciclado (Abad y Noguera, 2000).

Actualmente la agricultura se ha visto afectada por importantes y constantes cambios climáticos de los últimos años, como lluvias fuera de temporada, heladas tempranas o tardías que han limitado la producción de fresa y otros cultivos. Así también se ha presentado el problema de la gran dependencia de sustratos preparados con turba; una alternativa para la resolución de este problema es la sustitución de la turba por otros materiales autóctonos y de disponibilidad local. Debido a esto numerosos residuos y subproductos orgánicos están siendo compostados y utilizados con éxito como sustrato de cultivo (Carmona y Abad, 2008).

Como definición, Sustrato es aquel material sólido distinto al suelo in situ, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o mezclada, permite el anclaje del sistema radical, desempeñando una función de soporte para la planta, que puede o no intervenir en el proceso de nutrición de la planta (Abad et al., 2004).

Desde el punto de vista hortícola, el objetivo de cualquier sustrato de cultivo es producir una cosecha elevada y de calidad en el más corto periodo de tiempo, con los más bajos costos de producción. En adición, la obtención y la eliminación del sustrato, una vez que haya sido utilizado, no deberían provocar un impacto medioambiental de importancia (Abad et al., 1993).

Uno de los sustratos más utilizados en el ámbito mundial para la producción de plántula es la turba de musgo, sus características físicas, químicas y biológicas permiten una excelente germinación y crecimiento de plántulas, pero su costo elevado y explotación no sostenible han comenzado a restringir su uso (Fernández et al., 2006). Dichos sustratos no están al alcance del productor rural, sin embargo la elección de un sustrato es trascendental, pues permite al cultivo el crecimiento de sus raíces, por ello surge la necesidad de disponer de materiales producidos localmente, estables, de probada inocuidad y calidad, valiéndose para ello del subproducto bagazo de agave que genera la industria tequilera en buena cantidad, también conocido en campo como “marrana”.

Ante el aumento de la población mundial, también lo será la producción de alimentos y éstos deberán ser producidos en superficies protegidas; como invernadero, o macrotuneles en contenedores diversos con sustratos y con condiciones controladas de riego, para optimizar el agua y con sustentabilidad y cuidado del medio ambiente.

Las proyecciones muestran que para alimentar una población mundial de 9100 millones de personas en el 2050, sería necesario aumentar la producción de alimentos en un 70% (FAO, 2009). Ante la falta de terrenos fértiles, por efecto de la erosión y poder satisfacer esa demanda de alimentos una opción adecuada sería el uso de los sistemas hidropónicos.

La hidroponía se usa en el mundo en sus diferentes modalidades de producción de cultivos rentables como la fresa (*Fragaria x ananassa*) que puede producirse bajo este sistema, elevando su potencial productivo, además estos sistemas de producción permiten obtener fruta libre de patógenos que frecuentemente se encuentran en los frutos cultivados en el campo, mejorando la calidad del producto en cuanto a su apariencia y firmeza, por

otra parte permiten disminuir el uso de insumos, reducir el impacto ecológico y económico de la producción de fresa (Morgan, 2002).

Los macrotuneles son las estructuras de protección más utilizadas por los productores de fresa de distintas regiones. Una de sus particularidades es que el volumen de aire encerrado, por metro cuadrado cubierto es de 2 m^{-3} , lo que le confiere una estabilidad térmica mucho más considerable que los microtuneles, por lo que los calentamientos repentinos son más difíciles y la protección contra las heladas, granizadas y las lluvias es mucho más eficaz.

La primera parte del estudio se dedicó a la elaboración del sustrato en los patios del CUCBA (Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias) de la Universidad de Guadalajara por medio de un compostaje aeróbico, en una pila con volteos cada dos semanas y riego con agua de la llave hasta maduración de la composta a los 150 días. Posteriormente se realizaron las pruebas de brote y vigor, así como de sanidad en semillas de pepino, prueba de Solvita[®] (www.solvita.com) para determinar su madurez. Se continuó con una caracterización física y química del mismo, y el análisis granulométrico concluyendo esta etapa en el empacado del sustrato en bolsas de plástico de 1 x 0.18 x 0.12 m y en tubos de PVC de 2 m y 0.1524 m de diámetro donde se trasplantaron las plántulas de fresa para su evaluación.

El trasplante de la fresa se desarrolló en el predio cerro grande de Tapalpa Jal, en la empresa “Agrícola los Cerritos” que maneja una producción comercial de fresa con siembra en suelo acolchado, en macro túnel y con fertirriego por cintilla, en los cuales se evaluó la producción y crecimiento de la fresa. Las variables agronomicas evaluadas fueron: número de hojas, numero de flores y frutos, clorofila en unidades SPAD, peso del fruto con cáliz. Las variables de calidad evaluadas fueron: grados Brix o solidos solubles totales, pH, porcentaje de ácido cítrico, firmeza, así como la biomasa húmeda y seca de la parte aérea de la planta al final del cultivo.

Hay pocos estudios de evaluación de fresa en sustrato de Bagazo de Agave compostado y su comparación con el de Fibra de Coco, por lo que el presente trabajo brinda la oportunidad de conocer más a fondo el desarrollo de la planta de fresa y los

síntomas de deficiencia de hierro presentada en los sustratos, debido al pH alcalino en el Bagazo de Agave y la conductividad eléctrica elevada en la Fibra de Coco, además de diferenciar los distintos tiempos de riego de cada uno de los sustratos, según el tipo de contenedor (bolsa o tubo de PVC) por su diferente granulometría y la influencia de la frecuencia del fertirriego.

La experiencia adquirida con este estudio, ayuda a recomendar que se pueda usar el residuo generado por la industria del tequila, (Bagazo de Agave) someterlo a un proceso de compostaje y generar un sustrato, económico. Al que se le tiene que adecuar pH y conductividad eléctrica, para optimizar el desarrollo radicular de la planta. Con ello se logrará aumentar la superficie de siembra para la producción de alimentos, convirtiéndose la siembra sobre sustratos en una alternativa al uso de suelos degradados, erosionados o contaminados, que desgraciadamente en México y el mundo van en aumento.

2 Antecedentes

De acuerdo con Cotec (2009) México es el principal productor y exportador de hortalizas en América, y a nivel mundial, se ubica en cuarto lugar debido a su riqueza en climas y ecosistemas, ya que puede producir hortalizas durante todo el año, lo que le da una importante ventaja en relación a otros países productores; el 70% de la producción de hortalizas en el mundo recae en 10 países productores. Además, la misma organización nos indica que las técnicas en la producción de alimentos y hortalizas han evolucionado tanto en América como en México; esta evolución ha sido posible por la diversificación de las plantas, así como el controlar los factores de producción. Dentro de estos factores está el uso de sustratos o medio de crecimiento, que es donde se desarrollan las raíces, para influir en el crecimiento y expresar su potencial productivo.

Cada sustrato a usar variará en función de la especie vegetal a establecer de manera específica; así los hay para enraizamiento, producción de plántulas para trasplante, producción de frutos o producción de flores. Así mismo se dispone de sistemas de control del riego y aplicación de solución nutritiva, y otros aspectos en el control de factores climáticos. Los requerimientos particulares de la especie vegetal y el sistema de producción los podrá proporcionar un solo material o la combinación de dos o más sustratos. Con respecto a la aireación del medio de cultivo, es de vital importancia para la nutrición de las plantas proporcionar oxígeno a las raíces para la respiración celular como fuente de energía metabólica para el transporte de nutrimentos a través de las membranas. La concentración de oxígeno en la zona de la raíz modifica la proporción en la absorción de los minerales; en otras palabras, las concentraciones inferiores a 3% reducen considerablemente la capacidad de absorción de las raíces de varios cultivos. El tamaño de las partículas del medio de cultivo y su acomodo, el riego y el drenaje son factores que pueden alterar la aireación del mismo limitando la absorción de nutrimentos (Rodríguez, 2014).

2.1 Agricultura protegida en México y en el mundo

De acuerdo con datos de (FAO-SAGARPA, 2007) la agricultura protegida es un sistema de producción que se establece bajo diversas estructuras, minimizando las

restricciones y efectos que generan los fenómenos climáticos. La agricultura, por su naturaleza, está asociada al riesgo, de ahí que este sistema tenga como característica básica la protección contra los riesgos inherentes a esta actividad. Los riesgos pueden ser: climatológicos, económicos (rentabilidad, mercado) o de limitaciones de recursos productivos (agua o de superficie). Adicionalmente, se establece que este sistema ha modificado las formas de producir alimentos y genera múltiples ventajas para los productores.

Entre las ventajas de este sistema de producción se encuentra:

Generación de 8 empleos directos por ha, producción de cultivos inocuos, incremento de hasta 3.5 veces la producción con relación a campo abierto (fresa: 26 ton ha⁻¹ a campo abierto contra 90 ton ha⁻¹ con agricultura protegida), con producción todo el año, es posible aprovechar las ventanas de mercado para obtener precios competitivos, ahorro de agua promedio de 50%; es posible aprovechar suelos con problemas de degradación o químicos. En el país existen alrededor de 21 mil hectáreas bajo agricultura protegida, de las cuales aproximadamente 12 mil son de invernadero y las otras 9 mil corresponden a malla sombra y macro túnel, principalmente. Jalisco cuenta con 3310 hectáreas (AMPHAC, 2012).

El 50% de la superficie con agricultura protegida se concentra en tres estados: Sinaloa (22%), Jalisco (15%) y Baja California Norte (12%). Los principales cultivos que se producen bajo agricultura protegida son el jitomate (70%), pimiento (16%), pepino (10%). En los últimos años se ha intensificado la diversificación de cultivos como la papaya, fresa, chile habanero, flores, aromáticas (Figura 1). (SAGARPA, 2012; AMPHAC, 2012).

La capacidad productiva de hortalizas de México es de 3.5 millones de toneladas anuales, generando 240 mil empleos directos y 300 mil indirectos y 10 mil empleos nuevos por año.



Figura 1. Macrotuneles con fresa en cama con suelo acolchado.

Es muy importante, decir que se están perdiendo suelos productivos, por contaminación de los mismos o por la erosión, hídrica y eólica. Basta con viajar a lo largo y ancho del país y apreciar la frecuencia con la cual se observa en los terrenos rasgos de erosión, como lo son surcos y cárcavas. Según datos de la Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales (SEMARNAT, 2012), 17 entidades federativas del país muestran afectación por erosión en 50 por ciento de su territorio, siendo Guerrero, Puebla, Morelos, Oaxaca y el Estado de México las más afectadas. La erosión hídrica no sólo repercute en la pérdida de la capa superficial del suelo, que es igualmente la más rica en nutrientes.

También deteriora la calidad de los cuerpos de agua superficiales, los cuales se muestran turbios y de colores pardos a verdosos a causa de las partículas suspendidas y el crecimiento de algas. El manejo inapropiado, sin prácticas de conservación de suelos de las parcelas agrícolas ubicadas en pendientes, acelera los procesos de erosión. Por ejemplo en el estado de Veracruz se han medido pérdidas de suelo de 150 toneladas por hectárea (uno a dos centímetros de espesor) en un año. Si consideramos que se requieren de cien a 400 años para formar un centímetro de suelo, resulta imperativo reflexionar sobre la pertinencia de catalogar al suelo como recurso no renovable. Los suelos se agotan: de tan usados, pierden sus nutrientes y se vuelven cada día más áridos. Un informe de naciones unidas dice que cada año el 1% de la superficie arable del mundo, unos 12 millones de hectáreas, queda inutilizado (FAO, 2009).

También la erosión eólica produce importantes pérdidas de suelo. Ésta afecta actualmente a más de 9.5 por ciento de los suelos del país. En el valle de México la frecuente formación de tolvaneras; durante la época de secas desprende las partículas de suelo de parcelas en barbecho y las mantiene suspendidas en la atmósfera. En los meses de marzo a mayo estas partículas contribuyen significativamente al deterioro de la calidad del aire en la ciudad, afectando la salud de sus habitantes.

2.2 Degradación de los suelos

Los procesos de erosión no son los únicos causantes de la pérdida de productividad de los terrenos agrícolas. En los grandes distritos de riego del noroeste del país el riego con agua rica en sales solubles ha provocado la salinización de amplias extensiones, principalmente de Sinaloa. A esto se suma que la aplicación de paquetes tecnológicos sin la adecuada supervisión y sin considerar las condiciones particulares de cada terreno ha provocado la compactación del suelo, la pérdida de la materia orgánica humificada, y la disminución de la actividad de un gran número de organismos, desde lombrices de tierra hasta bacterias, hongos y algas. Todo lo anterior merma la fertilidad de la tierra y obliga al agricultor a utilizar una mayor cantidad de insumos para amortizar la pérdida de productividad. La aplicación de fertilizantes nitrogenados en grandes cantidades no sólo resulta ineficiente en términos económicos, ya que sólo alrededor de 50 por ciento del nitrógeno aplicado es absorbido por el cultivo; también es ineficiente en términos ecológicos, ya que el nitrógeno no aprovechado por la planta es en parte lavado con el agua de riego hacia los mantos acuíferos en forma de nitratos. La degradación del suelo en las áreas rurales es uno de los factores que promueve la migración de la población del campo a la ciudad. En los grandes valles del centro del país (el valle de México, de Toluca, del Bajío, de Tesisitan, Zapopan, etc.); los terrenos agrícolas más fértiles ceden a la expansión urbana y se convierten en zonas habitacionales, dejando para la agricultura cada vez menos terrenos y de menor calidad. Éstos frecuentemente se ubican en pendientes de suaves a moderadas, y por lo tanto son más propensos a erosionarse. Debido a los factores señalados es muy importante el uso cada vez más extenso de sustratos en la producción de alimentos.

Las predicciones sobre desarrollo urbano indican que la proporción de la población mundial que vive en zonas urbanas y periurbanas va en aumento. Para el 2030 más de 60

por ciento de la población vivirá en las ciudades. Este crecimiento demográfico genera necesidades sociales y económicas como construcción de vivienda, de vías de comunicación, de servicios e industria, lo cual lleva a la expansión hacia las periferias, y la urbanización difusa, que va ocupando superficies dedicadas a la agricultura y ecosistemas naturales. Hay un cambio de uso de suelo a favor de la expansión. Estas actividades urbanas, mineras, industriales que el ser humano realiza para satisfacer sus necesidades socioeconómicas han transformado profundamente los suelos urbanos por sellamiento y adición de diversos materiales orgánicos e inorgánicos, mezclados, sepultados, en condiciones hidrológicas y relieves modificados, por lo que en la base referencial mundial que se utiliza como estándar internacional para clasificar a estos suelos se les denomina Tecnosoles, a diferencia de los de uso agrícola intensivo que se les denominan Antrosoles.

2.3 Características del agave tequilero

La familia Agavaceae está integrada por ocho géneros, entre los cuales se encuentran el género Agave. México cuenta con 205 especies, de las cuales, 151 son endémicas (Amador, 2002) y en el estado de Jalisco para la producción de tequila se cuenta con el Agave tequilana Weber.

Generalidades del Agave tequilana Weber.

El agave azul (Agave tequilana Weber), es la planta que se utiliza para la elaboración de tequila y que ha sido cultivada por más de un siglo en la región de Jalisco. Esta es una planta surculosa que se extiende radialmente, de 1.2 a 1.6 metros de altura. Las hojas de 90 a 120 cm son lanceoladas, acuminadas y de fibras firmes, casi siempre rígidamente estiradas, cóncavas de ascendentes a horizontales, de 8 a 10 cm de ancho, con espina terminal de 2 cm, color rojo oscuro; los dientes son rojizos triangulares de 3 a 4 mm y separados de a una distancia de 1 a 1.5 cm. Las raíces de esta planta son gruesas y de ellas surgen brotes que serán luego los que permiten sembrar nuevas plantas; a ras de tierra se forma una piña esférica compuesta de gajos alargados que son las bases de las hojas y del tallo “mesontle” (Gentry, 1982 y Amador, 2002).

Esta planta es cultivada solamente en regiones muy restringidas y establecidas como territorios protegidos por la denominación de origen del tequila. Esos territorios

incluyen al estado de Jalisco (con sus 125 municipios) y algunos municipios de los estados de Nayarit (8 municipios), Guanajuato (7 municipios), Michoacán (30 municipios) y Tamaulipas (11 municipios). Una vez que las plantas de agave tequilana Weber han alcanzado su estado de maduras después de 8 a 10 años de ser cultivadas, son jimadas (lo que se refiere a quitar las hojas o pencas de la piña o tronco) para cosechar las piñas o troncos que son la materia prima para la elaboración del tequila. Iñiguez y colaboradores en él 2001, determinaron que del total del peso fresco de la planta, 54% correspondió a la “piña “o tronco de la planta, 32% a hojas y 14% como material sin utilidad aparente.

2.3.1 Bagazo de Agave

Descripción

El Bagazo de Agave es el residuo fibroso que queda después de que las cabezas de agave son destrozadas, enjuagadas y exprimidas para extraerle los azúcares fermentables para la producción de tequila. El Bagazo está compuesto principalmente de fibras heterogéneas de 10 a 12 cm de largo y material orgánico no fibroso en forma de partículas finas (medula) que corresponden a la corteza y envoltura fibrovascular dispersa en el interior de la cabeza de la planta de agave (Iñiguez et al., 2007).

En peso húmedo el Bagazo representa cerca del 40% del peso total de la cabeza de agave procesada (Cedeño, 1995). En el año 2015 se consumieron 788.9 mil toneladas de agave para tequila y tequila 100% agave (CRT, 2015), de las cuales aproximadamente 315.5 miles de toneladas corresponden al bagazo derivado de este proceso.

Usos

El Bagazo de Agave se ha utilizado como combustible para calderas, como forraje para aves y ganado, en la fabricación de ladrillos y adobes y como relleno en muebles y colchones (Cedeño, 1995). Escoto et al., (2006) señalaron el uso de Bagazo de Agave tequilero para la fabricación de papel hecho a mano con buenos resultados después de un tratamiento fermentativo, mecánico y químico. Iñiguez (1999) establece que aún persisten diversos inconvenientes en el uso del Bagazo de Agave; para la nutrición animal presenta

poca digestibilidad y para la elaboración de adobes y ladrillos es muy rígido y no se mezcla homogéneamente con la arcilla.

2.4 Los sustratos

El concepto “sustrato” aplicado en horticultura se utiliza para denominar a todo material sólido, natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que sea diferente al suelo *in situ*, que al ser depositado en un contenedor, solo o mezclado, permite el anclaje del sistema radicular, desempeñando un papel de soporte para las plantas (Abad et al., 2004; Teres, 2001). El sustrato, por sí solo, puede intervenir o no en el proceso de nutrición mineral de la planta, por lo que se pueden clasificar como químicamente activos (turberas, corteza de pino, fibra o Bagazo de Agave, polvo de coco, etc.) o químicamente inertes (perlita, lana de roca, roca volcánica, arena). (Cadahía, 2005; Urrestarazu, 2004; Terés, 2001; Pastor, 1999).

Cabrera (2004) define el sustrato como medio de crecimiento y anclaje radicular que no están basados en un suelo mineral (de campo). Por su parte, Rodríguez (2004) menciona que el sustrato es aquel material sólido diferente del suelo, ya sea natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico. Si se coloca en un contenedor solo o mezclado tiene la función de anclaje del sistema radicular de la planta y que al ser un soporte para la misma, interviene en los procesos de nutrición y de intercambio.

De acuerdo a Cabrera (1996) y Pastor (1999). La producción de plantas en hidroponía requiere condiciones especiales y medios de cultivo apropiados para lograr un incremento en la producción. Este elemento puede ser el sustrato, al que habría que determinar las características físicas y químicas para su buen uso; en gran medida el sustrato condiciona el potencial productivo de las especies vegetales, pues en él se desarrollará la masa radicular y será el medio por el cual fluye la nutrición distinguiéndose las fases siguientes.

De acuerdo a Díaz (2004), el estudio de los sustratos pasa por tres fases: la fase sólida que permite el anclaje del sistema radicular y la estabilidad de la planta, la fase líquida que conforma el conjunto de suministro de agua y nutrimentos para las plantas, la

fase gaseosa que facilita el intercambio de oxígeno y CO₂ entre las raíces y el ambiente externo.

2.4.1 Clasificación de los sustratos

Un criterio para la clasificación de los sustratos se basa en el origen de los mismos, su naturaleza, sus propiedades, su capacidad de degradación y otras características. Sin embargo, es común clasificarlos en orgánicos e inorgánicos (Abad, 1995; Burés, 1998; Abad y Noguera, 2000).

En la actualidad existe una gran cantidad de materiales que pueden ser utilizados para la elaboración de sustratos y su elección dependerá de la especie vegetal a propagar, tipo de propágulo, época, sistema de propagación, costo, disponibilidad y características propias del sustrato (Hartmann y Kester, 2002). Sin embargo, desde el punto de vista medioambiental los criterios más importantes para la elección de un material como sustrato en cultivos sin suelo son: su durabilidad y capacidad para ser reciclado posteriormente (Abad y Noguera, 2000).

De origen orgánico

Natural. Estos materiales se caracterizan por su obtención en procesos de descomposición biológica, tal es el caso de las turbas, compostas, etc. (Abad, 1995; Bunt, 1988; Hitchon et al., 1990).

De síntesis. Se caracterizan por ser polímeros orgánicos no biodegradables provenientes, generalmente, de los plásticos y que se obtienen mediante síntesis química como la espuma de poliuretano, poliestireno, espumas de resina fenólica, polietileno, entre otros (Abad, 1995; Bunt, 1988; Hitchon et al., 1990).

Residuos o Subproductos. Estos materiales requieren un proceso de compostaje luego una maduración o estabilización para ser utilizados como sustrato; entre ellos se encuentran: corteza de árboles, aserrín, viruta de madera, residuos sólidos urbanos, estiércoles, cascarilla de arroz, paja de cereales, fibra y polvo de coco, entre otros (Abad, 1995; Chong y Cline 1993; Beeson, 1996; Tripepi et al., 1996; Burés, 1997). Recientemente se ha reconocido un potencial para uso de sustratos a los materiales

derivados de procesos industriales, como los procedentes de la industria azucarera y tequilera. (Rodríguez et al., 2010). La Figura 2 muestra una pila de composta de Bagazo de Agave madurada y en proceso de empacado en bolsas de plástico tipo bolis.



Figura 2. Empacado de sustrato de Bagazo de Agave.

De origen inorgánico

Naturales. Se obtienen de rocas o minerales de diverso origen (ígneos, metamórficos o sedimentarios). Entre ellos se encuentran: arena, grava, roca volcánica (tezontle) y zeolita.

Transformados. Son materiales que se obtienen de rocas o minerales, a los cuales se les da un proceso químico o físico, para obtener sustratos ligeros y porosos. Entre ellos se encuentra: Perlita, lana de roca, vermiculita y arcillas expandidas (Bunt, 1988; Hitchon et al., 1990).

Residuos y subproductos industriales. Se obtienen de las actividades de la industria que genera residuos en sus procesos de combustión: minería, escoria de hornos, escorias de carbón, entre otros (Burés, 1997).

Descripción de los principales sustratos comerciales, usados en hidroponía.

Turba. Se obtiene de la descomposición parcial de plantas acuáticas, de pantanos o ciénagas. Baixauli y Aguilar (2002) mencionan que la turba es un sustrato orgánico de

origen natural, compuesta de vegetales fosilizados. Así mismo, afirman que existen distintos tipos de turbas y que por su grado de descomposición se pueden encontrar las rubias, que están ligeramente descompuestas, de color más claro y de un mayor contenido en materia orgánica.

Presenta excelentes propiedades físicas y químicas, con una estructura mullida, alta porosidad, alta capacidad de retención de agua, aceptable contenido de aire, baja densidad aparente, alta capacidad de intercambio catiónico y baja salinidad. Por otra parte existe también la turba negra, la cual es de color oscuro y está fuertemente descompuesta. Es de calidad inferior a la turba rubia.

2.4.2 Compostas

Dentro de los sustratos orgánicos, sobresalen la composta y la vermicomposta, debido a que sus procesos de elaboración son métodos biológicos que transforman restos orgánicos de distintos materiales en un producto relativamente estable (Claassen y Carey, 2004). Dentro de sus principales propiedades, además de mejorar las características físicas del medio de cultivo en cuanto a porosidad, retención de humedad y aireación. Márquez et al., (2008); Heeb et al., (2005), mencionan que de los principales elementos nutritivos presentes en la composta, de 70 – 80% de fósforo y de 80 – 90% de potasio están disponibles el primer año, mientras que el nitrógeno (N), todo es orgánico, es decir, debe mineralizarse para ser absorbido por las plantas, no obstante, en el primer año, solo se mineraliza el 11%, generándose una deficiencia de este elemento, si no es reabastecido apropiadamente.

Fibra de Coco

Es un residuo orgánico, agroindustrial procedente del mesocarpio fibroso del fruto del coco (*Cocos nucifera*), que son utilizadas para la fabricación de cuerdas, cepillos, etc., se aprovechan las fibras cortas y el polvo de tejido medular en proporciones variables como sustrato (Abad, 1995). La Fibra de Coco consiste en partículas de lignina y celulosa, con una relación C/N de 80, y puede usarse fresca previo compostaje, para eliminar problemas de fitotoxicidad (Bures, 1997).

Para la producción de plantas en maceta puede sustituir a la turba; proporciona buena aireación, buen drenaje y buena retención de humedad. Es un material ligero con porosidad superior al 80% de su volumen y tiene baja densidad. Su pH oscila entre 4-7, CIC entre 20-30 meq 100 g⁻¹ y baja capacidad amortiguadora de cambios de pH. Contiene entre 85 y 90% de materia orgánica (Vázquez et al., 2010).

Bagazo de Agave

Entre las alternativas que presentan mejores posibilidades de utilización se encuentra la biotransformación a partir de los procesos de compostaje y vermicompostaje del Bagazo, con las ventajas de disminución del volumen y humedad facilitando su transporte, la obtención de materiales con características apropiadas para ser usados en enmiendas agrícolas como mejoradores de suelo y sobre todo, como sustrato para la producción de plántulas y como base o medio de crecimiento para el cultivo en vivero e invernadero (Rodríguez et al., 2010).

Poliestireno

La espuma de poliestireno expandido se utiliza como material de relleno con el fin de aligerar el peso de otros sustratos y de los recipientes (Calderón, 2001).

Lana de roca

Está constituida por 5% de minerales en forma de fibras, 95% de su espacio poroso lo ocupan el agua (80%) y el aire (15%). Este material es producido a partir de rocas volcánicas, piedra caliza y carbón mineral, fundidos a 1800 °C. No se degrada químicamente y es biológicamente inofensivo (Lara, 1999).

La Figura 3 muestra el sustrato de Bagazo de Agave empacado en bolsas de plástico de (1 x 0.18 x 0.12 m) en bolsa skmilar al empaque comercial de la Fibra de Coco, con un peso de 6 kg. El empaque se aplicó en la misma bolsa empleada en el mercado para la venta de sustrato de Fibra de Coco, para que las comparaciones entre los sustratos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave partieran del mismo volumen y con las mismas dimensiones.

Antes del empacado del Bagazo de Agave se hicieron, pruebas de granulometría para conocer su espacio poroso total, prueba de madurez de composta con la prueba de Solvita, pruebas de brote y vigor, así como la determinación de humedad, cenizas, pH y conductividad eléctrica, entre otras para poder adecuar los cambios que fuesen necesarios antes del cultivo de fresa.



Figura 3. Sustrato de Bagazo de Agave en bolsas de ..plástico tipo bolis de 1 m de longitud.

Perlita

Mineral de origen volcánico, al calentarla a 760 °C la humedad que tiene atrapada en sus partículas es transformada a vapor; en este proceso se expanden, su peso específico es de 0.08 a 0.13 g cm⁻³; diámetro de 2 a 4 mm, la capacidad de retención de agua es de tres a cuatro veces su peso, no tiene capacidad para amortiguar el pH, Lara (1999).

Vermiculita

Es un mineral con estructura en micas, el cual es expandido cuando se calienta a 1,000 °C debido a que pierde el agua que tiene atrapada entre sus láminas formando pequeños poros, es estéril, ligera (0.1 a 0.2 g cm⁻³), insoluble en agua, pH neutro, capacidad para amortiguar el pH, y relativamente alta capacidad de intercambio de cationes (Lara, 1999).

El Cuadro 1 muestra la comparación de las propiedades físicas químicas y fisicoquímicas del sustrato de Fibra de Coco y de turba en estudios realizados por Abad et al., (1997).

Cuadro 1. Propiedades físicas, físico-químicas y químicas de la Fibra de Coco y la turba (Abad et al., 1997).

Propiedad	Fibra de Coco	Turba
Densidad aparente (g cm^{-3})	0.059	0.084
Espacio poroso total (% vol.)	96.1	94.2
Capacidad de aireación (% vol.)	44.9	41.2
Agua fácilmente disp. (% vol.)	19.9	22.5
Agua de reserva (vol.)	3.5	4.4
pH (pasta saturada)	5.71	3.17
Conductividad eléctrica (dS m^{-1})	3.52	0.21
C. I.C. ($\text{meq.}100 \text{ g}^{-1}$)	61	100
Materia orgánica total (%)	93.8	97.9
Relación C/N	132	48

Grava

La grava facilita la renovación de aire para las raíces, al no ser absorbente, las partículas de grava se secan rápidamente, por lo que se debe regar frecuentemente (tres o más veces por día), o en forma automatizada, por lo cual este sustrato se recomienda para cultivos de producción elevada, empleando un equipo eficiente de bombas y un buen sistema de drenaje, recirculando la solución nutritiva.

Escoria volcánica (tezontle)

Es un mineral de aluminosilicatos de origen volcánico, se utiliza en forma natural y es muy utilizado en México debido a su disponibilidad (Lara, 1999). Baixauli y Aguilar (2002), indican que es un sustrato natural granular, de forma irregular, con superficie rugosa y poros en su interior, es de origen volcánico, con tamaño de partícula inferior a 16 mm. Se pueden encontrar dos tipos de tezontle: el negro y el rojo, éste último es más

antiguo y degradado. El tezontle presenta una alta heterogeneidad en sus características; se extrae de canteras a cielo abierto y posteriormente se clasifica por tamaños.

Características de los sustratos

Según Abad et al., (2004), las características del sustrato han de ser distintas según la finalidad con que vaya ser utilizado. Así variarán dependiendo de su uso:

A) Semilleros

Para la germinación de las semillas se requiere un sustrato de fácil preparación y manejo, con el mínimo de perturbación para las raíces, de textura fina, con estructura estable y fluida, con elevada capacidad de retención de agua, que mantenga la humedad constantemente, con escasa capacidad de nutrición, y con bajo nivel de salinidad.

b) Crecimiento y desarrollo

El crecimiento y desarrollo de las plantas exigen sustratos de textura media a gruesa, con una mayor capacidad de aireación, un buen drenaje, un nivel óptimo de fertilizantes y una moderada capacidad tampón y de intercambio catiónico, con objeto de tener un control de pH y mantener su capacidad de nutrición.

c) Enraizamiento de estacas

El medio de enraizamiento desempeña tres funciones: i) mantener la estaca en su lugar durante el período de enraizamiento, ii) proporcionar humedad a la estaca, y iii) permitir la penetración de aire a la base de la estaca. El medio de enraizamiento ideal debe, por tanto, proporcionar suficiente porosidad y tener una alta capacidad de retención de agua, junto con un buen drenaje, para permitir una aireación adecuada.

2.4.3 Características físicas de los sustratos

Las principales características físicas que se deben determinar en un sustrato antes de su uso, son: densidad aparente, densidad real, distribución del tamaño de partículas, porosidad total, porosidad de aireación, capacidad de retención de agua, agua fácilmente disponible, agua de reserva y agua difícilmente disponible. Las propiedades físicas en un

sustrato son fundamentales; si un sustrato no cumple con las propiedades físicas deseables para un determinado cultivo, se deben modificar antes de que se establezca la planta en el contenedor con el sustrato, ya que posteriormente será sumamente difícil cambiar esas propiedades del sustrato (Abad et al., 2004) (Cuadro 2). Las partículas de diámetros pequeños, inferiores a 0.25 mm, permiten una retención de humedad excesiva, originando problemas de aireación en el medio de cultivo, pudiendo además ser determinante en la compactación (Abad et al., 2004).

Cuadro 2. Niveles óptimos de propiedades físicas de sustratos orgánicos

Propiedad	Nivel optimo	
	Abad et al., (2004)	De Boodt, (1974a)
Tamaño de partícula (mm)	0.25-2.50	- -
Densidad aparente (g cm ⁻³)	<0.4*	0.215
Espacio poroso total (% volumen)	>85	85
Capacidad de aireación (% volumen)	20-30	20-30
Agua fácilmente disponible (% volumen)	20-30	20-30
Agua de reserva (% volumen)	4-10	6-10
Agua total disponible (% volumen)	24-40	26-40

Las plantas cultivadas en contenedor no pueden someterse a tensiones hídricas elevadas, debido al volumen limitado del medio en que crecen y se desarrollan. Es por esto que en la determinación de las curvas de liberación de agua de los sustratos, se aplica un intervalo de succiones más estrecho (0-100 cm de tensión de columna de agua).

2.5. Baño de arena

El baño de arena consiste en un recipiente de plástico de forma rectangular con una capacidad de 30 litros, al que se le ha hecho una perforación (drenaje) a un centímetro del fondo. Que sirve para determinar la densidad aparente de sustratos por la succión del exceso de humedad de los mismos. Se introduce arena en grado fino (0.25-0.30 mm) como la marmolina, hasta 10 cm por encima del drenaje y se añade agua en cantidad suficiente para que esta rebose por el mismo. La capilaridad garantiza que la capa de arena por encima de la línea de drenaje se mantenga húmeda.

2.5.1 Curva de liberación o tensión de agua

Según la metodología de De Boodt (1974a) a cada succión aplicada el sustrato perderá una determinada cantidad de agua; midiendo el contenido de agua del sustrato; tras la aplicación de diferentes succiones puede trazarse la curva de tensión de agua (Figura 4) donde se toma la suma de los porcentajes de fase sólida y aire. De Boodt y Waele (1968) proponen un intervalo de 0 a 100 cm de columna de agua de succión.

Aplicando al sustrato succiones de 10, 50 y 100 cm de columna de agua y determinando su contenido en agua a cada tensión, puede trazarse la curva que refleja la distribución de las fase sólida, líquida y gaseosa.

Cuando el perfil de dicha curva obedece a la línea continua, el sustrato estará bien aireado a bajas tensiones (Cadahia, 2005).

Interpretación de la curva de tensión de agua

En ordenadas (Y) se representa:

Espacio Poroso Total (EPT):

$$\% \text{ volumen de material sólido} + \text{volumen de aire} + \% \text{ volumen de agua} = 100\%$$

En abscisas (X) se representa: cm de tensión de agua a 0, 10, 50 y 100 cm.

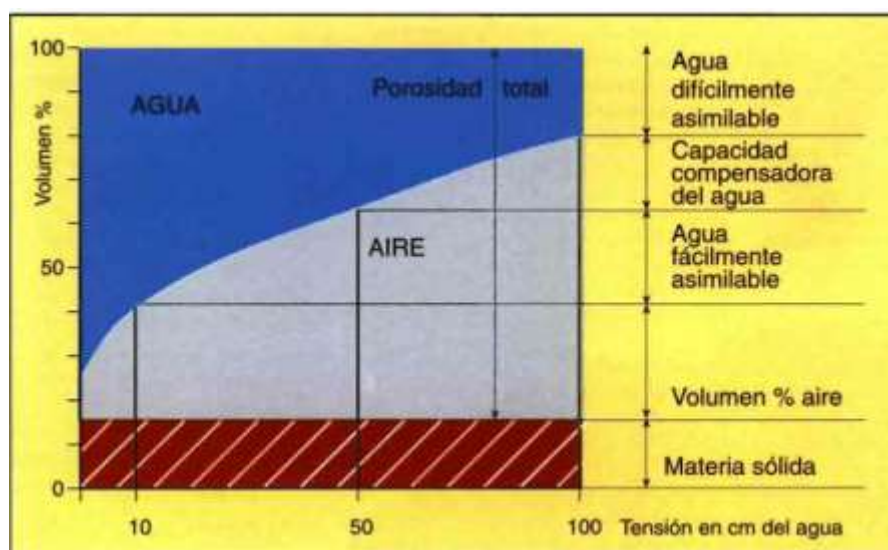


Figura 4. Curva de tensión de agua de sustratos.

Pastor (1999), indica que para un adecuado desarrollo de la planta, son importantes las propiedades físicas de los sustratos, porque al colocarlos en el contenedor ya no se pueden modificar dichas propiedades. Por lo tanto debe contemplarse con cautela todo lo referente a los parámetros físicos, en especial el binomio “retención de agua-aireación”, condición responsable del éxito o fracaso de la utilización de un determinado material como sustrato de cultivo.

Las propiedades características de la curva de liberación o tensión de agua son:

Agua fácilmente disponible (AFD)

Es el % en volumen de agua liberada por la muestra cuando la succión aumenta de 10 a 50 cm de columna de agua (Ansorena, 1994). El valor óptimo está entre 20 y 30% del volumen.

La suma del agua fácilmente disponible y el agua de reserva es decir el agua retenida entre 10 y 100 cm de succión, se le denomina agua disponible y su nivel óptimo esta entre el 24 y el 40% del volumen del sustrato.

2.6. Agua de reserva (AR)

Es el % en volumen de agua liberada por el sustrato cuando la succión aumenta de 50 a 100 cm de columna de agua, (Abad et al., 1993). El valor óptimo se encuentra entre el 4 y el 10% del volumen (Abad et al., 2004).

Agua difícilmente disponible (ADD)

Es el agua (% en vol.) que queda retenida en el sustrato al aplicar una tensión superior de 100 cm de columna de agua.

Capacidad de aireación (CA)

Es la diferencia en % de volumen entre el EPT y el contenido de agua a 10 cm de succión. El valor óptimo se produce cuando se dan valores entre 20 y 30% en volumen (Abad et al., 2004). Las raíces requieren oxígeno para mantener su actividad metabólica y su crecimiento, pero también es requerido por los microorganismos y por tanto, las plantas

cultivadas en sustratos orgánicos con una elevada población microbiana requieren el doble o más oxígeno que las plantas cultivadas en suelos minerales sin abundante materia orgánica (Abad et al., 2005).

Densidad real

La densidad real (Dr.) de un suelo o sustrato se define como la relación entre el peso seco de sus partículas sólidas y el volumen que estas ocupan, sin considerar los poros huecos. Su valor es propio del material y, a diferencia de la densidad aparente, no depende del grado de compactación ni del tamaño de partícula. En materiales difíciles de humectar la densidad real puede calcularse con base en el contenido de cenizas (% referido a materia seca). (Ansorena, 1994).

2.6.1 Densidad aparente

Esta característica es utilizada en ocasiones para estimar la capacidad total de retención de agua del medio de cultivo y su grado de compactación. Se define como el volumen que ocupa el sustrato, teniendo en cuenta el espacio poroso entre partículas y se calcula dividiendo el peso seco del sustrato entre el volumen aparente de sustrato. Esta se determinó por el método De Boodt et al., (1974a). Su valor óptimo se produce cuando alcanza niveles superiores al 85%.

Espacio poroso total (EPT)

Es el volumen total del sustrato que no está ocupado por partículas orgánicas o minerales (Abad et al., 2004). Este dato se determina a partir de la densidad real y aparente. La porosidad varía en un amplio rango de valores, desde un 30% en suelos compactados hasta cifras del orden de 95% en algunas turbas; el valor óptimo se produce cuando alcanza niveles superiores a 85% de volumen (Ansorena, 1994).

El espacio poroso total puede calcularse mediante la siguiente relación entre la densidad aparente y real (De Boodt y De Waele 1968):

$$\text{EPT} = (1 - D_a/D_r) * 100$$

D_a = Densidad aparente

D_r = Densidad real.

Distribución del tamaño de partículas

El tamaño de partícula de los sustratos afecta el crecimiento de las plantas a través del tamaño de los poros. La distribución del tamaño de partículas y de los poros determina el balance entre el contenido en agua y en aire del sustrato, a cualquier nivel de humedad (Abad et al., 1995). En la práctica, la porosidad aumenta a medida que lo hace el tamaño de partículas (Ansorena, 1994). La mayoría de las partículas para componentes orgánicos e inorgánicos deseables para la elaboración de sustratos según Bunt (1988) deberán encontrarse entre 0.5 y 4 mm, y con menos del 20% presente en partículas más finas que 0.5 mm.

Relaciones agua-aire

Un sustrato que tenga una elevada porosidad tendrá las ventajas potenciales de una buena aireación y retención de agua. Sin embargo, es necesario que la distribución de tamaños de poro sea la adecuada para que el sustrato retenga las cantidades convenientes de agua y aire (Ansorena, 1994).

Propiedades químicas de los sustratos

Las propiedades químicas de los sustratos caracterizan las transferencias de materia entre el sustrato y la solución del sustrato: reacciones de disolución e hidrólisis de los constituyentes minerales (química), reacciones de intercambio de iones (físicoquímica) y reacciones de biodegradación de la materia orgánica (bioquímica).

Los materiales orgánicos son los componentes que contribuyen en mayor grado a la química de los sustratos, debido a la presencia de sustancias húmicas, el producto final más importante de la descomposición de la materia orgánica.

2.7 Capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Se define como la suma de los cationes cambiabiles que pueden ser adsorbidos por unidad de peso (o de volumen) del sustrato. Dichos cationes quedan así retenidos frente al efecto lixivante del agua y están usualmente disponibles para la planta (Abad et al., 2005).

Los materiales orgánicos poseen elevada capacidad de intercambio catiónico y una alta capacidad tampón frente a cambios rápidos de disponibilidad de los nutrientes y el pH.

Una capacidad de intercambio catiónico elevada representa un depósito de reserva para los nutrientes mientras que los materiales con baja capacidad de intercambio catiónico, como la mayoría de los sustratos minerales retienen cantidades reducidas de nutrientes y una aplicación frecuente y regular de fertilizantes (Puustjarvi, 1977; Penningsfeld, 1978). La capacidad de los sustratos orgánicos para adsorber cationes metálicos depende del pH: cuanto más alto es el pH, más elevada la capacidad del intercambio catiónico (Puustjarvi, 1977).

Disponibilidad de nutrientes

La mayoría de los sustratos minerales no se descomponen biológica ni químicamente y, desde un punto de vista práctico, se pueden considerar desprovistos de nutrientes. Los sustratos orgánicos difieren entre sí en cuanto al contenido de nutrimentos asimilables; así algunos como la turba poseen un nivel reducido, mientras que las compostas presentan niveles elevados, según el nivel de origen y del proceso de compostaje (Abad et al., 2005). En cualquier caso, y para un crecimiento óptimo de las plantas, deberían de añadirse siempre nutrimentos adicionales como fertilizantes de base durante el ciclo de cultivo (Raviv et al., 1986).

Los nutrimentos y el sustrato

Desde el punto de vista de la nutrición vegetal es importante mencionar que los tratamientos tradicionales en la fertilización N-P-K sistematizadas para todas las regiones y de una especie vegetal, con las investigaciones desarrolladas, ya no se utilizan en cultivos de alto rendimiento, principalmente de agricultura protegida. Ahora con la efectividad del análisis vegetal como herramienta de diagnóstico (Alcántar et al., 2007), y a las técnicas de caracterización de suelos o sustratos con las que se cuentan (Abad et al., 2005), se pueden

determinar aquellas que en el medio de la raíz son las idóneas para una nutrición eficiente de las plantas. Con la ayuda de dichos análisis se le suministran al cultivo un abasto continuo y adecuado de nutrimentos minerales esenciales y complementarios, que con base en su fisiología y metabolismo expresen su máximo potencial productivo y que se relaciona con la precocidad, altos rendimientos y buena calidad de cosechas.

Uso de soluciones nutritivas en cultivos hidropónicos

La hidroponía es un sistema de producción para desarrollar plantas con apoyo de soluciones nutritivas, con o sin el uso de un medio artificial (arena, grava, tezontle, vermiculita, polvillo de coco, Bagazo de Agave, turbas, entre otros). El sistema hidropónico en líquido no tiene un medio de soporte; los sistemas en agregado tienen un medio sólido de soporte (Montero et al., 2006).

2.8 La solución nutritiva de Steiner

La solución nutritiva conseguida por Steiner (1984), se basó en una presión osmótica de 0.7 atmósferas y pH de 6.5, con valores no universales, solo las relaciones mutuas entre los aniones y cationes se conciben como universales, permitiendo diferentes preparaciones a diferentes presiones osmóticas deseadas y valores de pH, la solución nutritiva de Steiner expresa las relaciones mutuas entre los cationes potasio calcio y magnesio; y los aniones nitrato, fosfato y sulfato (Steiner, 1984), como lo muestra el Cuadro 3. (Rodríguez, 2014).

Cuadro 3. Relación de cationes y aniones en la preparación de la solución nutritiva Steiner

	K ⁺	Ca ⁺²	Mg ⁺²	NO ³⁻	H ₂ PO ⁴⁻	SO ²⁻⁴	Total
mmol L ⁻¹	7.080	4.552	2.023	11.888	0.991	3.467	30.001
meq L ⁻¹	7.080	9.103	4.046	11.888	0.991	6.934	40.044

2.9. Salinidad

Según Bunt (1988) y Lemaire (1989) la salinidad se refiere a la concentración de sales presentes en la solución del sustrato y las causas que provocan su incremento en el contenedor pueden ser:

- 1) La presencia de fertilizantes insolubles, cuando se degrada para producir nitratos.
- 2) Cuando la cantidad de sales aportada por el agua es superior a la absorbida por la planta.
- 3) Cuando el sustrato presenta elevada (CIC) y al mismo tiempo, se descompone liberando nutrientes.

2.10 La conductividad eléctrica (CE)

Se refiere a la concentración de sales solubles presentes en la solución del sustrato (Noguera, 2000). En aquellos sustratos que son inertes, la salinidad es prácticamente nula, mientras que los sustratos orgánicos pueden tener valores elevados (Baixauli y Aguilar, 2002).

Según Cabrera (1996), mantener los altos niveles nutrimentales en los cultivos en sustrato, originan un alto crecimiento, sin embargo, el uso excesivo de fertilizantes restringe el crecimiento de las plantas (por inducción de estrés hídrico o toxicidad de ciertos iones), además de ocasionar quemaduras e incluso la muerte de las plantas (Bunt, 1998).

Si se presentan condiciones de alta salinidad durante la producción, se recurre a prácticas de lixiviación con agua (Bunt, 1998, Cabrera, 1996 y Nelson, 1991).

La eficacia con la que las sales solubles residentes en la solución del sustrato son desplazadas o lixiviadas depende de ciertas características físicas del sustrato, principalmente su granulometría (Cabrera, 1996; Nelson, 1991).

Cuadro 4. Interpretación de los niveles de salinidad de un sustrato de cultivo (Bunt, 2010).

Salinidad (dS m ⁻¹)	Interpretación
<0.74	Muy baja
0.75-1.99	Adecuada para plántula y sustratos ricos en materia orgánica
2.00-3.49	Satisfactoria para la mayoría de las plantas
3.5-5.0	Elevada para la mayoría de las plantas
>5	Reducción del crecimiento, marchitamiento, quemaduras de los bordes

El valor óptimo para sustrato de cultivo recomendado por Ansorena (1994) se encuentra entre 0.75 y 3.49 dS m⁻¹), como lo indica el Cuadro 4, según Bunt (2010).

2.11 Potencial hidrogeno (pH)

Las plantas pueden vivir en un amplio intervalo de pH del sustrato sin sufrir desordenes fisiológicos aparentes, siempre y cuando todos los nutrientes se suministren en forma asimilable. No obstante el crecimiento y el desarrollo de la planta se ven reducidos de modo marcado en condiciones de acidez o alcalinidad extremas (Noguera, 2000). Los óxidos metálicos de Fe, Mn, Cu, Zn, etc., se hacen más solubles al bajar el pH (por debajo de 5.0), pudiendo llegar a resultar fitotóxicos (Noguera, 2000).

Los materiales orgánicos tienen mayor capacidad tampón, que los inorgánicos.

El pH alcalino de los sustratos básicos, puede reducirse mediante la adición de azufre (Martínez et al., 1988). El valor óptimo de pH para los sustratos orgánicos 5.2 – 6.3 (Abad et al., 1993), es también el más favorable para la actividad de los microorganismos beneficiosos para las plantas como: bacterias nitrificantes, hongos micorrizicos, etc. (Handred y Black, 1994).

Para asegurar los requerimientos de hierro (Fe) por las plantas, se debe agregar al sustrato ya sea una sal de Fe (como sulfato ferroso) o un quelato de Fe (Nelson, 1991). Se sugiere el uso periódico de una solución nutritiva (fertirrigación) conteniendo 1mg.litro^{-1} de quelato de hierro; dicho quelato de hierro le da más estabilidad y solubilidad al Fe sobre una gama de pH más amplio (Bunt, 1988). Además del hierro otros micronutrientes deben de aplicarse en preplante, ya sea en forma de sales solubles o con fórmulas de liberación lenta (Bunt, 1988; Handreck y Black, 1994).

Dependiendo de la capacidad de intercambio catiónico del sustrato, los microelementos son generalmente retenidos (adsorbidos) fuertemente por el sustrato, supliendo las necesidades del cultivo por periodos largos, tal como un ciclo de producción en maceta (Bunt, 1988; Handreck y Black, 1994; Nelson, 1991).

Para asegurar un buen comienzo al cultivo, el nitrógeno (N) debe ser incorporado al sustrato en preplante (Bunt, 1988; Nelson, 1991). Según Cabrera (1996), se puede aplicar nitrógeno en formas solubles tales como $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2$, y KNO_3 , o las fuentes nitrogenadas de liberación lenta (como metilenos de urea o urea capeada con azufre (Cabrera, 1996).

Relación carbono nitrógeno (C:N)

Esta relación se usa como un índice del origen de la materia orgánica, de su madurez y de su estabilidad. Los daños que aparecen en las plantas cultivadas en materiales orgánicos inmaduros son debidos, tanto a una inmovilización del nitrógeno como a una baja disponibilidad del oxígeno en la rizosfera (Abad et al., 2004). Esta situación está provocada por la actividad de los microorganismos, que descomponen los materiales orgánicos y utilizan el nitrógeno para la síntesis de sus proteínas celulares. El oxígeno es también consumido por la actividad microbiana. Una relación C/N de entre 20-25 es considerada como óptima para el cultivo en sustrato y es un índice de material orgánico maduro y estable (Abad et al., 2004).

Estabilidad de los sustratos

Todos los sustratos orgánicos, incluso los más estables, son susceptibles a la degradación biológica, que es favorecida por las condiciones ambientales que prevalecen en los invernaderos. La población microbiana es la responsable de dicho proceso, pudiendo resultar finalmente su actividad biológica en deficiencias de oxígeno y nitrógeno, liberación de sustancias fitotóxicas y contracción del sustrato. Una recomendación a seguir, si el cultivo se prolonga durante largo tiempo, es utilizar materiales estables (turbas negras o cortezas de tamaño grueso), mientras que si las plantas son de crecimiento rápido, pueden prosperar en materiales menos resistentes a la degradación (Raviv et al., 1986).

Fitotoxicidad

La potencialidad de un sustrato de cultivo para producir una planta en condiciones óptimas es el resultado de la interacción compleja entre distintos tipos de factores y, en consecuencia, su calidad solo puede ser evaluada finalmente mediante la realización de ensayos de crecimiento vegetal (Abad et al., 2004). Existen diversos métodos que permiten predecir el comportamiento de las plantas frente a distintos sustratos, los parámetros pueden incluir complejas técnicas analíticas para cuantificar moléculas fitotóxicas, o rápidos ensayos sensibles a elementos potencialmente fitotóxicos que afectan a la planta (Gariglio et al., 2002). El índice de Germinación como variable que integra diferentes grados de fitotoxicidad, representa un indicador más robusto para describir el potencial

fitotóxico de un material orgánico. Este índice permitiría evaluar el grado de madurez requerido para los residuos orgánicos, que se seleccionan como componente base en la elaboración de sustratos especializados de uso agrícola, especialmente si se considera que se utilizan en contenedores de volumen reducido, con lo cual se maximiza la zona de retención de diversos metabolitos (Varnero et al., 2007).

2.12 Definición de compostaje

De forma natural, los microorganismos presentes en el suelo degradan la materia orgánica (hojas, ramas o césped) que se acumula en ella. Estos restos vegetales frescos, que están integrados por compuestos solubles, celulosas, hemicelulosas y ligninas, serán utilizados por los microorganismos y pasarán a formar parte del llamado humus del suelo. El humus está compuesto por sustancias orgánicas más complejas, estables y resistentes a posteriores degradaciones.

El compostaje es un proceso natural que utiliza hongos, bacterias y otros organismos existentes en los propios residuos, a los que únicamente hay que proporcionar unas condiciones ambientales idóneas (principalmente humedad y aireación) para optimizar este proceso de transformación sustratos (Da Silva, et al., 2011).

El compostaje permite reducir el peso, el volumen y la reactividad del residuo orgánico, al mismo tiempo que se logra que un sustrato muy heterogéneo experimente una transformación de la materia orgánica más biodegradable, liberando CO₂, agua, elementos minerales y energía, quedando finalmente la fracción orgánica más estable e higienizada y compuestos húmicos (Pomares y Canet, 2001).

Según (Moreno, 2012) compostaje es la descomposición biológica y aeróbica de la materia orgánica bajo condiciones controladas que generan un producto estable parecido al humus que se denomina compost. Se refiere además a la etimología derivada del latín: Compono, Composui, Compositum o compostaje.

Es una descomposición de tipo biológico, por lo que eso es la diferencia de las descomposiciones físicas y químicas. Es aeróbica porque durante el proceso se favorecen las transformaciones de tipo aeróbico al realizar operaciones que permiten el acceso de

oxígeno al material en descomposición y porque esta descomposición de la materia orgánica se da principalmente por microorganismos que para que desarrollen sus actividades requieren de oxígeno (Moreno, 2012). Estas transformaciones ocurren de forma más rápida que en condiciones anaerobias y son, además, más exotérmicas. En consecuencia, el proceso degradativo es más rápido que en ausencia de dicho elemento y se genera, adicionalmente, más energía en forma de calor, incrementándose así la temperatura en el material. Este aumento en la temperatura, unido al tipo de transformaciones aeróbicas que tienen lugar, acelera el proceso, evita la generación de malos olores y favorece la higienización de compost, eliminándose o reduciéndose así agentes patógenos o molestos y semillas de malas hierbas (Mendoza, 2010).

Por último, se señala que transcurre bajo condiciones controladas, especialmente de temperatura, humedad y aireación, para diferenciarlo de las putrefacciones.

Según Soliva (1999) el compostaje es una técnica de estabilización de residuos orgánicos que tiene interés en el aprovechamiento de residuos y subproductos de distintas actividades, tales como enmiendas y sustratos. Además considera que no hay un sustrato ideal, en sus propiedades físicas, químicas y biológicas, para los cultivos en contenedor; la eficacia de un sustrato está asociada al tipo de contenedor que se utilice y a las técnicas de riego y fertilización, por ello se establece que con una buena caracterización de los diferentes residuos y subproductos, se pueden desarrollar nuevos sustratos alternativos a los clásicos.

2.12.1 Etapas del proceso de compostaje

El proceso implica el paso por cuatro etapas definidas por Chen e Inbar (1993) y Pérez et al., (2011).

Primera etapa: inicial o mesofílica

Esta etapa se inicia a temperatura ambiente (mesofílica). En ella los microorganismos degradan principalmente aquellos compuestos orgánicos de cadena corta o más fácilmente biodegradables o más fácilmente asimilables (azúcares, etc.).

Durante esta etapa la temperatura de la matriz aumenta de forma considerable, debido a que el calor metabólico generado por la actividad de los microorganismos queda atrapado dentro del material en compostaje debido a su baja conductividad térmica. Se caracteriza también por la presencia de bacterias y hongos, siendo las primeras las que inician los procesos por su gran tamaño; se multiplican y consumen los carbohidratos más fácilmente degradables, son las responsables del aumento desde la temperatura ambiente hasta más o menos 40 grados centígrados.

Segunda etapa: termofilica

Generalmente caracterizada por una mayor actividad microbiológica, una conversión de compuestos de cadena más larga. Comienza cuando la temperatura sobrepasa los 45°C. En este momento tiene lugar una sucesión ecológica en las poblaciones microbianas en la matriz en compostaje, causada por la inactivación de la microflora mesofila y la activación de la termofila.

Estas altas temperaturas favorecen que estos microorganismos termófilos degraden materia orgánica más compleja, como proteínas, grasas, y fibras vegetales y eliminando posibles gérmenes patógenos para plantas y animales, así como semillas de malas hierbas.

Esta actividad catabólica hace aumentar aún más la temperatura, pudiendo llegar (si no se controla) hasta los 80°C (límite a partir del cual no hay ya actividad microbiana ninguna). Para lograr una tasa de descomposición óptima, la temperatura máxima de esta fase termófila está fija en 65°C, si bien es habitual que en las plantas de compostaje comerciales la temperatura alcance los 70°C.

En esta etapa se degradan ceras, proteínas y hemicelulosas, también se desarrollan en estas condiciones numerosas bacterias formadoras de esporas y actinomicetos.

Tercera etapa: mesofilica menos activa (enfriamiento)

Caracterizada por una disminución de la temperatura, del grado de descomposición y una recolonización del material por microorganismos mesofilos. La temperatura disminuye desde la más alta alcanzada durante el proceso hasta llegar a la del ambiente; se va consumiendo el material fácilmente degradable, desaparecen los hongos termófilos y el

proceso continúa gracias a los organismos esporulados y actinomicetos. Como lo muestra la Figura 5, con el desarrollo de distintos tipos de hongos.



Figura 5. Etapa mesofílica de desarrollo de hongos en la composta de Bagazo de Agave.

Cuarta etapa: final o de maduración

Una vez que la mayor parte de la materia orgánica disponible ha sido degradada, comienza esta fase, denominada “de maduración”. En esta etapa no es posible mantener unas tasas de actividad microbiana tan elevadas como en las anteriores, por la falta de la materia orgánica lábil; lo reduce el calor generado por la actividad metabólica y por tanto comienza un descenso de la temperatura de la matriz, hasta alcanzar niveles ambientales, al ser mayor la disipación de calor que la producción del mismo.

En esta etapa de maduración se transformará parte de la materia orgánica remanente en materia orgánica más estable. La maduración puede considerarse como complemento final de las fases que ocurren durante el proceso de fermentación disminuyendo la actividad metabólica.

La madurez es muy importante en la utilización de un compost como sustrato de macetas, para productos envasados y para evitar la transmisión de enfermedades. La madurez es un término general utilizado para describir la oportunidad de aplicación de un compost en determinados usos. Los materiales maduros están listos para emplearse porque

contienen concentraciones aceptables o despreciables de compuestos fitotoxícos (Sullivan y Miller, 2004).

Las pruebas de germinación y crecimiento estiman directamente la inhibición del crecimiento de la planta por el compost bajo condiciones ambientales específicas (Sullivan y Miller, 2004). Los efectos fitotoxícos de un material orgánico inmaduro se deben a diversos factores, entre los cuales destacan los contenidos de amonio, de ácidos orgánicos volátiles, y de metales pesados (Varnero et al., 2007).

El índice de germinación es una variable sensible y completa para evaluar el grado de madurez química requerido en materiales que se utilizarán como componente base para la elaboración de sustratos en pequeños contenedores, adquiriendo mayor relevancia el potencial fitotoxíco (Varnero et al., 2007).

2.12.2 Parámetros de seguimiento del proceso

El pH puede influir sobre las reacciones enzimáticas y su velocidad y en ocasiones es considerado como un indicador de la evolución del compost. La liberación de ácidos orgánicos en la primera fase del compostaje puede disminuir temporalmente el pH, mientras que la producción de amoníaco puede elevarlo, provocando la pérdida de éste por volatilización (Benito, 2002).

Durante la etapa inicial del proceso se observa una disminución del pH debido a la acción de los microorganismos sobre la materia más lábil, que causa la liberación de ácidos orgánicos. Posteriormente, se produce una progresiva alcalinización del medio, debido a la degradación de los ácidos orgánicos y a la generación de amoníaco por la descomposición de las proteínas (Sánchez-Monedero et al., 2001).

Al final del proceso, el pH tiende a la neutralidad debido a la formación de compuestos húmicos, que tienen propiedades tampón. Suler et al., (1997), consignan una relación entre los cambios de pH y la aireación de la mezcla, concluyéndose que un compostaje con aireación adecuada conduce a productos finales (compost) con valores de pH próximos a la neutralidad, y que la degradación de la materia orgánica se inhibe a pH

bajos, por lo que valores de pH iguales o superiores a 7.5 durante el proceso son indicativos de una correcta descomposición.

El pH es un factor importante para el control de la pérdida de nitrógeno por volatilización en forma de amonio, siendo importante a pH mayor de 7.5. El pH puede ser un parámetro indicador de las condicionantes del proceso de compostaje

De acuerdo con Soliva (1999), para obtener un buen sustrato y ser un proceso productivo al compostaje se le deben controlar los materiales de entrada, la evolución del proceso y las características del producto final.

Control de materiales de entrada

Agua

Ésta es esencial para favorecer la migración y colonización microbiana adecuada para cada fase del proceso, así como la difusión de los residuos metabólicos, al ser aeróbico el metabolismo dominante, el aporte de oxígeno tiene gran importancia y puede ser suministrado por difusión pasiva o por convección, favorecida por las diferentes temperaturas inducidas por la actividad microbiana. Ya que esta consume oxígeno.

Oxígeno

Este debe reponerse; volteando el material se consigue en parte, pero para asegurar una buena aireación, es necesario forzar la entrada de aire, en la matriz o asegurar unas adecuadas características de la misma. Otro de los efectos que tiene el volteo están el reducir el tamaño de las partículas, homogenizar el material y redistribuir los microorganismos, la humedad y los nutrientes; a la vez que expone nuevas superficies al ataque microbiano.

Aireación

Está muy relacionada con la temperatura, al producir el enfriamiento del material, porque favorece la evaporación debido a la renovación del aire, se incrementa la actividad de los microorganismos y el desprendimiento de energía en forma de calor, pero también puede provocar una excesiva pérdida de humedad y la disminución de la temperatura, frenando el proceso de compostaje. (Figura 6).



Figura 6. Volteo cada dos semanas de la pila de compostaje para su aireación y el control de humedad con agua.

2.13 Relación Carbono Nitrógeno (C:N)

El carbono es la fuente de energía en la descomposición utilizada por los microorganismos para la actividad metabólica, mientras que el nitrógeno es el material básico para la síntesis de material celular, por lo que la relación C:N es uno de los aspectos más importantes en el balance nutrimental del compost (Tchobanoglous, 1994).

La relación carbono nitrógeno se usa como un índice del origen de la materia orgánica, de su madurez y de su estabilidad. Es importante que los sustratos estén madurados para evitar daños a las plantas que se cultivan sobre ellos, en donde ocurre que el nitrógeno está inmovilizado y por ello con baja disponibilidad de oxígeno en las raíces. Una relación C:N inferior a 20 es considerada como óptima para el cultivo en sustrato y es un índice de un material orgánico maduro y estable (Abad et al., 1993).

Uso de Bagazo de Agave como agro combustible.

El agro combustible que usan los coches estadounidenses alcanzaría para que todos los hambrientos del mundo recibieran medio kilo de maíz por día. El gobierno americano no solo obliga a usar el maíz para empujar coches; también entrega a quienes lo hacen miles de millones de dólares en subsidios; en 2012 la comisión europea aceptó que todos los transportes del continente debían usar un 10% de agro combustibles, antes del 2020, pero también que la mitad de ese combustible debía provenir de maderas, pastos, desechos agrícolas, pajas, algas, algo que no pudiera ser comida (Caparros, 2014).

Esto se menciona por el deterioro ambiental que generan ciertos subproductos de la industria como la tequilera que genera gran cantidad de Bagazo en el proceso de producción del tequila, y que la cantidad que no se pueda usar como sustrato para la agricultura, se emplearía como agrocombustible, y se contribuiría a disminuir dicha contaminación.

2.14 Cultivo hidropónico en invernadero

La hidroponía es un sistema de producción para desarrollar plantas con apoyo de soluciones nutritivas, con o sin el uso de un medio artificial (arena, grava, escoria volcánica o tezontle, perlita, vermiculita, lana de roca, polvillo de coco, turbas, entre otros) para dar soporte físico a las plantas. El sistema hidropónico en líquido no tiene un medio de soporte; los sistemas en agregado tienen un medio sólido de soporte (Montero et al., 2006). Esta técnica permite obtener frutos libres de patógenos siempre y cuando se mantenga higiénico el invernadero.

Cada especie vegetal que se cultiva en un sistema hidropónico requiere de una solución nutritiva con características específicas. Esta solución nutritiva se puede basar en las propuestas por diferentes investigadores contempladas en la literatura especializada, sin embargo éstas se pueden ajustar en base al clima y la etapa fenológica del cultivo (Lara, 1999).

Después de un período aproximado de 20 años, el interés por la hidroponía fue renovado con la llegada de los plásticos. Los plásticos no sólo fueron usados para reemplazar el vidrio de los invernaderos sino también en el revestimiento de las camas de crecimiento que eran camas hechas de concreto. Los plásticos también fueron

importantes en la introducción del riego por goteo. Numerosos esquemas promocionales que involucran a la hidroponía llegaron a ser comunes con las enormes inversiones hechas en sistemas de crecimiento hidropónico.

En los últimos 15 años ha aumentado el interés por el uso de las técnicas sin suelo o hidropónico para producir cultivos hortícolas en invernaderos. El crecimiento futuro del invernadero donde la hidroponía es usada para la producción de hortalizas, dependerá mayormente del desarrollo de los sistemas de producción, en términos de costos, que sean competitivos con la agricultura a campo abierto.

Si se utiliza la técnica de hidroponía con un sustrato cercano a las condiciones ideales (inerte, durable y con buena porosidad) se obtiene un balance adecuado de aire, agua y nutrientes para las raíces, lo cual es controlado por el productor, a diferencia cuando se cultiva a campo abierto (Sánchez y Escalante, 1988).

Modelos de producción con técnicas hidropónicas

Película nutritiva (NFT)

Es una técnica de cultivo en agua en la cual las raíces de las plantas crecen debajo de una lámina de plástico, a través de la cual circula la solución nutritiva continuamente. El término Nutrient Film Technique fue utilizado por primera vez en Inglaterra para remarcar que la profundidad del líquido que fluye a través de las raíces debe ser pequeña de tal forma que las plantas dispongan de oxígeno (Resh, 1992).

Cultivo en tubos

En un sistema horizontal la tubería de PVC se corta por la mitad y el polietileno negro colocado sobre la parte superior de esta, sirve para hacer una serie de perforaciones a través de las cuales se colocan las macetas con las plantas (Resh, 1992); Juárez (1995) menciona que se obtienen mayores rendimientos y calidad de fresa con este sistema que cuando se cultivan en bolsa o suelo. Además, este mismo autor menciona que con este sistema se ahorra hasta un 50% de agua y fertilizantes. También se pueden usar los tubos sin cortar de forma vertical, con ranuras laterales para la colocación de la planta, pero variando frecuencia y sistema de riego según la porosidad del sustrato.

2.15 Cultivo en sacos rellenos de sustrato

En las últimas décadas la tendencia más generalizada ha sido el empleo de sustratos embolsados en sacos de plástico con un volumen y dimensiones variables en función del tipo de material empleado para el desarrollo del cultivo. A veces dichos sacos se cuelgan verticalmente, disponiéndose las plantas de agujeros laterales realizados en los mismos, pero lo normal es que se coloquen horizontalmente sobre el suelo. Dado que cada una de estas unidades se utiliza para unas pocas plantas, resulta más sencillo controlar los ataques de enfermedades de raíz, y así es más fácil manejar y reponer el sustrato. Otra ventaja es que el contenedor, al ser de material plástico, resulta barato y ligero, ofreciendo al mismo tiempo buenas condiciones de opacidad. La principal desventaja es que se requiere una mayor uniformidad de riego al estar la raíz confinada en una unidad de cultivo de pequeño volumen.

Previo a la plantación, el sustrato contenido en los sacos de cultivo debe ser hidratado adecuadamente con el fin de partir con un medio húmedo que no ofrezca problemas al desarrollo inicial del cultivo, ya que posteriormente no podrá ser saturado. La saturación del sustrato debe ser antes de abrir en los sacos la salida del lixiviado. Previamente se habrán realizado en la parte superior los agujeros en los que se situarán las plantas.

El riego se mantiene hasta llenar los sacos con solución nutritiva y posteriormente se deja el sustrato en saturación durante un par de días para que alcance un buen nivel de humedad. Transcurrido ese tiempo se abre el agujero de salida del lixiviado, para evitar problemas de encharcamiento a veces cuando el tipo de sustrato lo permita, se puede llevar a cabo la plantación antes de realizar el orificio, con el propósito de ganar tiempo.

El cultivo de fresa en sistemas hidropónicos

Representa una oportunidad para incrementar el rendimiento y la calidad del fruto sobre los sistemas tradicionales, gracias al proceso de producción que se realiza, le da a la planta los nutrientes y condiciones ambientales necesarias para su desarrollo y mejor rendimiento y calidad de los frutos (Morgan, 2002).

2.16 Generalidades de la fresa

La fresa, cuyo nombre procede del latín “Fragans”, fragante, es una rosácea, genero *Fragaria* Lynn, cuyas especies se encuentran difundidas por todas las zonas templadas y subtropicales. Es una planta herbácea perenne, constituida por una corona, estolones que enraízan fácilmente, hojas palmeadas trifoliadas y dentadas que se insertan mediante un peciolo a la corona (Branzati, 1989). Las flores se reúnen en inflorescencias. El fruto es un poli aquenio conocido botánicamente como “eterio”, en el que la parte comestible, que es el receptáculo activado por la fecundación, y de hecho es un fruto falso, aloja numerosos aquenios (Maroto, et al., 1988). Estas plantas poseen un sistema radial fasciculado, constituido por un gran número de raíces y raicillas, la mayor parte de las cuales (90%) se encuentran localizadas superficialmente. De la corona pueden partir a través de yemas axilares unas ramificaciones laterales denominadas estolones, que se caracterizan por poseer entrenudos muy distanciados entre si, en los que aparecen rosetas de hojas y raicillas adventicias. Posee un rizoma cilíndrico de tallos rastreros (Figura 7).

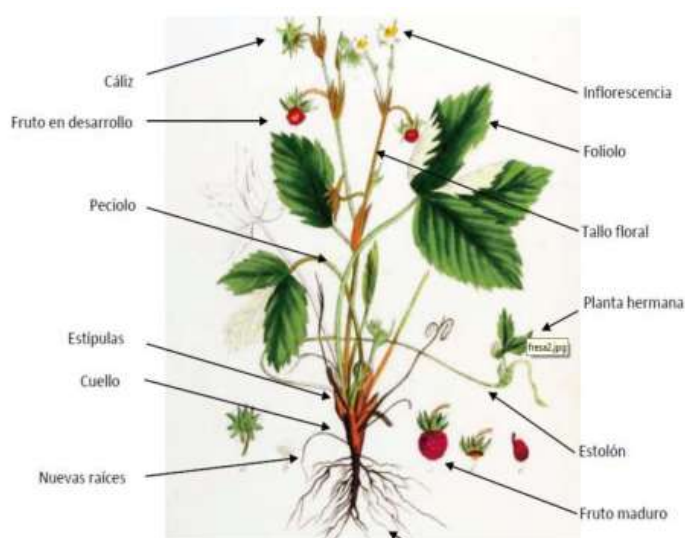


Figura 7. Planta de fresa y sus componentes (Kops y Van Hall 1844).

La especie que más se cultiva es *Fragaria x ananassa* Duch. Es un producto de la cruce de *F. Virginiana* L., nativa de Norteamérica y norte de México y *F. Chiloensis* Duch, nativa de las costas Oeste de Norte y Sudamérica.

2.17 Nutrición y desarrollo del fruto

El crecimiento y fructificación de la fresa, al igual que en otras especies frutales, son consecuencia de la actividad fotosintética y de la absorción de agua y nutrimentos del suelo por las raíces. El Hidrogeno, carbono y oxígeno pueden ser absorbidos del agua y del aire por la planta para formar hidratos de carbono y otros compuestos que junto con algunos minerales (Ca, Mg, Zn, Fe, B, Mo, Cu) son importantes en el metabolismo de las plantas (Branzati, 1989).

El plan de nutrición para la fresa se basa en que los primeros cuatro meses son de establecimiento y los restantes 18 o 24 son de producción. El nitrato de potasio es necesario para el cuajado del fruto y para mejorar la concentración de azúcares. Aparte de estas aplicaciones se deben agregar 100 cm^{-3} de quelato de hierro en 1000 litros de agua y 240 cm^{-3} de nitrato de magnesio cada 15 días. Estas aplicaciones se hacen cada 30 días después del riego.

El plan de nutrición para la fresa se basa en que los primeros cuatro meses son de establecimiento y los restantes 18 o 24 son de producción. El nitrato de potasio es necesario para el cuajado del fruto y para mejorar la concentración de azúcares. Aparte de estas aplicaciones se deben agregar 100 cm^{-3} de quelato de hierro en 1000 litros de agua y 240 cm^{-3} de nitrato de magnesio cada 15 días. Cada 30 días para lavar el exceso de sales se aplica un riego prolongado con solo agua.

Cosecha

La fresa empieza a producir a partir del tercer mes, la producción es estable entre el sexto mes y los 18 meses, la cosecha se realiza cada tercer día, por la mañana para aprovechar la temperatura baja y que no estén humedecidas por el rocío nocturno. La recolección se hace manualmente, el pedúnculo se corta con la uña a 0.5 cm del cáliz ; para asegurar una buena calidad de la fresa, se debe recolectar entre el 65 y el 80% de la maduración (Duran, 2010). Por ser un fruto no climatérico, es decir que una vez cortado no evoluciona más su maduración fisiológica. Se cosecha cuando la fruta toma color rosa (3/4 de maduración).

Partiendo del estolón como material de reproducción, se considera que la vida útil de cada planta es de 18 a 24 meses, al cabo de los cuales se ha de renovar totalmente el cultivo. El periodo de establecimiento es de 2 a 4 meses, a partir de este momento se cosecha indefinidamente, durante el resto de la vida vegetativa de la planta.

La fresa debido a sus altos rendimientos, lo corto de su periodo y lo poco profundo de sus raíces, explota intensamente una pequeña capa de suelo (20 cm), requiriendo por lo tanto suelos fértiles y ricos en materia orgánica, así como una fuente importante de materia orgánica así como una fuente importante de nutrientes disponibles fácilmente y de forma lenta (Bianchi, 1986). La calidad de la fresa es el resultado del manejo de factores presentes en precosecha (cultivar, suministro de nutrientes, temperatura, luminosidad, polinización), cosecha (desarrollo, hora de cosecha) y pos cosecha (manejo de frigoríficos, humedad relativa, almacenamiento), los cuales influyen en la conservación de la calidad del fruto (Juárez et al., 2007).

La fresa tiene una demanda alta de nitrógeno y potasio debido a que son los mayores componentes de la fruta. Dosis optimas de nitrógeno, fosforo y potasio son esenciales para el desarrollo del cultivo. Sin embargo, niveles excesivos de nitrógeno producen frutos blandos, retardan la maduración, disminuye el rendimiento e incrementan la proliferación de enfermedades provocadas por hongos (Hancock, 1999).

Hierro

Funciones básicas.

El Fe es un elemento de transición caracterizado por sus cambios de estado de oxidación Fe^{+2} , y Fe^{+3} . El potencial redox variara en función del ligando. Esta variabilidad hace que el fierro tenga una especial importancia en los sistemas redox biológicos. El estado de oxidación del hierro de las plantas es la forma férrica (Fe^{+3}), que es poco soluble en agua. En la forma ferrosa (Fe^{+2}) aparece en mucha menor proporción.

Absorción.

El Fe se encuentra en la solución en forma de Fe^{+3} y Fe^{+2} . A $pH < 6$ la forma Fe^{+3} es la predominante, normalmente este hierro se encuentra en forma quelatada. Las plantas

siguen dos caminos para absorberlo: pueden reducir los complejos de Fe^{+3} en la superficie de la raíz y absorber los iones Fe^{+2} originados o mediante la secreción de ligandos específicos para el Fe^{+3} , tipo quelato, de bajo peso molecular. Estos solubilizan al Fe^{+3} y hacen factible su absorción.

La acidificación de la rizosfera además de contribuir a la solubilización del hierro del suelo, mejora la actividad de la reductasa (de quelatos férricos) que se ve muy estimulada por pH bajo, y mejora la afinidad por el sustrato de dicha reductasa, lo que puede atribuirse a una neutralización de la carga negativa de las superficies celulares y por tanto impedir la repulsión de quelatos de hierro cargados negativamente por los lugares de reducción (Schmidt, 2006).

El principal efecto de la deficiencia de hierro en hojas se produce en los cloroplastos que ven alterada su estructura y funciones. Se reduce y disminuye el número de tilacoides y granas, y se altera la estructura de la membrana del tilacoide (Spiller y Terry, 1980; Terry y Abadía, 1986; Terry y Zayed 1995; Soldatini et al., 2000). También se efectúa una reducción de los pigmentos que recogen la luz: clorofilas a, b y carotenos; si bien los carotenos disminuyen en menor proporción que las clorofilas, (Terry y Abadía, 1986; Donnini et al., 2003). El característico color amarillo de las hojas cloróticas es una consecuencia del desequilibrio entre los contenidos de clorofila y carotenos (Abadía, 1992; Terry y Zayed, 1995). También se ve reducido el transporte fotosintético de electrones; el hierro es uno de los constituyentes de muchos transportadores de electrones (Terry y Abadía, 1986; Abadía 1992; Terry y Zayed 1995; Soldatini et al., 2000; Donnini et al., 2003). Estos hechos conducen a una reducción en la capacidad fotosintética de la planta que se traduce en una disminución de azúcares, almidón, algunos aminoácidos y acumulación de otros, con la consiguiente alteración en la síntesis de proteínas (Terry y Abadía, 1986; Abadía 1992; Terry y Zayed, 1995), y enriquecimiento de los lípidos en ácidos grasos insaturados (Terry y Abadía, 1986; Abadía, 1992; Terry y Zayed, 1995).

Estudios sobre la evaluación objetiva de la cantidad total de parámetros de calidad como color, firmeza, acidez titulable, sólidos solubles totales (SST), los niveles de estos compuestos, tienen una influencia positiva sobre la vida útil de frutas, la resistencia a las enfermedades y la salud humana.

El cultivar y condiciones de crecimiento son importantes para los parámetros de calidad del fruto. Willis et al., (1998), hacen referencia a los siguientes aspectos de los frutos en general.

La fresa es una fruta no climatérica, altamente apreciada por los consumidores debido a sus excelentes propiedades organolépticas. Sin embargo su conservación constituye un problema para los productores y la industria.

La fresa es infectada por *botrytis cinérea* en el campo, permaneciendo en estado latente hasta alcanzar las condiciones atmosféricas adecuadas para generar esporas. Estas esporas se diseminan en los periodos de lluvia, depositándose en distintas partes de la planta.

Inicialmente se ponen de manifiesto a nivel de la flor, localizándose a nivel del receptáculo, pero con la maduración del fruto se vuelven visibles coincidiendo con el periodo de poscosecha. Finalmente, cuando las condiciones son las adecuadas, crece rápidamente destruyendo totalmente la fresa (Almenar, 2005).

2.18 Parámetros de calidad

La calidad está definida como el cumplimiento de reglas y requisitos que se le demandan a un producto, los cuales son regulados a través de normas, tal como la norma NMX-CC-9001-IMN-2008 que especifica los requisitos de gestión de la calidad (IMNC, 2008).

Una de las normas de calidad que debe cumplir el fruto de fresa para el consumo en fresco en México, es la norma NMX-FF-062-SCFI-2002, la cual menciona las especificaciones mínimas de calidad que deben cumplir los frutos y se mencionan a continuación: Estar sanas y de aspecto fresco estar enteras y bien desarrolladas, estar limpias, exentas de material extraño visible, ser de forma, sabor y olor característicos de la variedad, tener consistencia firme, tener pedúnculo con una longitud máxima de 1.5 cm antes del embace, estar prácticamente exentas de magulladuras, exentas de daños por el sol, exentas de polvo, tierra o materia orgánica, exentas de daños causados por plagas; libres de descomposición, pudrición y moho causado por microorganismos; estar exentas

de daños de refrigeración y de variaciones de la temperatura, estar exentas de humedad, salvo la condensación consiguiente a su remoción de una cámara frigorífica (SAGARPA, 2012). Los parametros de calidad evaluados fueron: solidos solubles totales o grados Brix, Firmeza del fruto, pH, % de acido cítrico y vida de anaquel.

La coloración

Las antocianinas son los principales compuestos que contribuyen al color rojo brillante de la fresa y están asociados con una fuerte actividad antioxidante (Wang y Ling, 2000).

El color determina la cosecha y se debe realizar cuando los frutos presentan como máximo el 50% de su superficie una coloración roja tenue o rosa, o en su caso considerar los requisitos de mercados destinatarios (Figura 8).

La madurez es el punto óptimo para la cosecha, al alcanzarse el punto máximo de crecimiento de los frutos y almacenamiento de los nutrientes necesarios dentro de los mismos, para continuar con el proceso de maduración y con ello, lograr su madurez de consumo (SAGARPA, 2012).



Figura 8. Estado de maduración de frutos de fresa.
Imagen tomada de NMX-FF-062-SCFI-2002
(SAGARPA, 2012).

2.19 Solidos solubles totales o grados Brix

Los azucares principales del fruto de fresa son sacarosa, glucosa y fructosa, que representan más del 99% del total de azucares de las frutas maduras. Se determinan los sólidos solubles totales en el jugo extraído, mediante un refractómetro o densímetro. Estos

instrumentos se basan en la medida de la refracción de la luz a su paso a través de una muestra pequeña del jugo y en la relación entre densidad del jugo y contenido en azúcares, respectivamente. (Azodanlou et al., 2004). Las fresas son aceptables con un contenido de sólidos solubles mínimo de 7° Brix (Ramírez, 2011).

2.20 Firmeza

La vida poscosecha de las frutas y hortalizas se ha definido tradicionalmente en términos de apariencia visual (frescura, color, y ausencia de alteraciones fisiológicas) y la textura (firmeza, jugosidad y textura crujiente). El control de la calidad comienza en el campo, con la selección de la calidad máxima en el momento adecuado de la cosecha. La fresa es un fruto no climatérico, por lo tanto, la maduración y senescencia es rápida, debido a una alta tasa de respiración y a la producción de etileno, y la calidad de los frutos disminuye rápidamente después de la cosecha (Kader, 2002). Durante la maduración se produce la disminución de firmeza del fruto, como consecuencia del proceso de ablandamiento, que implica modificaciones bioquímicas e histológicas (Brownleader et al., 1999). Como consecuencia de ello, el fruto debe ser cosechado en plena madurez, listo para el consumo, esto significa que hay un periodo corto en que la fruta presenta su mayor calidad.

2.21 Acidez titulable

La acidez titulable es fácil de determinar en el jugo extraído, mediante titulación con una solución alcalina (NaOH 0.1N), hasta el viraje de un indicador de pH (generalmente 8.1). Durante la maduración fisiológica y organoléptica, con frecuencia, decae la acidez muy rápidamente.

El ácido cítrico es el ácido orgánico principal contenido en el fruto de la fresa y el ácido ascórbico es la forma predominante de la vitamina C, (Lee y Kader, 2000). Las fresas son aceptables con una acidez titulable de 0.8% como máximo (Mitcham et al., 2002).

2.22 Determinación de clorofila

(Unidades SPAD). Los valores SPAD se basan en el principio que parte de la luz que llega a la hoja es absorbida por la clorofila y el resto que se refleja entra en contacto

con la celda detectora del SPAD y es convertida en una señal eléctrica. La cantidad de luz captada por la celda es inversamente proporcional a la cantidad de luz utilizada por la clorofila, la señal es procesada, y la absorbancia es cuantificada en valores dimensionales que van de 0 a 199, por lo que las unidades SPAD serán siempre las mismas de acuerdo con el tono verde de las hojas (Krugh et al., 1994).

El contenido de clorofila y la absorción de nitrógeno se han correlacionado con las unidades SPAD en diversas condiciones ambientales de intensidad lumínica, temperatura, humedad, humedad relativa, plagas, densidad de población, fuente de nitrógeno, entre otros (Hiderman et al., 1992; Piekielek y Fox, 1992).

3 Justificación

En el año 2015 en México la industria del tequila generó 353.6 mil toneladas de Bagazo de Agave al que no se le empleó adecuadamente en su totalidad. El presente estudio propone el usarlo en parte como sustrato (previa estabilización mediante el compostaje), en el cultivo hidropónico de la fresa.

Para cumplir con ello, una alternativa sería el desarrollar un programa de sustitución paulatina de siembra de la fresa del suelo tradicional, por el uso de sustrato de Bagazo de Agave solo o combinado, y así incrementar la superficie productiva y con calidad, para lo cual no se necesitan suelos con óptimas características agronómicas para la producción.

La información que se generó con esta investigación enriquecerá, el escaso conocimiento existente sobre el uso del Bagazo de Agave como sustrato en el cultivo hidropónico de la fresa en México y las adecuaciones que se deben de hacer para el uso del mismo.

4 Hipótesis

El uso de Bagazo de Agave compostado como sustrato en un sistema hidropónico, permite producir fresa, de igual calidad a la que se producen tanto en cultivo tradicional en suelo acolchado, como la que se produce en hidroponía con Fibra de Coco como sustrato.

5 Objetivos

5.1 Objetivo general

Evaluar el efecto del uso del Bagazo de Agave compostado como sustrato, sobre la producción y calidad de fresa cultivada en contenedor horizontal de bolsa de polietileno y en contenedor vertical de tubo de PVC, bajo sistema hidropónico en macrotúnel.

5.2 Objetivos específicos

1.- Valorar el grado de madurez de la composta de Bagazo de agave y determinar las características físicas y químicas de la misma, así como de la Fibra de Coco y del suelo.

2.- Evaluar las variables agronómicas y de producción en diferentes etapas fenológicas del cultivo y determinar la calidad de la producción de fresa en los diferentes tratamientos.

3.- Evaluar la factibilidad y las ventajas del sistema de producción en contenedor horizontal de bolsa de polietileno, el de contenedor vertical de PVC y el sistema tradicional en suelo con acolchado plástico.

6 Materiales y métodos

El Bagazo de agave utilizado para esta investigación fue proporcionado por la empresa tequilera Cascahuin, ubicada en el poblado El Arenal Jalisco que utiliza un proceso de cocimiento de “piñas” en un horno de mampostería.

6.1 Proceso de compostaje

El proceso de compostaje (Figura 9) se desarrolló en los patios del CUCBA (Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias). Para esto se puso en fermentación una pila con 3.8 toneladas de Bagazo de Agave en base húmeda sobre una lámina de plástico negro para evitar la contaminación con el suelo. Para el compostaje al Bagazo de Agave se le ajusto la relación C: N 25:1, añadiendo 45 kg. de sulfato de amonio grado fertilizante $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$. De manera cotidiana durante 150 días se midió la temperatura de la pila colocando en diferentes posiciones 4 termómetros de caratula de 13 cm de diámetro con varilla de 60 cm de largo. El promedio de las cuatro temperaturas se registró así como la temperatura de ese día, para graficar al final el promedio los cambios de temperatura con relación al tiempo transcurrido. Los datos de temperatura ambiental promedio diaria fueron proporcionados por el Instituto de Astronomía y Meteorología de la Universidad de Guadalajara. El contenido de las pilas se removió cada dos semanas para facilitar la aireación, aprovechando la ocasión para añadir agua de la llave las veces que fuera necesario para conservar la humedad del material en un rango entre 40 y 65% Rynk (1992).



Figura 9. Compostaje de Bagazo de Agave

En la última semana (21) del compostaje se tomaron muestras del Bagazo para análisis de humedad, o materia seca, carbono orgánico total, cenizas, pH, conductividad eléctrica, así como para pruebas de madurez y estabilidad (Solvita, brote y vigor).

6.2 Pruebas de campo

La composta de Bagazo de Agave fue probada como sustrato para el cultivo de fresa, en una plantación comercial con estructuras tipo macrotunel (Empresa Agrícola los Cerritos) implementada con alta tecnología bajo un sistema de riego por goteo. El predio estaba localizado en el llamado Cerro Grande en Tapalpa Jalisco, a 1950 msnm y una temperatura promedio de 25.4 °C, en los meses julio-diciembre de 2015. En una primera prueba de campo se manejó un diseño experimental completamente al azar, con tres tratamientos [T₁, Suelo (textura migajón arcillo arenoso) T₂, bolsas con sustrato de Bagazo de Agave (1 x 0.18 x 0.12 m con 6 kg de peso, T₃, bolsas con sustrato de Fibra de Coco 50% fibra y 50% polvillo (1 x 0.18 x 0.12 m) con, 4 kg de peso] y 12 repeticiones por tratamiento. La unidad experimental fue un espacio de 3 metros de longitud (6 bolsas a doble hilera con 18 plántulas de fresa). Los tratamientos T₂ y T₃ (72 bolsas de 1 m de longitud y 21 litros de volumen) (Figura 10) se colocaron sobre surcos acolchados con un plástico blanco pasando por entre las bolsas una cintilla de riego calibre 8000, con goteros cada 30 cm donde estaban colocadas las plántulas para un gasto de 1 L h⁻¹ al momento del riego. Las bolsas con la Fibra de Coco se lavaron con agua corriente hasta alcanzar una conductividad de 0.8 dS m⁻¹. Las bolsas fueron perforadas en la parte inferior para facilitar el drenado de la solución nutritiva de riego. Para facilitar la toma de datos y evitar la intromisión del personal del rancho, se delimitó el área del experimento con cintilla amarilla marcando cada tratamiento y repetición con tablillas de madera (Figura 11). Una vez probado el sistema de riego se procedió al trasplante de plántulas de fresa (*Fragaria x ananassa*) variedad “El dorado” de generaciones F1, F2, F3. Durante los primeros 8 días se regó sólo con agua para luego aplicar la solución nutritiva junto con Radix 3000 como enraizador. La solución nutritiva se preparó con fertilizantes químicos comerciales (MKP=2kg ha⁻¹, grado 0-52-34), MAP=1kg ha⁻¹, grado 8-24-0), Zinc=0.2Kg ha⁻¹, Fulvi=0.2kg ha⁻¹, Mg=0.1kg ha⁻¹, con aplicación cada tercer día por 30 minutos por la mañana, más la formula (NKS=4kg ha⁻¹, grado 12-0-45), (Ca(NO₃)₂)=3kg ha⁻¹, grado 15.5-0-

0+19%), ácido bórico =0.150kg ha⁻¹, mas Fulvi = 0.2kg ha⁻¹, cada tercer día. La evaluación del comportamiento de los sustratos en el cultivo de la fresa se realizó a los 60, 79, 88, 107 y 125 días después del trasplante. Se cuantificó el número de hojas, flores, gramos de fresas y el contenido de clorofila (Unidades SPAD). Al final de la evaluación se cortaron las plántulas para cuantificar la biomasa aérea en base húmeda y seca por cada tratamiento.

A las fresas cosechadas y conservadas en refrigeración a 5°C durante 3 días después de la recolección se les determinó contenido de solidos solubles totales (grados Brix), pH, firmeza, acidez titulable y vida de anaquel en los laboratorios de fitopatología y fruticultura del CUCBA.



Figura 10. Bolsa plástica calibre 500, bicolor blanco–negro, con protección U.V.



Figura 11. Plantación comercial con estructuras tipo macrotunel.

Una segunda prueba de campo se realizó en 10 tubos de PVC de 2 m de alto y 15.2 cm de diámetro colocados en forma vertical para soportar el crecimiento de 24 plántulas de fresa por tubo en orificios de 9 cm, 5 tubos se rellenaron con sustrato de Bagazo de Agave y 5 con Fibra de Coco (50% fibra y 50% polvillo). La base de 25 cm de los tubos se rellenó con tezontle para darles estabilidad y facilitar el drenado del excedente de solución nutritiva que se suministró con dosificador individual a cada plántula a través de una bomba programada para regar durante 5 minutos (Figura 12). Después de 60 días del trasplante se evaluó el desarrollo de las plántulas mediante el monitoreo de número de hojas y flores, así como el peso de las fresas.



Figura 12. Cultivo de fresas en tubo vertical de PVC.

6.3 Análisis fisicoquímico

La humedad o materia seca de la Fibra de Coco y de la composta se determinó al secar una muestra durante 24 horas a 105°C. Para el análisis de cenizas, la muestra se puso a la mufla a 550 °C por dos horas. El material volátil se consideró MO (AOAC, 1984). El pH y la conductividad eléctrica (CE) se determinaron en extractos de agua; la relación peso/volumen fue de 1:5 (CWMI 1976). El pH y la conductividad se midieron con un potenciómetro y conductímetro integrado marca Conductronic modelo PC 18. El carbono orgánico total (COT) se calculó mediante la siguiente ecuación (Golueke, 1977): % COT =

(100-cenizas)/1.8. El contenido de N para calcular la relación C: N del Bagazo para adición de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ fue tomado de Flores et al., (2009).

6.4 Prueba de Solvita

La madurez de la composta de Bagazo de Agave, después de 150 días se evaluó mediante la prueba de Solvita, (Wood End Research Laboratories, Inc.) la cual es un procedimiento nuevo y sencillo en el cual se determinan el índice de madurez de una composta basándose en la medición simultánea del amoníaco y el dióxido de carbono eliminado durante la respiración, de acuerdo a una escala de color de 1-5 para el amoníaco (NH_3) (1 para inestables y 5 para maduras) y del 1al 8 para el CO_2 (1 es para compostas inestables y 8 para maduras) que contienen un gel indicador para la realización de la prueba, se colocó una muestra de la composta en el recipiente hasta la línea indicada de “lleno”, se insertan las 2 paletas y se cerró el recipiente. Este se dejó reposar a temperatura ambiente por 4 horas, pasado el tiempo, se compararon los colores de ambas paletas en la escala de colores del amoníaco y del CO_2 y así correlacionar el grado de madurez de la composta. (Figura 13).



Figura 13. Elemento comercial para determinar la madurez de composta (Prueba de Solvita).

6.5 Pruebas biológicas

6.5.1 Brote y vigor relativo de plantas de pepino

Al final del periodo de compostaje, al Bagazo de Agave se le realizó un estudio de brote y vigor relativo, mediante el método propuesto por Test Methods for the Examination of Compost and Composting [TMECC, (2001, método 05.05-A)]. Para esto se utilizaron 2 charolas de poliestireno de 60 cavidades. En una charola se llenaron tres hileras adyacentes con el sustrato de Bagazo de Agave al 100%, una hilera de vermiculita como testigo negativo, y dos hileras de turba como testigo positivo. En la otra charola se repitió el mismo procedimiento variando solamente la proporción del sustrato de Bagazo de Agave de 100 al 50% y el otro 50 % fue de vermiculita (Figura 14). Se sembraron 2 semillas de pepino por cada cavidad cubriéndolas con un cm del material a evaluar. Las charolas se colocaron por 14 días a temperatura ambiente, en un invernadero del Departamento de Madera Celulosa y Papel (DMCYP) de la Universidad de Guadalajara. Al final de los 14 días se evaluó el porcentaje de germinación y el vigor relativo.



Figura 14. Prueba de brote y vigor relativo de semillas de pepino.

VARIABLES EVALUADAS A LOS SUSTRATOS

6.6 Análisis granulométrico

Al final del periodo de compostaje y maduración de la pila de Bagazo, lo que ocurrió a los 150 días, se tomaron porciones de varias secciones de la pila de composta

para homogenizar la muestra y de ahí elegir 100 gramos los que se colocan en la parte superior de la tamizadora tipo Ro-tap. (Figura 15) en el DMCYP, con los tamices ordenados por tamaño (4.7, 2.0, 1.0, 0.5, 0.25, y 0.105 mm más su base). Se enciende por 10 minutos. Al término del cual se pesó el contenido de cada tamiz y el de la base del fondo y se resta la tara de cada uno de los tamices en una báscula electrónica marca TORREY con una precisión de 0.01g. Los resultados se expresaron en porcentaje de material retenido en cada uno de los tamices en base húmeda.



Figura 15. Tamizadora tipo Ro-tap, con 6 tamices más base.

6.7 Características hidrológicas

A las muestras de composta se les determinaron algunas características hidrológicas como: Densidad Aparente (DA), Densidad Real (DR), Espacio Poroso Total (EPT), Agua Fácilmente Asimilable (AFA), Agua de Reserva (AR), Agua Difícilmente Asimilable (ADA), Capacidad de Aireación (CA) y Materiales Sólidos (MS). La (DA) se evaluó determinando materia seca a 105°C contenida en un volumen conocido y la (DR) fue estimada a partir de las cenizas. El espacio poroso total se calculó en función de los dos parámetros antes señalados según la fórmula: $EPT = [(1-DA_{seca})/DR] \times 100\%$. Los otros parámetros AFA, AR, ADA, CA y MS se obtuvieron a partir de curvas de liberación de

agua construidas con los resultados obtenidos por medio de un tensiómetro tipo De Boodt et al., (1974 y 1975) basado en el principio de vasos comunicantes.

6.7.1 Determinación de la densidad aparente y espacio poroso total (De Boodt et al., 1974a y 1974b).

Para la determinación de la densidad aparente y la densidad real de la estopa de coco y el sustrato de Bagazo de Agave se procedió de la siguiente manera:

1. Se utilizaron 10 juegos de aros de acero de 7.7 cm de diámetro interior con una altura de 3 cm el aro superior y de 4 cm de altura el aro inferior. Se pesó el aro inferior junto con la bandeja (A g). Se calculó el volumen de los aros inferiores (Figura 16).

2. Se cubrió el fondo del aro inferior con un trozo de tela fijándolo con una liga para luego superponer un segundo aro fijándolo al primero con cinta adhesiva. Se llenó el conjunto de dos aros con la muestra de sustrato sin compactar.

3. Se colocaron los aros en la cubeta de saturación. Se llenó hasta 5 cm la cubeta con agua destilada, esperando a que la muestra absorbiera el agua y apareciera mojada en la superficie de la muestra. Se terminó de llenar la cubeta con agua hasta que el nivel llegara a 1 cm por debajo del borde del aro. El llenado se hizo despacio, evitando salpicar, la muestra. Se tapó la cubeta y se dejó reposar 24 horas.

4. Una vez alcanzada la saturación se colocaron los aros con las muestras sobre el tanque de arena de 10 cm de alto, ejerciendo una ligera presión para asegurar un buen contacto en la base. Lo que indica que las muestras están sometidas a una succión de 10 cm de columna de agua. Se tapó la bandeja y se dejó reposar por 48 horas hasta alcanzar el equilibrio.

5. Se sacaron los aros del tanque de arena. Removiendo la cinta adhesiva y levantando lentamente el aro superior. El sustrato que sobresale del aro inferior se retiró con un cuchillo.

6. El aro con la muestra se colocó en una base de aluminio quitando la tela y la liga. Se pesó el aro con la muestra y la bandeja (B g) metiéndolo después en una estufa a 105 °C, hasta peso constante por 24 horas.

7. Se pesó la muestra seca (C g). Se calculó la densidad aparente y el espacio poroso total según las siguientes formulas:

$$DA \text{ (seca)} = \text{masa seca} / \text{volumen (g.cm}^{-3}\text{)}.$$

$$DA \text{ (húmeda)} = \text{masa húmeda} / \text{volumen (g.cm}^{-3}\text{)}.$$

En los materiales orgánicos la densidad real depende del grado de descomposición del material y puede variar de 1.3 a 1.9 g cm⁻³.

El espacio poroso total (EPT) se calculó en función de las densidades real y aparente según la fórmula:

$$EPT = (1 - Da \text{ seca} / DR) 100$$



Figura 16. Aros metálicos para determinar la densidad de los sustratos.

6.7.2 Método de obtención de la curva de liberación o tensión de agua

1.- Se tomó una muestra homogénea y representativa del material con 50-60 % de humedad.

2.- Se llenó de agua destilada la parte inferior de los embudos, con ayuda de una bomba de vacío. Luego se pesó el embudo de agua lleno con una cubierta de “parafilm”.

3.- Se llenó el embudo con la muestra hasta la señal de 2-3 cm y se pesó (Tara + muestra=B).

4.- Se llenó la columna de succión de la batería de embudos con agua destilada y se colocaron en la estructura metálica. Se saturó la muestra con agua destilada y se dejó reposar por 24 horas. (Figura 17).



Figura 17. Batería de embudos para determinar la curva de liberación o tensión de agua de sustratos.

5.- Una vez saturada se colocó la llave de dos vías del embudo en posición, abierta y se aplicó una succión de 10 cm, abriendo la llave correspondiente de la columna.

6.- Se mantuvo la succión durante 12 horas. Una vez alcanzado el equilibrio se colocó la llave de dos vías en la posición cerrada. Se desconectó el embudo del sistema y se pesó (Tara + muestra a succión de 10 cm).

7.- El mismo embudo se conectó de nuevo al sistema y se volvió a llenar la columna de agua. Se aplicó una succión de 50 cm y se conectó la llave en posición abierta. Se repitió el mismo procedimiento pero esta vez para una succión de 100 cm.

6.8 Variables del experimento en campo

En la cosecha, se cuantificó el rendimiento total (g), el número de hojas, el número de flores y frutos, lecturas SPAD de las hojas, peso seco de la parte aérea de la planta de fresa.

Rendimiento del fruto (g)

El rendimiento del fruto se determinó con el peso de los frutos maduros (nivel 4-5) con cáliz de 1.5 cm a los 60, 79, 88, 107 y 125 días después de trasplante, con una balanza analítica, marca TOR-REY de cada una de las 12 repeticiones de los 3 tratamientos.

6.9 Calidad interna de frutos de fresa

La evaluación de la calidad interna de frutos se basó en el análisis de sólidos solubles totales o grados Brix, pH, firmeza, acidez titulable y vida de anaquel. Para esto se seleccionaron 5 fresas de cada repetición por tratamiento del cuarto corte (107 días después de trasplante), con el grado de madurez en el nivel 4-5 y después de 5 días en refrigeración a 5°C.

Sólidos Solubles Totales (grados Brix)

De las 5 fresas recolectadas por repetición se seleccionaron 2 y a cada una de ellas se les determinaron los grados Brix tomando el promedio de las dos fresas para el análisis estadístico (4 datos por tratamiento). Para el análisis a cada fresa se le cortó una porción de la punta con una navaja y se oprimió con la mano con el fin de extraer una gota de jugo, que se colocó en el lente del refractómetro observando un valor en la escala del equipo. El valor obtenido se registró una vez corregido de acuerdo a la temperatura ambiente (García, 2009). (Figura 18).



Figura 18. Refractómetro portátil para determinar grados Brix (Sólidos Solubles Totales).

6.10 La firmeza del fruto

De las 5 fresas recolectadas por repetición se seleccionaron 2 y a cada una de ellas se les determinó su firmeza con un penetrómetro marca (John Chatillon Sons, INC.U.S.A), con el punzón de 6 mm de diámetro, tomando el promedio de las dos fresas para el análisis estadístico (Figura 19). Se tomó la fruta con firmeza colocando la cabeza del puntal, al cual se le aplica una presión constante hasta la mitad del mismo. Se repitió el procedimiento en la parte opuesta del fruto. Es esencial que se aplique una presión lenta y constante, pues los movimientos bruscos y desiguales pueden arrojar resultados poco confiables, se extrajo el puntal y se anotó la lectura de la caratula del penetrómetro.



Figura 19. Penetrómetro para determinar firmeza de fresa con el punzón de 6 mm.

6.11 pH del jugo de fresa

Para la determinación del pH del jugo de fresas se procedió de la siguiente manera: las fresas de cada tratamiento con sus respectivas repeticiones (del cuarto corte) se juntaron en una bolsa de plástico de donde se tomaron 9 fresas para la extracción del jugo en un mortero. Una vez que el jugo se pasó por un colador, se tomaron 6 g y se diluyeron con 50 ml de agua destilada en un vaso de precipitados de 100 ml. Se introdujo el electrodo del potenciómetro CONDUCTRONIC PC-45 el cual se encendió 10 minutos previos a la toma de la lectura para su calibración (la determinación del pH se hizo por triplicado). (Nunes et al., 2002, García, 2009).

La acidez titulable

Para la determinación de acidez titulable se procedió de la siguiente manera: del mismo jugo de fresas que sirvió para la determinación del pH se tomaron 6 g y se diluyeron en 50 ml de agua destilada para luego titular la solución con NaOH al 0.1 N hasta un cambio de color a pH 8. El cálculo en base al % de ácido cítrico contenido en el fruto se realizó de acuerdo a la siguiente formula: (García, 2009).

% de ácido cítrico = (ml de NaOH) (0.1) (factor 6.4)/g de la muestra)

Vida de anaquel

La vida de anaquel se determinó con la evaluación del porcentaje de hongos, de 5 fresas con el mismo grado de madurez y tamaño de cada una de las 12 repeticiones por tratamiento después de haber sido expuestas a temperatura ambiente durante 8 días. Las muestras se colocaron en recipientes de plástico transparente para su adecuada evaluación.

6.12 Contenido de clorofila en hojas de la planta de fresa

Se realizaron determinaciones de clorofila en la cuarta evaluación utilizando un medidor de clorofila SPAD 502 ATAGO (Figura 20). Se muestrearon 2 plantas por repetición de las cuales se eligieron 2 hojas opuestas sin daños aparentes por planta, para la determinación de la unidades SPAD. Se tomó el promedio (4 por tratamiento) para su análisis estadístico.



Figura 20. Aparato para determinar lecturas SPAD

Masa seca de la parte aérea de la planta de fresa

Al término de la fase de producción de los contenedores tipo bolis, se cortó toda la parte aérea de la plántula de los 3 tratamientos, se empacó y rotuló en bolsas de plástico y se pesó en húmedo con una báscula electrónica TOR-REY. Luego se transportaron al CUCBA para el secado al sol por 30 días bajo condiciones de invernadero, y proceder al pesaje de las mismas (peso seco), con una báscula electrónica marca TOR-Rey.

6.13 Análisis Estadístico

Los datos obtenidos se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y a una prueba comparación de medias de Tukey en un diseño completamente aleatorio, con un nivel de significancia de ($P \leq 0.05$) en el programa estadístico SIGMA PLOT, tanto para determinar las diferencias significativas para los parámetros físicos, químicos y fisicoquímicos de la composta, como para determinar las diferencias significativas de calidad de la fresa.

7 Resultados y discusión

7.1 Compostaje del Bagazo de Agave

El proceso de compostaje para este experimento se definió a los 150 días, de aquí la necesidad de haber añadido una fuente de nitrógeno, sulfato de amonio $(\text{NH}_4)_2 \text{SO}_4$ al inicio del compostaje para establecer una relación C: N de 25:1, valor recomendado para favorecer una buena biodegradación (25:1 a 30: 1) (Rynk, 1992; Wilson, 1989). Valores bajos conducen a tener un exceso de nitrógeno disponible y mayores pérdidas en forma de amoniaco, dentro de los gases que se desprenden en el proceso de compostaje, en cambio valores altos dilatan la biodegradación de residuos ricos en carbono (Tiquia y Tam, 2000; Pagans et al., 2006).

7.2 Evolución de la temperatura de la composta

Las temperaturas que se generaron dentro de la pila de compostaje dan una idea de la intensidad de la biodegradación por la actividad microbiana, así como la madurez de la materia orgánica (Charnay, 2005). La Figura 21, muestra la evolución de la temperatura de acuerdo con la tendencia esperada Ross et al., (2006), esto es, un incremento debido a la hidrólisis rápida de la materia orgánica disponible por los microorganismos presentes en las pila de compostaje; en esta Figura también se ilustran los días en que se movió la pila para facilitar la aireación y la adición de agua según fue necesario (baja de temperatura). Se aprecia que la temperatura máxima fue de 69°C en la semana 9 del compostaje y durante el resto del proceso, la temperatura no rebasó este valor. Esto coincide con Bertrand et al., (2004), quienes expresan que en el compostaje de residuos agroindustriales no es raro alcanzar estas temperaturas, también que en el compostaje de residuos de viñedos con lodos de una planta de tratamiento de aguas residuales, lograron temperaturas de 74°C a los 54 días. Iñiguez et al., (2006) en el compostaje de biosólidos con Bagazo de Agave alcanzaron temperaturas de 65°C en los primeros 18 días.

Aunque las temperaturas mesofílicas (10-40°C) facilitan también un efectivo compostaje; la mayoría de los expertos sugiere mantener la temperatura entre 44 y 65°C (Rynk, 1992). En términos generales, con excepción de algunos puntos, sobre todo cuando se movieron las pilas para facilitar la aireación, el proceso de compostaje con el Bagazo se

realizó en el rango de temperatura recomendado por los expertos. Cada vez que se removió la pila de compostaje fue necesaria la adición suficiente de agua para conservar el contenido de humedad, entre el 40 y el 65%, rango recomendado para lograr una biodegradación más rápida (Rynk, 1992). De acuerdo con la Organización Mundial de Salud (WHO, 2006), se menciona, además, que se logra el saneamiento de algún material fecal en el compostaje si se mantiene la temperatura por arriba de los 50°C por lo menos, durante una semana (EFSA, 2007). A los 150 días de compostaje se dio por terminado el proceso, al bajar y estabilizarse la temperatura entre los 30-36°C de la pila de Bagazo. Al final de este tiempo el producto del compostaje presentó olor similar a tierra de jardinería con un color café rojizo.

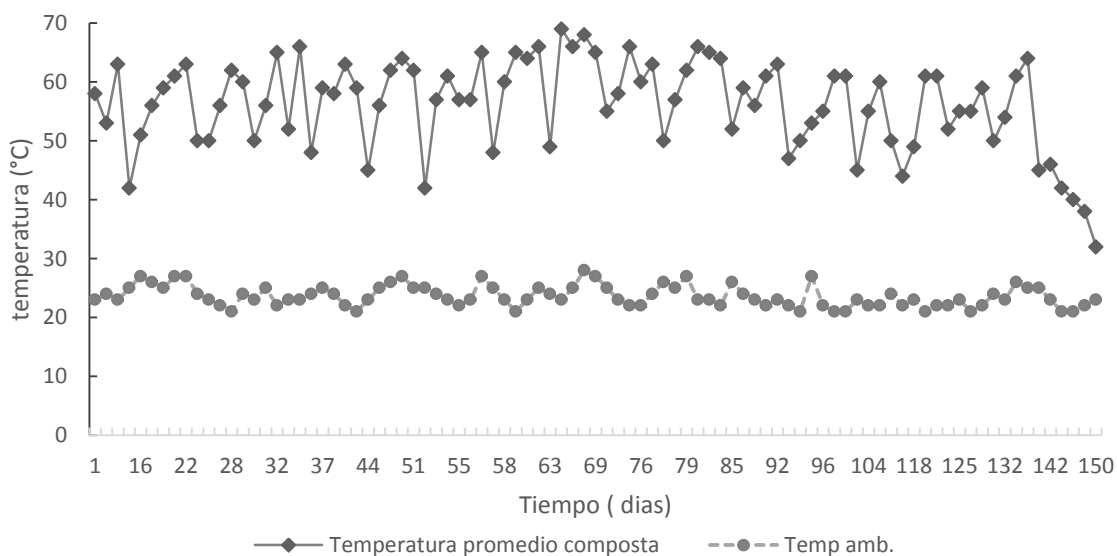


Figura 21. Evolución de las temperaturas de la pila de composta de Bagazo de Agave.

pH, en la pila de compostaje

Al final del compostaje el valor de pH fue de 7.1. La formación microbiológica de ácidos y la descomposición de éstos, depende del nivel de oxígeno y la temperatura. A mayores concentraciones de oxígeno, menores concentraciones de ácidos con un aumento

más rápido de pH (Beck-Friis et al., 2001). Además de que si no hay una adecuada aireación de la pila de composta se originan malos olores y se detiene el proceso de compostaje, disminuyendo también la temperatura. Los valores altos de pH alcanzados en la pila de compostaje coincide con lo reportado por Renalli et al., (2001), quienes indicaron que en diversos tratamientos en el riego (agua, vinazas, urea, urea y vinazas) de las pilas de composta, presumiblemente se deben al desarrollo de iones $(\text{NH}_4)\text{OH}$ de compuestos cuaternarios, y/o a la hidrólisis alcalina de sales de K y Na de los materiales de compostaje (Tomati et al., 1995). El valor de 7.1 del pH obtenido en la composta de Bagazo de Agave coincide con lo reportado por Soliva (1999), quien establece que los valores ligeramente alcalinos se explican por el carácter básico de los materiales orgánicos que han sufrido un proceso de degradación, donde el pH se eleva por efecto del desprendimiento de amoníaco proveniente de la descomposición de proteínas.

7.3 Prueba de Solvita

Para determinar la madurez de la composta con este método fue necesario auxiliarse de la Cuadro 1 para determinar el índice de madurez, y los Cuadros 2 y 3 y para la evaluación del estado de madurez del sustrato, que proporciona el equipo de Solvita. (Cuadros en el Apéndice 8).

En la prueba de madurez, el valor del gel de la paleta que fija el gas amoníaco (NH_3) que se desprende de compostas en evaluación fue de 5 (en una escala de colores de 1 al 5). El valor del gel de la paleta que fija el CO_2 fue de 7 (en una escala de 1 al 8) lo que indica en una correlación de valores de NH_3 y CO_2 de acuerdo al Cuadro 1 (Índice de madurez) que el grado de madurez alcanzó el nivel 7. (Cuadro 2). Este número indica que se tiene un sustrato con alto grado de madurez e inactividad y no se presentan restricciones para su uso.

7.4 Pruebas biológicas

7.4.1. Brote y vigor relativo de plantas de pepino

De acuerdo con la metodología de bioensayos cualitativos para la evaluación de madurez de compostas en términos de brote, se tuvieron resultados de sustrato muy

maduro, después de 150 días de fermentación. El valor del brote para el sustrato fue de 95%. Según la técnica de evaluación TMECC (2001. Método 05.05-A), brotes mayores al 90%, indican un sustrato muy maduro, valores entre el 90-80% un sustrato maduro y valores menores al 80% un sustrato inmaduro. En cuanto a los análisis de vigor relativo los resultados indicaron valores de vigor relativo superiores al 95%, lo que indica se trató de un sustrato muy maduro. Valores entre el 85 y 95% indican sustratos maduros y valores menores al 85% sustratos inmaduros. En el caso de compostas cabe mencionar que para mejorar su calidad es recomendable que permanezcan sin movimiento un tiempo extra (tiempo de maduración) para que se realicen cambios benéficos, que solo se dan a bajas temperaturas mesofílicas (Rynk, 1992). Por ello es que se dejó el sustrato hasta el día 150, después del inicio del proceso.

7.5 Análisis granulométrico

El Cuadro 5 presenta los porcentajes de material retenido a distintas aberturas de malla de los tamizadores para suelo Bagazo de Agave y Fibra de Coco. Los porcentajes en peso del sustrato de Bagazo de Agave fueron del 9% para la malla de mayor abertura (4.76 mm), mientras que para la fibra de coco el porcentaje fue del 28.8%, y para el suelo del 16.2%, al respecto, diversos autores como: Raviv et al., (1986), Bunt (1988), y Handreck y Black (1991) indican que el tamaño de las partículas de los sustratos afectan el crecimiento de la planta a través del tamaño de los poros y que la distribución del tamaño de las partículas y de los poros determinan el balance entre el contenido de agua y aire del sustrato a cualquier nivel de humedad. Así también Raviv et al., (1986) y Puusjarvi (1994), definen al mejor sustrato como aquel material de textura media a gruesa, con una distribución del tamaño de las partículas entre 0.25 y 2.5 mm, el cual retiene suficiente agua fácilmente disponible y presenta, además, un adecuado contenido de aire. Estas aseveraciones fortalecen los resultados obtenidos en el sustrato de Bagazo de Agave y el análisis del sustrato de Fibra de Coco, las cuales podrán ser usadas como sustrato para el cultivo hidropónico de fresa, pero con un manejo del fertirriego diferente al suelo tradicional porque este posee un mayor porcentaje de partículas finas, que los sustratos.

Cuadro 5. Porcentaje de material retenido en distintas aberturas de malla para suelo, Bagazo de Agave y Fibra de Coco.

Tratamiento	Abertura de malla (mm)						
	4.76	2	1	0.5	0.25	0.105	Base
Suelo	16.2 ^a	22.9	14.8	10.6	12.5	9.2	13.7
Bagazo de Agave	9.0	16.7	20.0	19.7	24.5	7.3	2.7
Fibra de Coco	28.8	27.8	17.0	10.3	10.0	4.3	1.7

^a % de material retenido

El Cuadro 6 presenta las diferencias de valores de las propiedades químicas y fisicoquímicas entre sustratos de Bagazo de Agave y de Fibra de Coco, se destaca la conductividad eléctrica de 2.72 dS m⁻¹ de la Fibra de Coco y de 1.84 dS m⁻¹ del Bagazo de Agave, cenizas de 24% para el bagazo de agave y 4.9% para la Fibra de Coco. Los Bagazos como el del Agave son residuos lignocelulosicos y como tales tienen poco contenido de nitrógeno (0.31%), que al relacionarlo con su contenido de carbono orgánico total de (55%) dio una relación alta de C: N de (177.4). De aquí la necesidad de haber añadido una fuente de nitrógeno (sulfato de amonio) al inicio del compostaje para establecer una relación C: N de 25:1 a 30:1 que son valores recomendados para favorecer una buena biodegradación (Rynk, 1992 y Wilson, 1989).

Cuadro 6. Valores de propiedades químicas y fisicoquímicas de sustratos del experimento.

Parámetros	Sustratos	
	B. Agave	F. Coco
Humedad %	49	31
Materia seca %	51	69
pH	7	6.43
Conductividad dS m ⁻¹	1.84	2.72
Cenizas %	24	4.9
Materia Orgánica %	76	95.1
Carbono Orgánico T %	55	56
Nitrógeno total %	0.31	0.16
Relación C/N	177.4	350

El Cuadro 7 muestra cómo el valor más alto de Espacio Poroso Total correspondió a una succión de columna de agua de 100 cm en el tratamiento de Fibra de coco, con un valor de 83.77% y el % agua del 16.23%. Situación que se presenta por el tamaño de partícula que es más grande en la Fibra de Coco y de menor tamaño en el Bagazo de Agave lo que puede ser aprovechado por el agricultor para diferenciar la frecuencia de riego según el sustrato utilizado. Cabrera (1996) y Abad (1995) reportan que el valor ideal del Espacio Poroso Total es del 70 al 85%. Con base a lo anterior, los valores obtenidos en los sustratos se encuentran ligeramente por debajo del intervalo ideal, para las succiones de 10 y 50 cm de columna de agua (61.84 a 66.84) de ambos sustratos.

Cuadro 7. % de agua y espacio poroso total de sustratos de Bagazo de Agave y de Fibra de Coco a tres niveles de succión (10, 50, y 100 cm) de columna de agua.

Tratamiento		
Succión de agua (cm)	% de agua	Espacio poroso total
B. Agave 10 cm	38.16	61.84b ¹
B. Agave 50 cm	34.38	65.62ab
B. Agave 100 cm	31.46	68.54ab
F. Coco 10 cm	33.16	66.84ab
F. Coco 50cm	22.01	77.99ab
F. Coco 100cm	16.23	83.77a

¹ Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

7.6 Tiempo de riego

En el experimento el punto anterior fue muy importante para así poder definir el tiempo de riego de los dos tipos de contenedor usados en donde, de acuerdo al manejo del riego en el rancho de “Agrícola los Cerritos”, no se podría manipular por ser el experimento parte de un macrotunel asociado a una línea de abastecimiento general, en el experimento de bolsas de plástico. Lo que sí se hizo posible fue el cambiar la frecuencia de riego sobre todo en el experimento con los tubos de PVC, donde se sugirió que en lugar de aplicarlo solo una vez en el día por 30 minutos que se aplicará en 6 pequeños pulsos de 5 minutos y así lograr tener a las plantas de fresa bien hidratadas y sin estrés por la

percolación de la misma, que en los sustratos se manifiesta muy distinto que en suelo tradicional, acolchado.

Pruebas de campo de plantas de fresa

La composta de Bagazo de Agave fue probada como sustrato para el cultivo de fresa en un macrotunel comercial implementado con alta tecnología bajo un sistema de hidroponía, en el municipio de Tapalpa, Jalisco. En donde se evaluó: número de hojas, lecturas SPAD, número de flores, peso fresco de frutos, por un periodo de 95 a 159 días después de trasplante.

7.7 Número de hojas

Con esta variable se determinó el crecimiento vegetal cada 15 días (Figura 22). A medida que el tiempo transcurrió, aumentó el número de hojas, en los tres tratamientos alcanzándose el máximo de 30 hojas en el suelo, a 130 días después de trasplante, por el mayor desarrollo del cultivo; por el suministro constante de agua y fertilizantes (carrasco 2000). En coincidencia, con lo reportado por Carrasco, Urrestarazu y Salas (2000), quienes indican que este incremento se debe a que existe un mayor contacto entre las raíces y la solución nutritiva, la cual favorece la absorción de agua y nutrientes.



Figura 22. Conteo de número de hojas y flores en plántula de fresa

Además, fue muy importante que solo al suelo se le aplicó una fertilización química base antes del acolchado por el manejo que tiene el rancho y que por la premura de las fechas del día del trasplante, no se pudo hacer en las repeticiones de las bolsas de plástico de los tratamientos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave.

En el Cuadro 8 se observa que en todas las fechas de toma de datos de los días después de trasplante (65, 84, 95, 110, y 130), el número de hojas fue superior en el tratamiento Suelo, con incremento sostenido conforme el desarrollo fenológico del cultivo, mientras que para los tratamientos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave no hubo diferencia significativa a 65, 110 y 130 días después de trasplante.

Cuadro 8. Número de hojas para el cultivo de fresa var. “El Dorado” desarrollada en macrotunel a diferentes días después de trasplante

Tratamiento	Número de hojas después del día indicado de trasplante				
	65	84	95	110	130
	07-oct	26 oct	05 nov	20 nov	11 dic
F. Coco	5.17b ¹	6.583c	7.50c	9.458b	9.92b
B. Agave	6.50b	12.25b	11.79b	11.50b	13.67b
Suelo	10.13a	17.00a	17.29a	26.00a	30.17a

¹ Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

La Figura 23 muestra los promedios de número de hojas en su interacción entre los tratamientos (Fibra de Coco, Bagazo de Agave y Suelo), y las fechas del conteo del número de hojas trifoliadas en el cultivo de fresa, destacando que por fecha los últimos conteos (20 nov. y 11 dic.), presentaron la mayor cantidad de hojas por encima del promedio; y por tratamientos el suelo destaca como el de mayor cantidad de hojas, seguido del Bagazo de Agave.

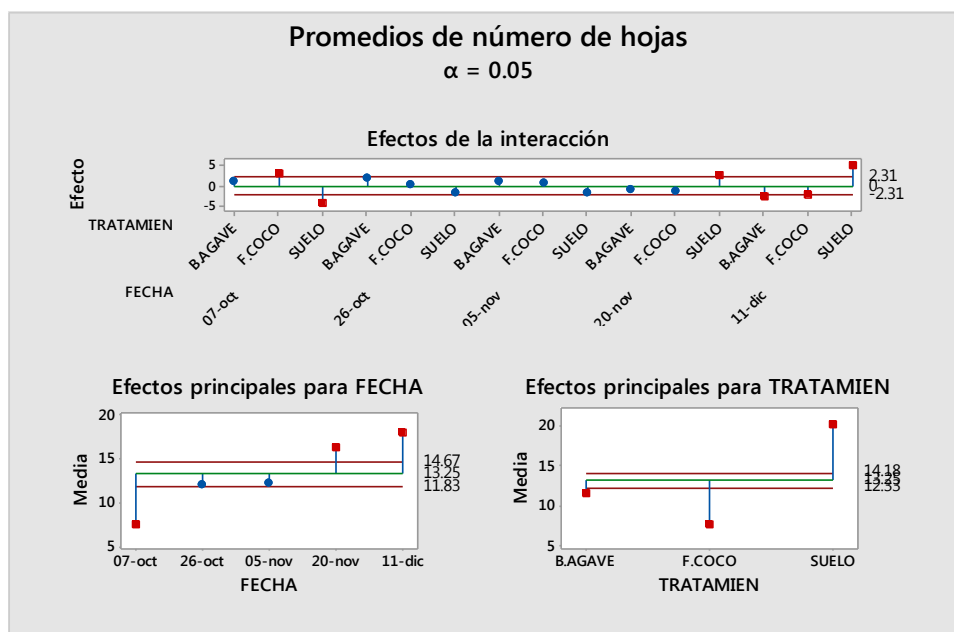


Figura 23. Interacción entre los tratamientos y las fechas de conteo del número de hojas en planta de fresa.

7.8 Número de flores

El Cuadro 9 indica que el mayor número de hojas para los sustratos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave se dio a los 95 días después de trasplante (6.25 y 8.88), mientras que en el suelo se manifestó hasta los 130 días después de trasplante, con el valor más alto de 7.96 flores planta⁻¹. Taylor (2002), indicó que además de la nutrición del cultivo y el suministro de agua, otros factores que pueden influir en el desarrollo del cultivo de fresa son la temperatura y el fotoperiodo, los cuales influyen directamente en la floración e interactúan en la regulación de los diferentes procesos fenológicos de la planta.

Cuadro 9. Número de flores para el cultivo de fresa cv. “El Dorado” desarrollada en macrotúnel a diferentes días después de trasplante.

Tratamiento	Número de flores después del día indicado de trasplante				
	65	84	95	110	130
	07 oct	26 oct	05 nov	20 nov	11 dic
F. Coco	1.67b ¹	4.88a	6.25b	3.88b	3.42b
B. Agave	3.96a	6.96a	8.88a	4.58b	5.04ab
Suelo	4.58ac	7.42a	7.21ab	7.29a	7.96 ^a

¹Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

7.9 Rendimiento acumulado

El rendimiento, medido en gramos de peso fresco de frutos presentó diferencias significativas (Figura 24) para los tratamientos, en donde se observa un mayor rendimiento para el suelo, y el menor rendimiento para la Fibra de Coco (410 g), esto pudo ser debido a la mayor CE, causada por una mayor concentración de sales. Maroto y Galarza (1988) indican que las plantas de fresa se estresan y reducen notablemente la floración, lo que disminuye la producción de fresa.

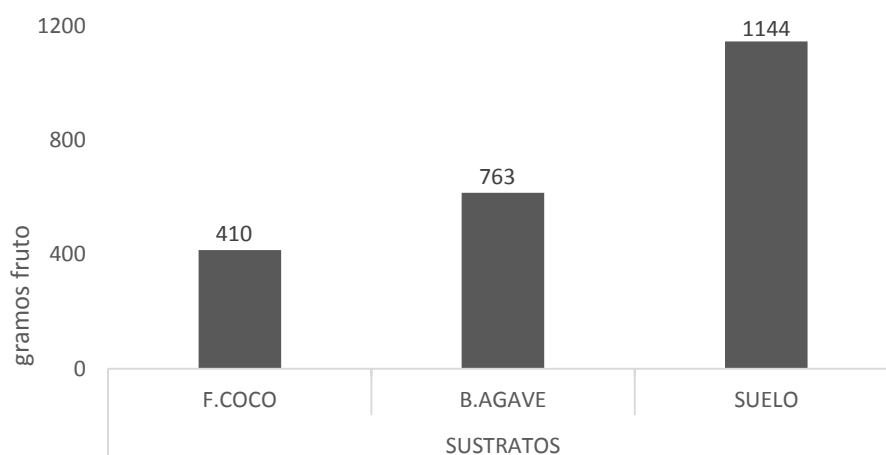


Figura 24. Peso fresco total de frutos, de los tres tratamientos.

En el Cuadro 10 se manifiesta que el peso de frutos de fresa a 110 y 130 días después del trasplante en contenedores de bolsa de plástico, tanto de Fibra de Coco como de Bagazo de Agave son iguales estadísticamente y con menores valores en comparación con el suelo.

Cuadro 10. Peso de frutos de fresa var. “El Dorado” desarrollada en macrotunel a diferentes días después de trasplante.

Tratamiento	Gramos de fresa después del día indicado de trasplante			Peso Total
	84 26 oct	110 20 nov	130 11 dic	
F. Coco	117.3b ¹	134.8b	157.9b	410
B. Agave	245.1a	209.5b	309.2b	763.8
Suelo	238.8a	316a	587.5a	1144.3

¹ Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

7.10 Lecturas SPAD

Las lecturas SPAD se modificaron por el tipo de tratamiento y la interacción de la absorción de nutrientes influenciada por el tipo de contenedor de cada uno, el Cuadro 11 indica que a 95 DDT, se presentó una disminución, en las lecturas de las plantas del tratamiento Fibra de Coco y Bagazo de Agave, debido a una baja en la concentración de clorofila, provocada por una clorosis de la planta originada por deficiencia de hierro, debido a encharcamiento de los contenedores, por un drenaje insuficiente y/o la falta de absorción del hierro por el pH elevado. Lo que originó además de poca cantidad de hojas, flores y una falta de absorción de hierro, en el tratamiento de Bagazo de Agave y el de Fibra de Coco. Este sustrato utiliza el nitrógeno y causa deficiencia del mismo, por lo cual, al no encontrarse en cantidad suficiente, se inhibe la actividad cloroplástica y la síntesis de clorofila (Urrestarazu y Salas, 2000).

A partir de esta fecha, se aplicaron quelatos de hierro al tallo de la planta (Mojado). Después de esta corrección se controló en parte la clorosis y se favoreció el desarrollo normal del cultivo.

Las lecturas SPAD se mantuvieron en los mismos valores conforme avanzó el cultivo en sus diferentes fases fenológicas, siendo consistentes en los tres tratamientos, esto está de acuerdo a lo mencionado por Moor et al., (2004).

Cuadro 11. Lecturas SPAD de plántula de fresa var. "El Dorado" a 95 días después de trasplante.

Tratamiento	Lectura
Suelo	49.58a ¹
Fibra de Coco	37.54b
Bagazo de Agave	45a
Tubo de PVC con Fibra de Coco	46.9a
Tubo de PVC con Bagazo de agave	41.77a

¹Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

Calidad poscosecha

7.11 pH del fruto

El pH de los frutos osciló de 2.4 a 3.0 y no existió efecto del tratamiento en el sistema de producción; este se encontró en el valor aceptable y coincide con lo señalado por Chandler et al., (2003), quienes expresan que en reportes de poscosecha, la mayoría de las veces no se modifican el pH y la acidez titulable por efecto de la fuente de nutrientes. Aunque en este trabajo no hubo variación en la fuente de nutrimentos, sí se presentó menor absorción de los mismos en los tratamientos de sustrato, por la deficiencia de hierro debida al pH elevado del Bagazo de Agave.

7.12 Acidez titulable

El porcentaje de ácido cítrico se tomó en una sola fecha su evaluación, lo que contrasta con lo indicado por Hakala et al., (2002), quienes indican que el valor pudo ser influenciado por la fecha de su cosecha. Los valores obtenidos variaron de 0.44 a 0.65% de ácido cítrico (Cuadro 12), que están dentro del intervalo aceptable, de acuerdo con lo reportado por Pérez de Camacaro et al., (2005). Manifestándose una mayor proporción de ácido cítrico en el tratamiento de Fibra de Coco, obtenido por titulación aplicando la fórmula:

$\% \text{ ácido cítrico} = (\text{Gasto de NaOH}) (\text{Normalidad Hidróxido}) (\text{Factor } 6.4) / (\text{g de muestra}).$

Con (0.1 N del NaOH) y 6 gramos de muestra de jugo de fresa, la formula queda:

$$\% \text{ ácido cítrico} = (\text{Gasto de NaOH}) (0.1) (6.4)/6$$

Cuadro 12. Porcentaje de ácido cítrico de jugo de fresa obtenido

Tratamiento	% de ácido cítrico (promedio)
Suelo	0.44
Fibra de Coco	0.65
Bagazo de Agave	0.53

7.13 Grados Brix (SST)

Los valores obtenidos de fresas cosechadas en este experimento se encontraron dentro del intervalo de las recomendaciones de calidad poscosecha señalados por Roudeillac y Trajkovsky (2004): (7 grados Brix como mínimo y 12 grados Brix como máximo), y no existió diferencia significativa por efecto de los tratamientos. En la interacción entre las fechas de muestreo y los tratamientos (Figura 25), se indica que la media de grados Brix en la primera fecha de muestreo es superior a la última fecha y que por efecto de los tratamientos la Fibra de Coco estuvo por debajo de la media.

Montero et al., (1996), mencionan que el mayor contenido de SST en frutos, les confiere una mayor calidad.

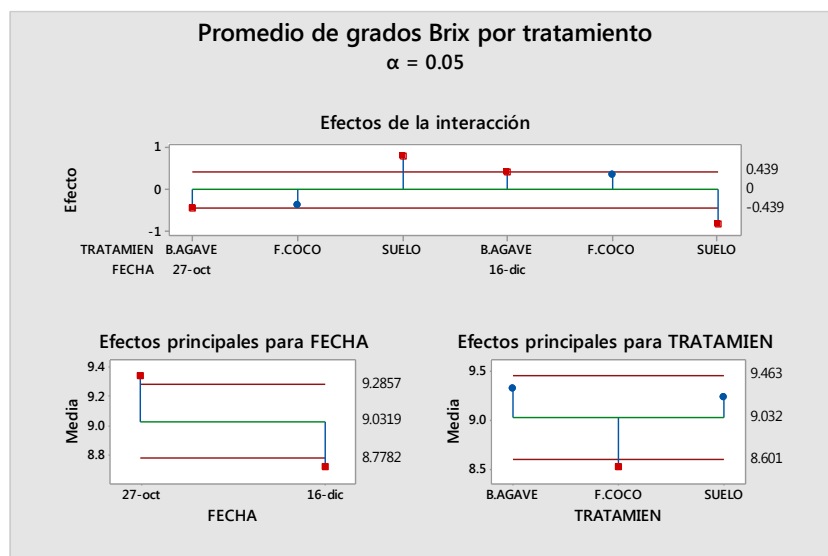


Figura 25. Promedio de Grados Brix de los frutos de fresa en (Suelo, Fibra de Coco y Bagazo de Agave).

7.14 Vida de anaquel

Se manifestó una mayor vida de anaquel en los tratamientos de sustrato tanto de Fibra de Coco como de Bagazo de Agave, debido a la menor proporción de hongos en las fresas, lo que no favoreció a los frutos cosechados en el suelo por la cantidad de hongos que tiene el terreno con vocación anterior de siembra de papa en toda la región.

La Figura 26 muestra la interacción entre el porcentaje de hongos en fresa por efectos de 3 fechas de muestreo y los tratamientos; destacando que por efecto de fechas la del 17 de diciembre tuvo valores por encima de la media y por efecto de los tratamientos el suelo mostró esa misma tendencia.

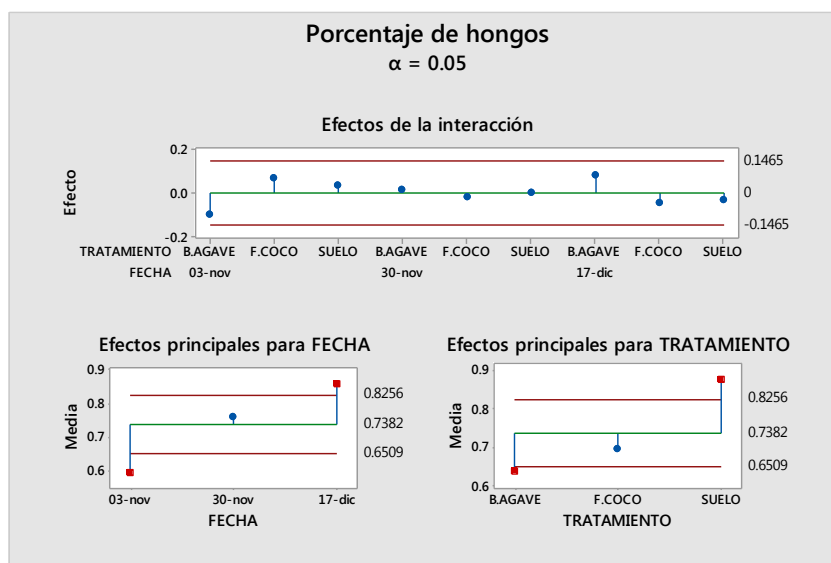


Figura. 26. Porcentaje de hongos en frutos de fresa.

En el Cuadro 13 es clara la tendencia del porcentaje de hongos superior en el suelo en las tres fechas de evaluación, lo que originó menor vida de anaquel de la fresa producida en el suelo.

Cuadro 13. Porcentaje de infección de hongos de frutos de fresa, en tres fechas de muestreo para determinar la vida de anaquel.

Tratamiento	Fechas de muestreo		
	17-dic	03-nov	30-nov
Suelo	0.96	0.77	0.9
B. Agave	0.84	0.4	0.67
F. Coco	0.77	0.62	0.7

El Cuadro 14. Muestra que en contenedores de PVC, las variables (Peso de frutos, Número de hojas, Número de flores, Firmeza y grados Brix), son iguales estadísticamente en los dos tipos de sustrato (Fibra de Coco y de Bagazo de Agave).

Cuadro 14. Peso de frutos, Numero de hojas, Numero de flores, Firmeza y grados Brix, de plántula de fresa en tubos de PVC en distintas fechas de evaluación.

		Tubos de PVC	
Variable		Fibra de Coco	Bagazo de Agave
Peso fruto	26 oct (g)	112.83a ¹	112.5a
Peso fruto	(20 nov) (g)	78.33a	82.33a
Número de hojas	(5 nov)	4.66a	4.75a
Número de flores	(5 nov)	2.08a	2.66a
Firmeza	(24 nov)	324.16a	274.16a
Grados Brix	(26 oct)	8.74a	7.67a

¹ Letras iguales en la misma columna indican que son iguales estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

7.15 Firmeza

El Cuadro 15. Muestra que no hay diferencia estadística significativa ($P \leq 0.05$) en los tres tratamientos, ni en el tipo de contenedor (bolsa o tubo de PVC). Lo que indica que son igual de blandos los frutos y contrasta con Mitchell et al., (1996), quienes indican que frutos blandos son más susceptibles a daños durante la selección, empaque, transporte y distribución; mayor susceptibilidad al ataque de patógenos y menor vida de anaquel.

Cuadro 15. Firmeza de fresas maduras var. "El Dorado".

Tratamiento	Lectura Penetrómetro	Presión Ejercida (Kg cm ⁻²)
F. Coco	309a ¹	1.1
B. Agave	290 ^a	1.03
Suelo	333 ^a	1.18
Tubo Coco	330 ^a	1.17
Tubo Agave	275 ^a	0.97

¹ Letras iguales en la misma columna indican que son iguales estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey

7.16 Peso seco de la parte aérea de la planta de fresa

El Bagazo de Agave supera a la Fibra de Coco pero no al suelo como lo indica el Cuadro 16 en el peso seco de las hojas que fueron de mayor peso y volumen en el suelo. El análisis de varianza mostró diferencias significativas atribuidas al tratamiento. A medida que el tiempo transcurrió, aumentó el número de hojas y por ello el peso fresco y seco de la parte aérea de las plantas de fresa. Lo que coincide con el estudio de Carrasco (2000). Es de notar que el tratamiento suelo mostró los valores más altos de peso seco por un mayor desarrollo del cultivo por el suministro constante de nutrientes y de agua y una fertilización previa que se aplicó al suelo y no a los otros tratamientos.

Cuadro 16. Biomasa de la parte aérea de la planta de fresa

Tratamiento	Gramos (promedio)	
	Peso fresco	Peso seco
Suelo	5137a ¹	1195a
Bagazo de Agave	1188b	297b
Fibra de Coco	0.799b	188c

¹Letras distintas en la misma columna indican que son diferentes estadísticamente ($p \leq 0.05$) según prueba de Tukey.

7.17 Costo del sustrato de Bagazo de Agave

Según el Cuadro 17, el Kilogramo de sustrato de Bagazo de Agave costó \$1.34, comparado con los costos comerciales de Fibra de Coco \$ 6.00 Kilogramo y la turba \$25.00 Kilogramo, lo que hace al Bagazo de Agave usado como sustrato, un material económico, accesible, duradero y abundante para usarlo en cultivos de hortalizas, bajo un sistema de hidroponía.

Cuadro 17. Costo del sustrato de Bagazo de Agave generado en el Experimento

Materiales	Cantidad	Costo \$
Bagazo crudo	3,800 Kg	00
Flete	1 (Arenal-CUCBA)	300
Plásticos negros 4x4	4	450
Sulfato de amonio	45 kg	150
Diésel /volteos quincenal	30 L	420
Jornal de 1 empleado	10 días de 150	1500
Costo Total	-----	2,820
Merma Bagazo 45%	1,700 kg	2,820
Sustrato neto	2,100 kg	2,820/2,100 \$ 1.34 kg.

8 Conclusiones

1.- En este estudio se demostró que con el sencillo método de compostaje aerobico del Bagazo de Agave por 150 días, previo ajuste a la relación C:N, el control de la humedad y temperatura, con volteos cada 15 días; es efectivo y económico para alcanzar la madurez necesaria para ser usado como sustrato en la producción de fresa en un sistema hidropónico en macrotunel.

2.- El uso del Bagazo de Agave presentó propiedades tanto físicas (densidad aparente, densidad real, espacio poroso total, porosidad de aireación, reserva hídrica y granulometría), como químicas (materia orgánica, conductividad eléctrica, capacidad de intercambio catiónico, relación C:N y pH), adecuadas para el cultivo de la fresa en condiciones de macrotunel. A diferencia de la Fibra de Coco que fue necesario corregir la elevada conductividad eléctrica con varios lavados de agua.

3.- En las variables agronomicas evaluadas en campo en el sistema de contenedor horizontal de polietileno hubo diferencias estadísticas significativas para el número de hojas, número de flores y frutos y la biomasa humeda y seca de la parte aérea de la fresa, al igual que el rendimiento y la clorofila. Lo cual dependió de la disponibilidad de nutrientes, que en el suelo mostró un mejor desempeño, debido a una fertilización previa dada antes del trasplante y no se aplicó a los sustratos de Fibra de Coco y de bagazo de Agave.

4.- No hubo diferencias estadísticas significativas de las mismas varibles del punto anterior para la Fibra de Coco y el sustrato de Bagazo de Agave en los contenedores verticales de PVC.

5.- En los tratamientos en contenedor de polietileno (de 1 x 0.18 x 0.12 metros), las plantas de fresa mostraron clorosis por deficiencia de hierro, por el pH alcalino, en el sustrato de Bagazo de Agave así como la elevada conductividad eléctrica de la Fibra de Coco. Factores que impidieron la absorción adecuada del Hierro.

6.- Con respecto a la firmeza de los frutos no hubo diferencias estadísticas significativas para los dos tipos de contenedor

7.- Para los sólidos solubles totales (grados Brix), si hubo diferencias estadísticas significativas para los contenedores de polietileno, pero no para los tubos de PVC.

8.- El tratamiento a base de Bagazo de Agave presentó fibras de menor diámetro que las Fibras de Coco y diferente espacio poroso total; lo que repercute en la diferenciación del tiempo de riego para cada sustrato.

9.- El costo promedio calculado en base artesanal o manual del sustrato generado a partir del Bagazo de Agave, resultó ser de \$1.34 por kilogramo en base húmeda lo que lo hace ser muy competitivo al compararlo con la Fibra de Coco que vale \$ 6.00 el kilogramo y por supuesto con la turba que tiene un costo promedio de \$ 25.00 pesos kilogramo.

10.- Además de ser viable el uso de Bagazo de Agave compostado para cultivar fresa u otras hortalizas, por lo anteriormente expuesto, se da solución en parte a un problema constante de contaminación generada por la industria del tequila; por el escaso aprovechamiento de este subproducto generado y con clara tendencia a aumentar en el futuro.

11.- El uso de Bagazo de Agave compostado es una alternativa sustentable y económica a los suelos degradados, contaminados o erosionados, que tiene México, al emplearlo como mejorador de suelos.

12.- El sustrato de Bagazo de Agave a pesar de ser un producto relativamente nuevo y con poca difusión y uso; demostró tener mejores características para la producción de fresa, que el sustrato a base de Fibra de Coco, que tiene ya mucho tiempo su empleo y consolidación.

9 Recomendaciones

1.- Hubiera sido adecuado plantear otro tratamiento (50% de Fibra de Coco y 50% de Bagazo de Agave), para enriquecer el experimento.

2.- El presente estudio partió de la premisa de usar el Bagazo de Agave, tal y como se obtiene del proceso de compostaje con la finalidad de proporcionar un plus al agricultor que usa como sustrato tal vez Fibra de Coco, pero tienen que hacerse ciertas correcciones, en la conductividad eléctrica y el pH, según el tipo de cultivo.

10. Literatura citada

- Abad, M.; Martínez, M. D.; Martínez, P. F.; y Martínez, J. 1993. Evaluación Agronómica de los Sustratos de Cultivo. *Actas de Horticultura*, 11: pp. 141-154.
- Abad, B. M. 1995. Sustratos para el Cultivo sin Suelo. En: Nuez, V. F. (Coord.). *El Cultivo del Tomate*. Ediciones. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 131-166.
- Abad, M.; Noguera, P. y Noguera, V. 1997. Crecimiento de plantas ornamentales de hoja en sustratos de cultivo a base de fibra de coco. *Actas de Horticultura*. 17.:pp. 76-81.
- Abad, B. M. y Noguera, P. 2000. Los Sustratos para los cultivos sin suelo. En: G. M. Urrestarazu. (Ed.). *Manual de Cultivos sin Suelo*. Mundi-Prensa. Almería, España. pp. 137-182.
- Abad, B. M.; Noguera, P. y Carrión, B. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo. En: G. M. Urrestarazu. (Ed.). *Tratado de cultivo sin suelo*. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 113-158.
- Abad, B. M.; Noguera, P. y Carrión, B. 2005. Sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación. En: C. Cadahia. (Ed.). *Fertirrigación Cultivos Hortícolas y Ornamentales*. Mundi-Prensa. Madrid, España. pp. 299-352.
- Abadia, J. 1992. Leaf responses to Fe deficiency: a review. *Journal. Of Plant Nutrition*. 15:
- Aguilar, B. O.; López, M. G.; Richiling, E.; Heckel, F. and Schreir, P. 2002. Tequila authenticity assessment by headspace SPMEHRGG-IMRS analysis of $^{13}C/^{12}C$ and $^{18}O/^{16}O$ ratios of ethanol. *J. Agric. Food Chem*. 50:pp. 7520-7523.
- Alcántar, G. G. y Trejo, T. L. 2007. *Nutrición de Cultivos*. Colegio de Posgraduados Mundi-Prensa. México. pp. 233-236.
- Amador, R. M. 2002. Efecto de vinazas en agave tequilero en la nutrición y su relación con problemas fitosanitarios. Tesis de Licenciatura. Departamento de Fitotecnia. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, Estado de México, México.

- Almenar, E. 2005. Envasado activo de fresas silvestres. Universidad de Valencia. Tesis Doctoral. Artes Gráficas. España.
- AMPHAC 2012. Asociación Mexicana de Horticultura Protegida A. C. Consultado el 10 de junio de 2014. (En línea). <http://www.houseofproduce.com/news/production/storyid=141>.
- Ansorena, J. 1994. Sustratos. Propiedades y Caracterización. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 172 p.
- AOAC 1984. Official Methods of Analysis 14^a. Ed Association of Official Analytical Chemists. Washington, D.C. 952. p.
- Azodanlou, R.; Darbellay, C.; Luisier, J. L.; Villetaz, J.c.; Amad, R. 2004. Changes in flavour and texture during the ripening of strawberries. European Food Research and Technology. Berlin. V.218.no 2. pp. 167-172.
- Baixauli, S. C. y Aguilar. O. J. M. 2002. Cultivo sin suelo de hortalizas. Generalitat Valenciana, Conselleria D' Agricultura, Pesca I Alimentació. España. 110 p.
- Beeson, R. C. Jr. 1996. Composted yard as a component of container substrates. Journal Environmental Horticulture. 14: pp. 115-121.
- Beck-Friis, B.; Smars S.; Jonson, H. y Kirchmann, H. 2001. SE-structures and environmental: Gaseous emissions of carbon dioxide, ammonia and nitrous oxide from organic household waste in a compost reactor under different temperature regimens. J. Agr. Eng. Res. 78. pp. 423-430.
- Benito, M. 2002. Compostaje de restos de poda; Evaluación de la madurez, estabilidad y aplicación agronómica. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos. Departamento de Edafología, Madrid España. 250 p.
- Bertran, E., Sort, X., Soliva, M. y Trillas, I. 2004. Composting winery waste: sludges and grape stalks. Biores. Technol. 95. pp. 203–208.

- Bianchi, P. G. 1986. Guía completa de cultivo de fresas. 1ª Ed. Editorial De Vecchi, España. 57 p. Branzati, E. C. 1989. La Fresa. Ediciones. Mundi-Prensa, Madrid, España. 118. p.
- Bodelon, G. O.; Blanch, M.; Sánchez, B. M. T.; Escribano, M.T. Merodio, C. 2010. The effects of high CO₂ levels on anthocyanin composition, antioxidant activity and soluble sugar content of strawberries stored at low non-freezing temperature. Food. Chem. 122: pp. 673-678.
- Branzati, E. C. La Fresa. Ediciones. Mundi-Prensa. España. 1989. 386 p.
- Brownleader, M. D.; Jackson, P.; Mobasheri, A.; Pandelides, A. T.; Sumar, S.; and Trevan. M. 1999. Molecular aspects of cell wall modifications during fruit ripening, critical. Reviews. In. Food Science and Nutrition. 39: pp. 149-164.
- Bunt, A. C. 1988. Media and mixes for Container- Grown Plants. Unwin Hyman. London. Great Britain. pp. 309 -350.
- Burés, S. 1997. Sustratos. Eds. Aerotécnicas. Madrid, España. 342. p.
- Burés, S. 1998. Introducción a los sustratos. Aspectos generales. En: Tecnología de sustratos. Aplicación a la producción viverística, ornamental, hortícola y forestal. J. Narciso Pastor S. Ed. Universitat de Lleida. pp. 19-31.
- Cabrera, R. I. 1996. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. Rev. Chapingo. Ser. Hort. 5: pp. 5-11.
- Cabrera, R. I. 2004. Aspectos a considerar en la nutrición mineral de las plantas a través del fertirriego. Memorias Seminario Internacional de Fertirriego. Bogotá, Colombia. pp. 9-15.
- Cadahía, L. C. 2005. Fertirrigación, cultivos hortícolas, frutales y ornamentales. Madrid, España. Mundi-Prensa. 681. p.
- Calderón, S. F. 2001. Los Sustratos. Colombia. [http://www.decalderónlabs.com/publicaciones/Los Sustratos.htm](http://www.decalderónlabs.com/publicaciones/Los%20Sustratos.htm). Consultado el 08 de Mayo de 2014.

- Caparros, M. 2014. El hambre. Ed. Planeta. 605. p.
- Carmona, E. y Abad, M. 2008. Aplicación del compost en viveros y semilleros. En: Moreno, J. y Moral, R. Eds. Compostaje. Ediciones Mundi-prensa, Madrid. pp. 397-424.
- Carrasco, G. A. 2000. NFT: una visión comercial. In Urrestarazu. (Ed.). Manual de cultivos sin suelo. Mundi-Prensa. Almería, España. pp. 425-442.
- Cedeño, C. M. 1995. Tequila production. Critical Reviews.in Biotechnology.15. pp.1-11.
- Claassen, V. P. y Carey. J. L. 2004. Regeneration of nitrogen fertility in disturbed soils using composts. Compost Sci. & Util 12 2: pp. 145-152.
- Cotec. 2009. Invernaderos de plástico. Fundación COTEC para la innovación tecnológica. Madrid, España. pp. 12-13.
- CRT 2015. Consejo Regulador del Tequila. Estadísticas oficiales de producción de tequila y consumo de agave del año 2015. <http://www.crt.org.mx>. Consultado el 05 de Diciembre de 2015.
- CWMI. 1976. Cornell Waste Management Institute The science and engineering of composting. Monitoring compost pH. <Http://compost.css.cornell.edu/monitor/monitorph.html>. Consultado el 17 de Julio de 2014.
- Chandler. K.; Herrington, M.; y Slade, A. 2003. Effect of harvest date on soluble solids and titrable acidity in fruit of strawberry grown in a winter, annual hill production system. Acta Hortic. 626: pp. 345-346.
- Charnay, F. 2005. Compostage des déchets urbains dans les pays en development. Elaboration de, une desmarche methodology que pour une production perenne de compost. These the doctorat, Universitte de Limoges, Francia. 277. p.
- Chen, Y. e Inbar, Y. 1993. Chemical and spectroscopical analysis of organic matter transformations during composting in relation to compost maturity. En: Science

- and Engineering of Composting: Design, Environmental, Microbiological and Utilization Aspects. Ed.: H.A.J. Hoitink y H. M. Keener. Renaissance Publications. Ohio. pp. 551-600.
- Chong, C. and Cline, R. A. 1993. Response of four ornamental shrubs to container substrate amended with two sources of raw paper mill sludge. Hort. Science. 28: pp. 807-809.
- Da Silva, R.; Vázquez, M. A.; y Soto, M. 2011. Experiencias de compostaje doméstico en los ayuntamientos de Ordes y Carballo (Galicia). En: Compostaje de residuos orgánicos y seguridad medioambiental, J. I. López, M. Navarro e C. rad (coords). Universidad de Burgos. pp. 42-52.
- De Boodt, M. y De Waele, N. 1968. Study on the physical properties of artificial soils and the growth of ornamental plants. Pedologie XVIII (3): pp. 275-300.
- De Boodt, M. y Verdonk, O. 1974 a. Method for measuring the water release curve of organic substrates. Acta. Hort. 37: pp. 2054-2062.
- De Boodt, M.; Verdonck, O. y Cappaert, I. 1974 b. Determination and study of water availability of substrates of ornamental plant growing. Acta. Hort. 35: pp. 51-58.
- De Boodt, M. 1975. Caracteres Physiques et disponibilité en eau des substrates. Annales de Gembloux. 881: pp. 59-72.
- Díaz, S. F. R. 2004. Selección de sustratos para la producción de hortalizas en invernadero. Memorias del IV Simposio Nacional de Horticultura. Invernaderos Diseño, Manejo y Producción. Torreón, Coah, México.
- Donnini, I.; De Salvi, D. T. B.; Fukumoto, F. K. Y Ribeiro, S. J. L. 2003. Biosíntese e recentes avanços na produção de celulose bacteriana. Eclética Química. Vol. 34; 4
- Douillard, C.; Guichard, E. 1990. The aroma of strawberry (*Fragaria x ananassa*): Characterization of some cultivars and influence of freezing. Journal of Science of food and Agriculture. 50: pp. 517-531.

- Durán, J. M.; Retamal, P. N. y Moratiel, Y. R. 2010. El papel del nitrógeno en agricultura: zonas vulnerables al nitrato. *Rev. Agric.* 929: pp. 388-391.
- EFSA. 2007. European Food Safety Authority. Opinion of the scientific panel on Biological Hazards on Request from the European Commission on the Safety Vis-a-vis Biological Risk of the Mesophilic Process of Biogas and Compost Treatment of Animal by Products. (ABPs).465. pp. 1-16.
- Escoto, G. T.; Vivanco, C. E. M.; Lomelí, R. M. G.; Arias, G. A. 2006. Tratamiento fermentativo –químico- mecánico del bagazo de maguey (*Agave tequilana* Weber) para su aplicación en papel hecho a mano. *Revista Mexicana de Ingeniería Química.* 5 1: pp. 23-27.
- FAO SAGARPA. 2007. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Producción de hortalizas a cielo abierto y bajo condiciones protegidas. México. 33. p.
- FAO SAGARPA. 2009. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. FAO SAGARPA. 2009. Situación de la alimentación mundial.
- Fernández, B. C.; Urdanet, N. y Silva, W. 2006. Germinación de semillas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) Cv. Rio Grande sembradas en bandejas plásticas, utilizando distintos sustratos. *Rev. Fac. Agron.* Junio. 2006. Vol. 23 2. pp. 188-196.
- Flores, R. P. A. 2009. Compostaje de dos materiales de bagazo de maguey tequilero (*Agave tequilana* Weber) y su determinación física y fisicoquímica. Tesis de Maestría en Producción y Protección Vegetal. CIDIIR-IPN, Unidad Oaxaca. México. 99 p.
- García, S. M. L. 2009. Manual de prácticas de fisiología y manejo postcosecha. CUCBA Universidad De Guadalajara. México. pp. 48-50.
- Gariglio, N. F.; Buyate, M. A.; Pillatti, González Rossia, D. E. y Acosta, M. R. 2002. Use of a germination bloassay to test compost maturity of willow (*Salix* sp.). Sawdust. *New Zealand. Crop and Horticultural. Sci.* 30. 2: pp. 135-139.

- Gentry, H. S. 1982. *Agaves of Continental North America*. The University of Arizona press. Tucson.
- Golueke, C. G. 1977. Biological Processing: Composting and Hydrolysis. En: *Handbook of solid waste management*, D. G. Wilson. (Ed.) Van Norstrand Reinhold. Nueva York. pp. 197-225.
- Hakala, M. R.; Huopalahti, T. R. y Lapvetelinen, A. 2002. Quality factors of finish strawberry. *Acta. Horticulturae*. 567: pp. 727-729.
- Hancock, J. F. 1999. *Strawberries*. CABI. Publishing's. New York, N Y. USA. 237.p.
- Handreck, K. A. y Black, N. D. 1994. *Growing Media for Ornamental Plants and Turf*. Rev. Ed. New South Wales University. Kensington, Australia. 517. p.
- Heeb, A.; Lundegardh, B.; Ericsson, T. Savage, P. G. 2005. Nitrogen from affects yield of tomatoes. *J. Food Sci. Agric*. 85: pp. 1405-1414.
- Hiderman, J.; Makino, A.; Kurita, Y.; Masa, T. y Ojima, K. 1992. Changes in the levels of chlorophyll a/b protein of PSII in senescence. *Plant Cell Physiol*. 53: pp. 1209-1214.
- Hitchon, G. M.; Hall, D. A.; Szmidt, R. A. K. 1990. Hydroponic production of glasshouse tomatoes in Sardinian Plaster-grade perlite. *Acta Horticultura*. 287: pp. 261-266.
- IMNC 2008 Instituto Mexicano de Normalización y Certificación. En [www.imnc.org.mx/catalogo de normas](http://www.imnc.org.mx/catalogo%20de%20normas). Consultado el 15 de Julio de 2014.
- Iñiguez, C. G. 1999. Experiencias en el estudio de agave en casa Cuervo S.A. de C.V. *Memorias de vinculación retos y oportunidades para el aprovechamiento del bagazo de maguey*. Edita Gilberto Iñiguez Covarrubias. 17. p.
- Iñiguez, C. G.; Díaz, T. R.; San Juan, D. R.; Ansaldo, H. J.; Rowell, M. R. 2001. Utilization of by products form the tequila industry. Part 2: potential value of agave tequilana Weber Azul leaves. *Bioresource Technology*. 77: pp. 101-108.

- Iñiguez, C. G.; Parra, J. y Velasco, P. A. 2006 a. Utilización de subproductos de la industria tequilera parte 8. Evolución de algunos constituyentes de la mezcla de agave durante compostaje. *Rev. Int. de Contaminación Ambiental*. 22: 2. pp. 82-93.
- Iñiguez, C. G.; Fuentes, T. F. J.; Lange, S. E. y Rowell, R. M. 2007. Bagazo de agave como materia prima para la fabricación de tableros aglomerados. Obtención de Materiales. José Antonio Silva Guzmán, Juan Ramos Quiltarte. Impreso en México.
- Juárez, H. M. J. 1995. Influencia de diferentes sustratos en la concentración de N, P, K en plantas de fresa (fragaria x ananassa) bajo hidroponía. *Memorias del VI Congreso de Horticultura*. Hermosillo, Sonora.
- Juárez, R.; Rodríguez, M.; Sandoval, V. y Muratalla, L. 2007. Comparación de tres sistemas de producción de fresa en invernadero. *Revista. Terra Latinoamericana*. Soc. Mexicana de la Ciencia del Suelo. México. 25. 1.
- Kader, A. A. 2002. *Postharvest Technology of Horticultural*. University of California, Davis, CA. Agriculture and Natural Resources. Publication 3529. 481 p.
- Krugh, B.; Bichham, L. y Miles, D. 1994. The solid-state chlorophyll meter, a novel instrument for rapidly and accurately determining the chlorophyll concentrations in seedling leaves. *Maize genetics cooperation. News Letter*. 68: pp. 25-27.
- Lara, H. A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra Latinoamericana*. 17: 3.
- Lee, S. K. y Kader, A. A. 2000. Preharvest and postharvest factors influencing vitamin C content of horticultural crops. pp. 207-250.
- Linerio, G. J. E. y Guzmán, A. C. 2004. Tratamiento de efluentes y aprovechamiento de residuos cap. 7. En Gschadler, M. (Ed.). *Ciencia y tecnología del tequila. Avances y perspectivas*. A.C. CIATEJ. Guadalajara, Jalisco, México. 302. p.
- Maroto, J. V. y Galarza, L. 1988. *Producción de fresa y fresones*. Mundi-Prensa. Madrid España. 119.p.

- Márquez, H. C.; Cano, R. P. y Rodríguez, D. N. 2008. Uso de sustratos orgánicos para la producción de tomate en invernadero. *Agric. Tec. México*. 34 1: pp. 69-74.
- Martínez, F.X; Burés, S. Blanca, F.; Yuste. M. P. y Valero, J. 1988. Experimental and theoretical air/water ratios of different substrate mixtures at container capacity. *Acta Hort*. 294: pp. 241- 248.
- Mendoza, D. 2010. Vermicompost y compost de residuos hortícolas como componentes de sustratos para la producción de planta ornamental y aromática, caracterización de los materiales y respuesta vegetal. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. 501 p.
- Mitcham, E. J.; Brower, J. H.; y Biasi, W. V. 2002. Effects of Ethylene and 1-MCP on the Quality and Storage Life of Strawberries. pp. 417-423.
- Mitchell, F.G.; Mitcham, E.; Thompson, J. F.; Welch, N. 1996. Handling strawberries for fresh market. Oakland, CA. Univ. Calif. Agr. Nat. Resources. Special. Publ. 2442. pp. 113-119.
- Montero, T. M.; Molla, E. M.; Esteban, R. M.; López-Andreu, F. J. 1996. Quality attributes of strawberry during ripening. *Scientia Horticulturae*, Netherlands. v.65, n.4, pp. 239-250.
- Montero, S. M.; Singh, B. K. y Taylor, R. 2006. Evaluación de seis estructuras de producción hidropónica diversificada en el trópico húmedo de Costa Rica. *Tierra Tropical*. 2. 1: pp. 27-37.
- Moor, U. K. Karp y Poldma, P. 2004. Effect of mulching and fertilization on the quality of strawberries. *Agric. Food. Sci.* 13: pp. 256-267.
- Moreno, J. 2012. In Vitro control of Fusarium wilt using agroindustrial subproduct based composts. *Journal of Plant Pathology*. 94 59-70.
- Morgan, L. 2002. Producción intensiva de fresa. *Productores de hortalizas*. 11. 8: pp. 14-17.

- NMX-FF-062-SCFI. Norma Oficial Mexicana. Diario Oficial de la Federación. México. D.F. Productos alimenticios no industrializados para consumo humano-fruta fresca-fresa (fragaria ananassa, Duch), especificaciones y método de prueba. <http://www.nmx-ff-062-scfi>. Consultado el 19 de julio de 2015.
- Nelson, P. V. 1991. Root Media. In *Greenhouse Operation and Management*. 4th edition Prentice Hall. Englewood Calif, N J, EEUU. pp. 95-114.
- Noguera, M. P. 2000. Caracterización y evaluación agronómica del residuo de fibra de coco. Un nuevo material para el cultivo en sustrato. Tesis de Doctorado en Ciencias Químicas. Universidad Politécnica de Valencia. 274. p.
- Pagans, E.; Barrera, R.; Font, X.; y Sánchez, A. 2006. Ammonia emissions from the composting organic wastes. Dependency on process temperature. *Chemosphere* 62. pp. 1534-1542.
- Pastor, S. J. N. 1999. Utilización de sustratos en viveros. *Revista Terra Latinoamericana*. Soc. Mexicana de la Ciencia del Suelo. 17.3. México. pp. 231-235.
- Penningsfeld, F. 1978. Kultursubstrate fur den gartenbau, besonders in Deutschland: ein kritischer Uberblick. *Plant and Soil*. The Hague, v.75. pp. 269-283.
- Pérez de, C.; Jiménez, A.; Terán, M.; y Calderón, L. 2005. Physical and chemical quality of strawberry fruits from three years old cultivation at high altitude. *Acta. Hort. (ISHS)* 682: pp. 763-766.
- Pérez, D.; Villar, I.; Mato de la Iglesia, S.; Armesto, I. y García, J. C. 2011. Diseño y construcción de un sistema de compostaje experimental, con capacidad de replicación, a escala de laboratorio: primeras pruebas en carga II Jornadas de la Red Española de Compostaje. Junio de 2010. Burgos. Palencia, España. pp. 321-331.
- Piekielek, W. P. y Fox, R. H. 1992. Use of a chlorophyll meter to predict nitrogen requirements for maize. *Agron. J.* 84: pp. 59-65.

- Pomares, F. y Canet, R. 2001. Residuos orgánicos utilizables en agricultura origen composición y características. En: Aplicación Agrícola de Residuos Orgánicos. J. Boixadera y M. R. Teira (Eds.). Servei de publicacions. Universitat de Lleida. pp. 1-15.
- Puusjarvi, V.; Robertson, R. A. 1975. Physical and chemical properties. In: Peat in horticulture. London. Academic Press.170 p.
- Puustjarvi, V. 1994. La turba y su manejo en la horticultura. (Eds.). Horticultura. Reus, España. 240. p.
- Ramírez, G. H. 2011. Tesis de Maestría. Sistemas de Producción de Fresa de altas densidades. Del Colegio de Posgraduados. Campus Montecillo, Texcoco, Edo. México. 68 p.
- Raviv, M.; Chen, Y.; Inbar, Y. 1986. Peat substitutes as growth media for container grown plants. En: the role of organic matter in modern agriculture (Y. Chen y Y Avnimelech, Eds). Martins Nijhoff Publishers, Dordrecht. pp. 257-287.
- Renalli, G.; Bottura, G.; Taddei, P.; Garavani, M.; Marchetti, R.; y Sorlini, C. 2001. Composting of solid and sludge residues from agricultural and food industries Bioindicators of monitoring and compost maturity. J. Environ. Sci. Health A 36: pp. 415-436.
- Resh, H. M. 1992. Cultivos Hidropónicos. Nuevas técnicas de producción. 5a edición, Ediciones. Mundi-Prensa. 509 p.
- Rodríguez, D. E. 2004. La caracterización física de los sustratos. Memorias Seminario Internacional de Fertirriego. Bogotá, Colombia. pp. 18-21.
- Rodríguez, M. R.; Alcántar, G. E. G.; Iñiguez, C. G.; Zamora, N. F.; García, L. P. M.; Ruiz, L. M. A. y Salcedo, P. E. 2010. Caracterización física y química de sustratos agrícolas a partir de bagazo de agave tequilero. Asociación Interciencia. Venezuela. Interciencia, 35:7. pp. 515-520.

- Rodríguez, D. E. 2014. Caracterización física, absorción de potasio y producción de tomate (*Lycopersicon esculentum*) por efecto del reúso del tezontle y perlita. Tesis de Doctorado en Ciencias en Biosistemática Ecología y Manejo de recursos Naturales y Agrícolas. Universidad de Guadalajara. 99. p.
- Ross, M.; García, C. y Hernández, T. 2006. A full scale study of treatment of pig slurry by composting: Kinetics changes in chemical and microbial properties. *Waste Manage.* 26: pp. 1108-1118.
- Roudeillac, P. and Trajkovsky, K. 2004. Breeding for fruit quality and nutrition in strawberry. *Acta. Hort. (ISHS)*. 649: pp. 55-59.
- Rynk, R. 1992. On farm composting Handbook. (Ed.). NRAES-54. Northeast Regional Agricultural Engineering Service. Cooperative Extension, Ithaca, Nueva York. <http://www.cfe.cornell.edu/compost/OnFarmHandbook/coverpg.html>. 16 06 2014.
- Ruiz, J. A. 2007. Requerimientos agroecológicos y potencial productivo del agave *Agave tequilana* Weber en México. En: *Conocimientos y Practicas Agronómicas para la producción de Agave tequilana Weber en la zona de denominación de origen del tequila*. Pérez, J. F. y Del Real, J. I. (Eds.). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Centro de Investigación Regional del Pacifico Centro. Campo Experimental Centro-Altos de Jalisco, México. Libro técnico Núm. 4.: pp. 11-36.
- Salas, M. C.; Urrestarazu, M.; Moreno, J; y Elorrieta, M. A: 2000. Sustrato alternativo para su uso en cultivos sin suelo. *Phytoma*. 123: pp. 52-55.
- Sánchez, Del C. F. y Escalante, R. E. 1988. Hidroponía. Un sistema de producción de plantas. Universidad Autónoma Chapingo. 194 p.
- Sánchez-Monedero, M. A.; Roig, A. Paredes, C. y Bernal, M. P. 2001. Nitrogen transformation during organic waste composting by Rutgers system and its effect on pH, EC and maturing of composting mixtures: *Bioresour Technol.* 78: pp. 301-308.

- Schmidt, W. 2006. Iron stress responses in roots of strategy I plants. In: Iron nutrition in plants and rhizospheric microorganisms. (L.L. Barton; J. Abadía .Eds.) Springer. Netherlands. pp. 229-250.
- SAGARPA. 2010. Secretaría de Agricultura Ganadería Desarrollo Rural Pesca y Alimentación. Sistema de Información Agrícola y Pecuaria (SIAP). Estadísticas por estado. SAGARPA. México. (En Línea):<http://www.siap.sagarpa.gob.mx.aspx> 31.12.2010. Consultado el 30 11 2014.
- SAGARPA. 2012. Secretaría de Agricultura Ganadería Desarrollo Rural Pesca y Alimentación. México. (En Línea):<http://www.sagarpa.gob.mx/agricultura/Paginas/AgriculturaProtegida.aspx>.31.12.2012. Consultado el 30 11 2014.
- Soldatini, G. F.; Tognini, M.; Castagna, A.; Baldan, B. y Ranieri, A. 2000. Alterations in thylakoid membrane composition induced by iron starvation in sunflower plants. *Journal of Plant Nutrition*. 23: pp. 1717-1732.
- Soliva, M. 1999. Compostaje de materiales para su uso como sustrato. Cultivos sin suelo II segunda edición. FIAPA. Almería, España. 245 p.
- Solvita[®]. 1999. Guide to solvita testing for compost maturity index. Wood End Research Laboratory. Inc. USA.
- Spiller, S. C.; Terry, N. 1980. Limiting factors in photosynthesis. II Iron stress diminishes photochemical capacity by reducing the number of photosynthetic units. *Plant Physiol*.65: pp. 121-125.
- Steiner, A. A. 1984. The Universal Nutrient Solution. In: Proceedings. Sixth International Congress on Soilless Culture. International Society for Soilless Culture Lunteren, the Netherlands. pp. 633-649
- Suller, D. J. and Finstien, S. 1977. Effect of temperature, aeration and moisture in C-2 formation in bench-scale, continuously thermophilic composting of solid waste. *Appl. Environ. Microbiol*. 33: 2. pp. 345-350.

- Sullivan, D. M. and Miller, R. M. 2004. Compost quality attributes, measurement, and variability Ch 4. In: P.J. Stoffela and B.A. Khan (Eds.). Compost utilization in horticultural cropping systems. Lewis Publishers. Boca Raton, FL. 414. p.
- Taylor, D. R. 2002. The physiology of flowering in strawberry. *Acta Hort.* 567: pp.245-251.
- Tchobanoglous, G.; Theisen, H. and Vigil, S. 1994. *Gestión Integral de Residuos Sólidos. Capítulo 14 Tecnologías para la conversión Biológica y Química* Ed. McGraw-Hill. Nueva York. EEUU. 1120. p.
- Terés, V. 2001. Relaciones aire-agua en sustratos de cultivo como base para el control del riego. Metodología de laboratorio y Modelización. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Madrid. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Departamento de Producción Vegetal, Fitotecnia. 525. p.
- Terry, N.; Abadia, J. 1986. Functions of iron in chloroplasts. *J. of Nutrition.* 9. pp. 609-646.
- Terry, N.; Zayed, A. M. 1995. Physiology and biochemistry of leaves under iron deficiency. In *Iron Nutrition in Soils and Plants.* (J. Abadía Ed). Kluwer Academic Publishers. Dordrecht. 7. pp. 283-294.
- Tiquia, S. M. y Tam, N. F. Y. 2000. Fate of Nitrogen during Composting of Chicken Litter. *Environ. Pollut.* 110. pp. 535-41.
- Tomati, U.; Galli, E.; Pasetti, L. y Volterra, E. 1995. Bioremediation of olive-mill wastewaters by composting. *Waste Manage. Res.* 13. pp. 509-518.
- TMECC, 2001. Tests Methods for the Examination of Composting and Compost. U.S. Composting Council. <http://tmecc.org/tmecc>. Consultado el 14 de Noviembre de 2015.
- Tripepi, R. R.; Georasge, A.; Campbell, G. and Shafii, B. 1996. Evaluating pulp and paper sludge as a substitute for peat moss in container media. *J. Environ. Hort.* 14: pp. 931-935.

- Urrestarazu, G. M. y Salas, M. C 2000. Sistemas con sustratos y recirculación de la solución nutritiva. En: G. M. Urrestarazu. (Eds.). Manual de cultivos sin suelo. Mundi.-Prensa. Almería, España. pp. 301-358.
- Urrestarazu, G. M. 2004. Bases y sistemas de los cultivos sin suelo. En Tratado de cultivos sin suelo. 3^a (Ed.). Urrestarazu, G. M. Ediciones Mundi-Prensa. España. 904. p.
- Varnero, M.; Orellana, T.; Rojas, C. y Santibáñez, C. 2007. Evaluación de especies sensibles a metabolitos fitotóxicos mediante bioensayos de germinación. El medio ambiente en Iberoamérica. Visión desde la física y la química en los albores del siglo XXI. Ed. Juan F. Gallardo Lancho. Sociedad Iberoamericana de física y química ambiental. Badajoz, España. Tomo 3. pp. 363-369.
- Vázquez, G. I.; Morales, T. A. J.; Bastida, P. A.; Reyes, D.; Flores, R. G; Miranda, E. I.; Morales, V. J.; Ramírez, P. A.; Hernández, A. J. y Navarro, E. L. 2010. Manejo de cultivos hidropónicos bajo invernadero. Serie de publicaciones AGRIBOT, UACH, Chapingo, México. 357 p.
- Wang, S. Y.; and Lin, H. S. 2000. Antioxidant activity in fruits and leaves of blackberry, raspberry, and strawberry varies with cultivar and development stage. J. agric. Food Chem. 48: pp. 140-146.
- Who (2006). Guidelines for the safe of wastewater. excreta and greywater. Volume 4. Excreta and greywater use in agriculture. Ginebra, World Health Organization. 114 p.
- Willis, B.; Graham, D.; y Joyce, D. 1998. Postharvest: an Introduction to the Physiology and Handling of Fruit, Vegetable and Ornamentals. 4^a. Ed .Cab. International. Australia. 276 p.
- Wilson, M. J. 1989. A Handbook of determinative methods in clay mineralogy. Blackie, Glasgow. 308 p.

Woods End Research Laboratory 1999. Guide to solvita[®] Testing for Compost Maturity Index. Disponible en <http://www.woodsend.org>. Consultado el 20.05.2015. Woods End Research Laboratory. Mt. Verón., Main. 8.p.

11 Apéndice 1

Análisis de resultados de promedio de % de material retenido y su Desviación estándar de sustratos de Fibra de Coco, Bagazo de Agave y Suelo en los distintos tamaños de malla.

Cuadro 1. Resultados de Desviación estándar del análisis granulométrico para muestras de sustrato de Bagazo de Agave, Fibra de Coco y Suelo.

Abertura de malla mm	Bagazo en g 1	Bagazo en g 2	Bagazo en g 3	Promedio Bagazo %	Desviación Estándar
4.76	9.5	8.5	9	9	0.5
2	14.5	15.5	17	15.66	1.26
1	19.5	20	17.5	19	1.32
0.5	19.5	19	17.5	18.66	1.04
0.25	26	23.5	24	24.5	1.32
0.105	6	6	7	6.33	0.58
Base	3	2.5	2.5	2.66	0.29
Abertura de malla mm	F Coco 1	F Coco2	F Coco3	Promedio F Coco %	Desviación Estándar
4.76	29.5	29.5	27.5	28.83	1.15
2	28	25.5	27	26.83	1.26
1	17	15	16	16	1
0.5	8.5	9	9.5	9	0.5
0.25	8.5	10	8.5	9	0.87
0.105	3	4	3	3.33	0.58
Base	1.5	1.5	1.5	1.5	0
Abertura de malla mm	Suelo1	Suelo2	Suelo3	Promedio Suelo %	Desviación Estándar
4.76	24	18	3.5	15.16	10.54
2	22	29	17.5	22.83	5.8
1	9.5	9.5	22.5	41.5	7.5
0.5	4.5	3.5	17	8.33	7.52
0.25	10	9	18.5	12.5	5.22
0.105	10	9.5	8	9.16	1.04
Base	16.5	18.5	9	15.66	5

Apéndice 2

Distribución de los tratamientos en un diseño completamente al azar con 12 repeticiones (T1 Suelo, T2 F Coco, T3 B Agave), de la plántula de fresa establecidos en 4 surcos en macrotunel, en Tapalpa Jalisco.

T2-R11	T1-R7	T2-R7	T3-R7
T3-R3	T1-R5	T1-R10	T3-R1
T2-R3	T2-R2	T3-R6	T2-R1
T3-R11	T2-R10	T3-R12	T1-R4
T1-R9	T1-R11	T2-R8	T3-R10
T3-R2	T1-R2	T1-R6	T2-R9
T3-R5	T1-R3	T3-R4	T3-R9
T2-R6	T2-R12	T3-R8	T1-R12
T1-R1	T2-R5	T2-R4	T1-R8

Apéndice 3

Los Cuadros de equivalencia entre la fuerza mostrada por el penetrómetro en sus medidas (g) y la presión ejercida realmente (Kg.cm^{-2}), según el puntal utilizado. Según normas DIN se organizan las tablas, en función de los rangos recomendados para cada tipo de frutas.

Lectura Penetrómetro (gramos)	Presión Kg cm^{-2}
275	0,97
280	0,99
285	1,01
290	1,03
295	1,04
300	1,06
305	1,08
310	1,10
315	1,11
320	1,13
325	1,15
330	1,17
335	1,18
340	1,20

Apéndice 4

Análisis estadístico para la evaluación de peso de frutos, número de hojas, número de flores, grados Brix y de firmeza de fruto de fresa en tubos de PVC a distintas fechas de muestreo.

Análisis de Varianza de Firmeza en tubos verticales de PVC del 24 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	3166.67	633.33	0.37	0.8481
Tratamientos	1	7500	7500	4.42	0.0894
Error	5	8475	1695		
Total	11	19141.67			

Coefficiente de Variación = 13.76%

Análisis de Varianza de grados Brix en tubos de PVC del 26 de octubre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	7.49	1.499	1.22	0.4180
Tratamientos	1	1.69	1.687	1.37	0.2949
Error	5	6.17	1.233		
Total	11	15.35			

Coefficiente de Variación = 13.81%

Análisis de varianza del número de hojas en tubos de PVC del 5 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	2.10	0.421	0.17	0.9642
Tratamientos	1	0.02	0.021	0.01	0.9311
Error	5	12.60	2.521		
Total	11	14.73			

Coefficiente de Variación = 33.72%

Análisis de Varianza del número de flores en tubos de PVC del 5 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	10.94	2.188	1.20	0.4227
Tratamientos	1	1.02	1.021	0.56	0.4877
Error	5	9.10	1.821		
Total	11	21.06			

Coefficiente de Variación = 56.82%

Análisis de Varianza de peso de frutos en tubo de PVC del 26 de octubre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	5711.67	1142.33	0.37	0.8475
Tratamientos	1	0.33	0.333	0.00	0.9921
Error	5	15244.67	3048.933		
Total	11	20956.67			

Coefficiente de Variación = 49.01%**Análisis de Varianza de peso de frutos en tubo de PVC del 20 de noviembre de 2015.**

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	5	6110.67	1222.133	1.15	0.4395
Tratamientos	1	48.00	48.00	0.05	0.8398
Error	5	5296.00	1059.20		
Total	11	11454.67			

Coefficiente de Variación = 40.51%**Apéndice 5**

Análisis estadístico para la evaluación del espacio poroso total de sustratos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave usados en el cultivo de fresa.

Análisis de Varianza del espacio poroso total de sustratos de Fibra de Coco y de Bagazo de Agave y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	2	216.78	108.388	1.99	0.1868
Tratamientos	5	1043.31	208.662	3.84	0.0335
Error	10	543.79	54.379		
Total	17	1803.88			

Promedio	70.768
Coefficiente de variacion%	10.42
Tukey 0.05%	4.258
Media 1	61.84b
Media 2	65.62ab
Media 3	68.54ab
Media 4	66.84ab
Media 5	77.99ab
Media 6	83.77a

Apéndice 6

Análisis estadístico para la evaluación de peso húmedo y peso seco de la parte aérea de la plántula de fresa, grados Brix, firmeza de fruto y unidades SPAD de hojas de fresa, en diferentes fechas.

Análisis de Varianza de unidades SPAD de plántula de fresa en las bolsas de plástico tipo bolis y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	770.65	70.059	2.37	0.0405
Tratamientos	2	886.54	443.271	15.02	0.0001
Error	22	649.08	29.504		
Total	35	2306.27			
Promedio		44.042			
Coefficiente de Variación		12.33 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05%		1.568			
Media 1		49.58 a			
Media 2		37.54 b			
Media 3		45.00 a			

Análisis de Varianza de grados Brix en fresa y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	22.71	2.064	1.26	0.0096
Tratamientos	2	11.22	5.610	3.42	0.0509
Error	22	36.09	1.640		
Total	35	70.02			
Promedio		8.751			
Coefficiente de Variación		14.64 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.3697			
Media 1		8.129b			
Media 2		8.642ab			
Media 3		9.483a			

Análisis de Varianza de firmeza en frutos de fresa y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	41940.97	3812.816	1.82	0.1121
Tratamientos	2	11109.72	5554.861	2.65	0.0932
Error	22	46140.28	2097.285		
Total	35	99190.97			
Promedio		310.972			
Coefficiente de Variación		14.73 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		13.22			
Media 1		333.3a			
Media 2		309.2a			
Media 3		290.4a			

Análisis de Varianza de peso seco de la parte aérea de la plántula de fresa(kg) y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	0.17	0.016	1.46	0.2179
Tratamientos	2	5.88	2.942	270.46	0.000
Error	22	0.24	0.011		
Total	35	6.30			
Promedio kg		0.527			
Coefficiente de Variación		19.80 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.03028			
Media 1		10.95 a			
Media 2		0.1883c			
Media 3		0.2967b			

Análisis de Varianza de peso húmedo (kg) de la parte aérea de la plántula de fresa y prueba de Tukey.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	1.99	0.181	1.00	0.4775
Tratamientos	2	138.22	69.109	381.02	0.000
Error	22	3.99	0.181		
Total	35	144.20			
Promedio		2.375 kg			
Coefficiente de Variación		17.93%			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.1228			
Media 1		5.137 a			
Media 2		0.77992b			
Media 3		1.188b			

Apéndice 7

Análisis estadístico para la evaluación del número de hojas y número de flores de la plántula de fresa en tres tratamientos (T1 Suelo.T2 Fibra de Coco y T3 Bagazo de Agave) en diferentes fechas.

Análisis de Varianza del número de flores de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 7 de octubre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	26.58	2.416	0.77	0.6671
Tratamientos	2	56.60	28.299	8.99	0.0014
Error	22	69.24	3.147		
Total	35	152.41			
Promedio		3.403			
Coefficiente de Variación		52.13 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.5121			
Media 1		4.583 a			
Media 2		1.667 b			
Media 3		3.958 a			

Análisis de Varianza del número de flores de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 26 de octubre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	52.75	4.795	0.67	0.7492
Tratamientos	2	44.04	22.021	3.09	0.0658
Error	22	156.96	7.134		
Total	35	253.75			
Promedio		6.417			
Coefficiente de Variación		41.63 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.7710			
Media 1		7.417 a			
Media 2		4.875 a			
Media 3		6.958 a			

Análisis de Varianza del número de flores de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 5 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	71.72	6.520	1.44	0.2254
Tratamientos	2	42.35	21.174	4.67	0.0204
Error	22	99.82	4.537		
Total	35	213.89			
Promedio		7.44			
Coefficiente de Variación		28.61 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.6149			
Media 1		7.208 ab			
Media 2		6.250 b			
Media 3		8.875 a			

Análisis de Varianza del número de flores de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 20 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	69.69	6.335	1.01	0.4683
Tratamientos	2	80.17	40.083	6.40	0.0065
Error	22	137.83	6.265		
Total	35	287.69			
Promedio		5.208			
Coefficiente de Variación		48.06 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.7226			
Media 1		7.292 a			
Media 2		3.875 b			
Media 3		4.458 b			

Análisis de Varianza del número de flores de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 11 de diciembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	76.31	6.937	0.67	0.7543
Tratamientos	2	127.10	65.549	6.10	0.0078
Error	22	229.07	10.412		
Total	35	432.48			
Promedio		5.472			
Coefficiente de Variación		58.97 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.9315			
Media 1		7.958 a			
Media 2		3.417 b			
Media 3		5.042 ab			

Análisis de Varianza del número de hojas de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 7 de octubre de 2015.

Fuente de variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	22.58	2.052	0.36	0.9584
Tratamientos	2	158.01	79.007	13.89	0.0001
Error	22	125.15	5.689		
Total	35	305.74			
Promedio		7.264			
Coefficiente de Variación		32.84 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.6885			
Media 1		10.13 a			
Media 2		5.167 b			
Media 3		6.5 b			

Análisis de Varianza del número de hojas de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 26 de octubre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	102.89	9.808	1.1	0.4022
Tratamientos	2	652.72	326.361	36.77	0.0000
Error	22	195.28	8.876		
Total	35	955.89			
Promedio		11.944			
Coefficiente de Variación		24.94 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.8600			
Media 1		17.00 a			
Media 2		6.583 c			
Media 3		12.25 b			

Análisis de Varianza del número de hojas de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 5 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	163.97	14.907	2.45	0.0356
Tratamientos	2	578.18	289.090	47.47	0.0000
Error	22	133.99	6.090		
Total	35	876.14			
Promedio		12.194			
Coefficiente de Variación		20.24 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		0.7124			
Media 1		17.29 a			
Media 2		7.500 c			
Media 3		11.79 b			

Análisis de Varianza del número de hojas de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 20 de noviembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	301.58	27.416	1.28	0.2988
Tratamientos	2	1952.18	976.090	45.53	0.0000
Error	22	471.65	21.439		
Total	35	2525.41			
Promedio		15.653			
Coefficiente de Variación		29.58 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		1.337			
Media 1		26.00 a			
Media 2		9.458 b			
Media 3		11.50 b			

Análisis de Varianza del número de hojas de la plántula de fresa y prueba de Tukey del 11 de diciembre de 2015.

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	282.42	25.674	0.85	0.5949
Tratamientos	2	2785.50	1392.750	46.23	0.0000
Error	22	662.83	30.129		
Total	35	3730.75			
Promedio		17.917			
Coefficiente de Variación		30.64 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		1.585			
Media 1		30.17 a			
Media 2		9.917 b			
Media 3		13.67 b			

Análisis de Varianza del peso de fresa y prueba de Tukey, corte 7 de octubre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	23342.75	2122.068	0.94	0.5525
Tratamientos	2	31690.50	15845.250	7.00	0.0044
Error	22	49813.50	2264.250		
Total	35	104846.75			
Promedio		127.417			
Coefficiente de Variación		37.35 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		13.74			
Media 1		169.2 a			
Media 2		110.2 b			
Media 3		102.9 b			

Análisis de Varianza del peso de fresa y prueba de tukey, corte 26 de octubre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	93099.64	8463.604	1.17	0.3577
Tratamientos	2	124574.89	62287.444	8.65	0.0017
Error	22	158507.78	7204.89		
Total	35	376182.31			
Promedio		200.361			
Coefficiente de Variación		42.36 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		24.50			
Media 1		238.8 a			
Media 2		117.3 b			
Media 3		245.1 a			

Análisis de Varianza del peso de fresa y prueba de Tukey, corte del 20 de noviembre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	93886.08	8535.098	0.87	0.5794
Tratamientos	2	199125.50	99562.750	10.16	0.0008
Error	22	215667.17	9803.053		
Total	35	61018.77			
Promedio		220.083			
Coefficiente de Variación		44.99 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		28.58			
Media 1		316.0 a			
Media 2		134.8 b			
Media 3		209.5 b			

Análisis de Varianza del peso de fresa y prueba de Tukey, corte del 11 de diciembre de 2015

Fuente de Variación	Grados de Libertad.	Suma de Cuadrados.	Cuadrado Medio.	F valor	Probabilidad
Repeticiones	11	118357.64	10759.785	0.39	0.9450
Tratamientos	2	1139551.39	569775.694	20.75	0.0000
Error	22	604031.94	27455.951		
Total	35	1861940.97			
Promedio		351.528			
Coefficiente de Variación		47.14 %			
Comparación de medias					
Tukey 0.05		47.83			
Media 1		587.5 a			
Media 2		157.9 b			
Media 3		309.2 b			

Apéndice 8

Norma oficial de la prueba de solvita® para determinar el índice de madurez de las compostas (Woods End Research).

The solvita® procedure is a widely recognized and easy-to-perform compost test that results in a Maturity Index. The kit detects carbon-dioxide and ammonia levels which aid interpreting maturity which by common definition means resistance to further decomposition and absence of phytotoxic compounds.

This Manual updates the following protocols:

Moisture: We have downgraded concern about testing overly wet compost as solvita results appear to be accurate to high levels of moisture.

Color: We now recommend removing paddles from jar to read color.

Density: We have added a table to estimate packing density in the jar.

Ammonia: We have provided tables to estimate ammonia gas hazards.

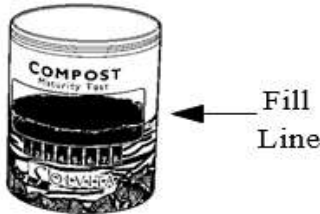
The solvita test can be used effectively for the following purposes:

- 1). To comply with state, governmental or trade standards that specify stability/maturity.
- 2). For evaluating compost conditions in order to make improvements to the process.
- 3). To determine suitable end-use prior to distribution and sale of compost products.

Obtaining Satisfactory Test Results

Composts are by nature heterogeneous in terms of ingredients, texture and bulk-density. Therefore, great care should be exercised when obtaining, handling and preparing any sample for testing. If proper and reasonable precautions are taken, there is no reason why the test will not produce highly reliable results. A troubleshooting key is included as Appendix to help understand when results appear to be unusual.

SAMPLE PREPARATION



lbs./yd³ kg/m³ g/jar

600	300	30
800	400	40
1,000	500	50
1,200	600	60



1. OBTAIN SAMPLE: Make a composite sample by mixing several sub-samples representing the compost to be tested.

2. SCREENING: Remove or screen-out wood chips and large fragments before testing. A 3/8" (10mm) sieve is customary.

3. CHECK MOISTURE: Compost should only be tested when at ideal moisture for proper composting. Compost that is too dry may have suppressed respiration and therefore may give a false positive for maturity. Try the squeeze test.

4. LOAD COMPOST: Fill the solvita jar to the indicated fill line. Samples are meant to be tested at field volume density. When compost is disturbed the porosity may increase. To get the proper density it is useful to sharply tap the jar while observing the fill line. Optionally, the proper weight in grams per jar of suitably moistened compost corresponding to actual field density is found in the table at the left.

5. EQUILIBRATION STEP: Let the sample "air -out" in the jar for one-hour prior to starting the test. If the sample was taken directly from a very hot or frozen pile, or if it needed remoistening after being too dry, then let it sit in the test jar overnight with the lid open before starting the test. This improves the reliability of the respiration reading.

6. START TEST: The solvita test is two tests in one, carried out in the same 4-hour period. Open the individual pouches marked "Compost CO₂" or "Ammonia" and carefully remove each paddle. The gel in the paddles is color -coded: the carbon-dioxide paddle is purple and the ammonia paddle is yellow. Do not touch the special gel surface, and don't allow compost to touch it. Once the gelpack is opened, the test should be started within 30-minutes as it will start absorbing gases from the atmosphere.

Running The solvita Test



SOLVITA

Date _____ Initials _____

Sample I.D. _____

Start Time _____ Read Time _____

CO₂ Result # _____

NH₃ Result # _____

Temperature _____

For proper documentation, record the results on the removable Solvita jar labels and affix to the log sheet.

8. SCREW THE LID TIGHT, and keep the jar at room temperature (68—77°F or 20—25°C) out of direct sunlight for 4 hours.

9. READ THE GEL COLOR. At the correct time (4 hours) after the jar has been sealed, remove the paddles one at a time from the jar and hold next to the correct color chart. Compare the gel color to the numbered color scales, finding the closest match (half shades of color may also be read). Read within 5- minutes after removing from the jar. Color matching is best under fluorescent room light. Mark the results on the lid label on the jar.

10. FILL IN THE VALIDATION FORM: Provided in the kit is a removable lid label to aid in the documentation of the results from solvita testing. A pre-punched monitoring sheet is provided along with the test kit. The solvita lid label may be peeled off the jar after the test and affixed to the monitoring sheet and stored in a binder to document the test.

11. FIND THE MATURITY INDEX: Using both paddle numbers from the color chart, read the table below to find the intersection of the CO₂ and Ammonia values. See also Cuadro 2-3-4 to separately estimate ammonia content and ammonia hazards.

- **Cuadro 1. Compost Maturity Index Table**

Use the Ammonium and CO₂ paddle color numbers and read across and down to where the columns meet.

↓ SOLVITA Carbon Dioxide Test Result is:

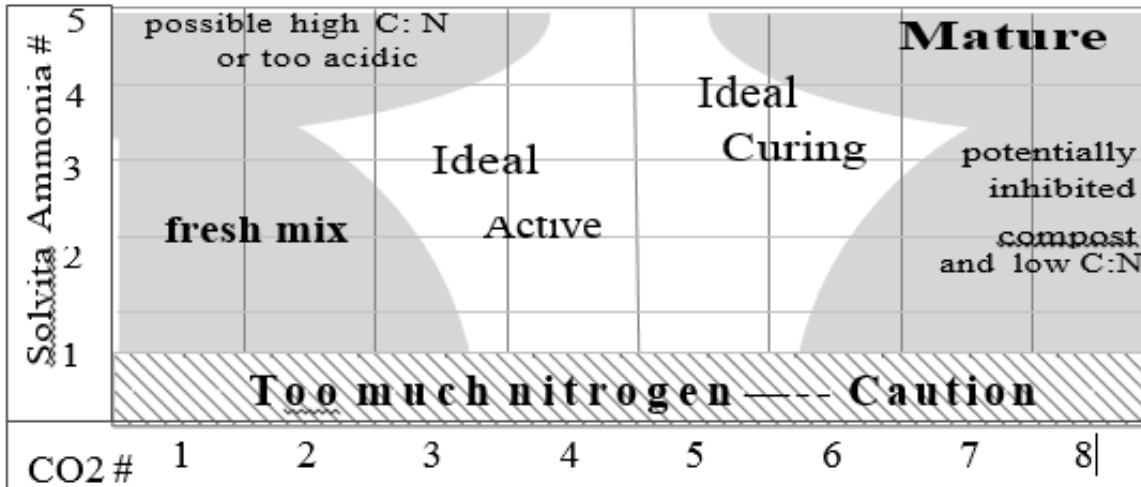
		1	2	3	4	5	6	7	8
Solvita Ammonia Test Result is:	5 Very Low NH ₃	1	2	3	4	5	6	7	8
	4 Low NH ₃	1	2	3	4	5	6	7	8
	3 Medium NH ₃	1	1	2	3	4	5	6	7
	2 High NH ₃	1	1	1	2	3	4	5	6
	1 Very High NH ₃	1	1	1	1	1	2	3	4

Example: If the NH₃ result is 2, and the CO₂ result is 6, then the Maturity Index is: 4

The State Of Compost

The solvita test uses ammonia to partly compensate for the CO₂ result which alone may not provide enough information about maturity. The graph below shows how to use both solvita results together to deduce what the likely state of the compost is. Specific conditions may vary.

Cuadro. 2. Condition of organic fertilizer based on maturity index.



Cuadro. 3. Degree of the index of the composting process and its meaning.

If the index is:	Composting Process Is:	
8.	Inactive, highly matured compost, very well aged, possibly over-aged, like soil; no limitations for usage	“Finished” Compost
7.	Well matured, aged compost, cured; few limitations for usage	
6.	Curing; aeration requirement reduced; compost ready for piling; reduced management requirements. solvita 6 and above is commonly recognized as suitable maturity for official uses.	Curing
5.	Compost is moving past the active phase of decomposition and ready for curing; reduced need for intensive handling.	“ACTIVE” COMPOST
4.	Compost in medium or moderately active stage of decomposition; needs on-going management.	Very Active
3.	Active compost; fresh ingredients, still needs intensive over- sight and management.	
2.	Very active, putrescible fresh compost; high-respiration rate; needs very intensive aeration and/or turning	
1.	Fresh, raw compost; typical of new mixes; extremely high rate of decomposition; putrescible or very odorous material	“RAW” COMPOST

Best Use of Compost Based on Maturity Index

There is an indirect relationship between compost maturity or stability and plant performance. Generally speaking, plants perform better the more mature a compost is, unless other nutrient, salt or pH factors dominate. solvita® Maturity Index can help identify the general best-use category, by consulting the follow Cuadro. Cuadro also shows typical associations with other known soil amendments.

SOLVITA MATURITY INDEX	Raw Feedstock- Mushroom Compost Landspreading on fallow soil; Mulch Farm Row Crops, Field Cultivation Hothouse Beds, Greenhouses, Orchards, Pastures, Hay Crops, Turf Topsoil Substitute Blends General Gardening Bedding Plants, Container Media Potting Mixes, Seedling Starters									Material in this class will be similar to:		
	8.	7.	6.	5.	4.	3.	2.	1.				
Increase wait time prior to planting ↓	✓					✓	✓	✓	✓	✓	soil & peat- based mixes	Control Limit, CA, MA, Control Limit ID, WA, TX.
					✓	✓	✓	✓	✓	✓	soil mixes	
					✓	✓	✓				compost-soil blends	
					✓	✓					organic fertilizers	
					✓	✓					untreated organic fertilizers	
	✓	✓	✓								dehydrated manures	
	✓	✓									raw-waste and most manures	
	✓										raw-waste &	

Note: Factors that also determine how well a compost will perform include nutrients, nitrogen-availability, pH, and salinity. See the web site www.solvita.com for up-to-date information on other aspects of compost testing. The solvita Ammonia Test may indicate potential to damage crops based only on ammonia levels and oxygen deprivation of growing media Cuadro 3 below helps estimate this potential. The actual damage depends on the rate of compost usage, the density and moisture at the time of application.

Understanding Ammonia Content of Compost

The solvita® test kit separately determines volatile ammonia (NH₃) which is a sign of instability and potential phytotoxicity in compost. It is one cause of the characteristic odor in young com- posts and especially in manures. It is also a source of significant N-loss during composting. Ammonia results from protein and urea hydrolysis in presence of air and an elevated pH. If ammonia is not taken into account, a CO₂- respiration test alone over -estimates maturity. Ammonia may indicate several traits: the compost may be high in nitrogen or low in C: N ratio; it is immature, it is phytotoxic (i.e. capable to burn plants); and that a compost facility is noxious or hazardous. Cuadro 4 below suggests the potential toxicity based on the solvita color.

Cuadro. 4. Potential Phytotoxicity and Noxiousness Associated with Ammonia Gas

Ammonia Color No:	1	2	3	4	5
Potential Phytotoxicity	Very	High	Medium	Slight	None
Noxious Hazard	Extre	Severe	Moderate	Slight	None

There are two states of ammoniacal nitrogen in compost- the gas ammonia (NH₃) and the ion ammonium (NH₄). The ratio of the two depends on the pH of the compost. As a gas, ammonia can be fairly noxious and potentially plant toxic. In contrast, the ammonium form is an odorless, water soluble plant nutrient. Due to this dual nature of NH₃ - NH₄, where ammonia is usually just a fraction of total-ammonium, an estimate of total ammonium can be made if the pH and solvita values are known. With a compost pH less than 8.0, there is usually little or no ammonia gas present. With a pH over 8.0, however, ammonia increases exponentially with each small rise in pH. The following table may be used to estimate the total ammonium-N (NH₃ + NH₄) content based on solvita and pH. For quantitative results, lab tests are required.

Cuadro. 5. Estimating Total Ammonium-N (NH₄ + NH₃) in Compost, in ppm

Ammonia Color #:	1	2	3	4	5
Compost pH > 8.0	n/a (unlikely value)		up to 7,000	up to 5,000	Less than 1000
> 8.0	up to 30,000	up to 10,000	up to 5,000	up to 3,000	Less than 1000

Cuadro. 6. Compost Status Based on Ammonium-N and solvita NH₃ Values

Ammonium level is:	> 10,000	3,000-10,000	1,000-3,000	< 1,000
solvita NH ₃ Level	1 - 2	3	4	5
Compost Condition	Very Active	Med. Active	Curing	Mature

Composts that persist in solvita ammonia values of 1-2-3 for lengthy periods) should be investigated for pH issues and low C: N ratio (too much nitrogen!). However, if the nitrogen is very low (i.e. high C: N ratio), then solvita ammonia may be low even if the compost is not mature.

Cuadro Appendix. Compost Maturity Troubleshooting Guideline

Indicated Problem or Result	Possible Explanation	Possible Remedy
Compost is young but test results indicate “mature”	Compost may be very low in organic matter and have low overall respiration Compost may be inhibited by low or high pH; very dry or very hot prior conditions; check solvita ammonia test	Check organic content; add more organic-rich ingredients; check self-heating Check pH and VOA level; correct moisture; test again 1-2 days later
Compost is old but solvita results indicate “active” and/or high ammonia levels	Compost may have composted improperly and not advanced significantly, e.g. it is too wet or too dry, too compacted, poor mix of ingredients,	Turn pile, loosen material, add moisture or “green” materials if needed; if high in ammonia select for field rather than seedling use

	not enough air	
Compost has given the same solvita colors on several tests at 1-2 weeks apart	Compost is not progressing properly it may be too dry or too compacted, not well mixed; C: N or pH is too high or too low	If pile looks woody add green matter; add moisture if too dry; loosen if too dense
Different parts of the pile give different solvita colors	Pockets of poorly mixed or poorly aerated material exist	Re-mix entire pile and re-sample and test again
Core is always #1 or #2 on Maturity Scale	Core is anaerobic and/or is not composting properly	Provide coarse structural materials, mix pile or add air; pile may be too large
solvita colors indicate very "mature" but plants were hurt by compost	Compost contains high levels of salts, VOA or pH is too low	Check pH and conductivity before use; allow to com- post more; allow to mature in soil before planting
Color doesn't match the color chart	Package may have leaked air prior to the test or is defective	Discard paddle and request replacement product
Unexpected CO ₂ vs. ammonia paddle results	unusual or extreme conditions persist; check paddle quality	See Cuadro 2

Clues to Understanding Compost Maturity

Composts that persist in solvita ammonia values of 1-2-3 for lengthy periods) should be investigated for pH issues and low C: N ratio (too much nitrogen!). However, if the nitrogen is very low (i.e. high C: N ratio), then solvita ammonia may be low even if the compost is not mature.

Compost maturity is commonly characterized as a state of compost that is conducive to good plant performance. Stability on the other hand is often defined as a rate of change with regard to a measured trait (e.g. heat, respiration-rate). Both terms- maturity and stability- are clearly interrelated and solvita measures both conditions.

The relationship of compost maturity to plant growth, however, is not direct. There is no single property of finished compost that alone predicts plant growth. A compost may be mature but not viable for plant growth, and under some circumstances it may be immature yet produce good plants. The reasons for these varying qualities are factors such as pH, salt

content or availability of nutrients, which may “confound” the direct relation of maturity to plant growth. Therefore, maturity in the solvita sense is interpreted as being indirectly useful for plant growth by association with common traits we associate with finished compost: low respiration and absence of free ammonia. These aspects are commonly recognized by practicing horticulturists and growers.

A significant trait of immature compost that does directly and negatively affect plant growth is depletion of oxygen in and around the roots¹. Oxygen content relates directly to respiration rate measured by the solvita CO₂- test. When compost is used heavily in containers, garden beds and potting trays, the respiration may produce symptoms typical of air starvation. Another trait of immature compost that acts directly as a toxicant is ammonia gas, which may burn plants and damage roots when present in appreciable amounts. This trait, however, is often remedied by blending compost with a lower pH soil or peat, whereby the gas (NH₃) is rendered to water soluble (NH₄) form, and is significantly less harmful. Therefore, the solvita NH₃ test provides a potential indication of harm, while also suggesting that noxious conditions exist directly in the compost.

Finally, properties of compost that are measured by solvita may be interpreted to improve understanding of the process of composting, regardless of the use for plants. CO₂ respiration rate should decline significantly during composting as indicated by solvita, and if it does not it may be a sign of poor and improper composting conditions. Also, ammonia is often high in early stages of composting and should normally decline, particularly in the late cure phase of composting when NH₃ should be converted by microbes to the plant nutrient nitrate form. High ammonia vapors are certainly noxious and are a health hazard. Therefore, the solvita tests should also be thought of as expressing qualities and traits of compost that have intrinsic meaning for the process and for workers involved in it.

Quality Control & Storage of Solvita Kits

solvita kits are packaged to insure highest quality prior to shipping. The gel-paddles should be the “Control Color” when the foil pack is opened (see color chart). If the foil packs have been damaged or the jar is cracked then the test may not work properly. The kits may be used for up to one year from date of purchase. Shelf-life is extended by refrigeration. Do not allow to freeze.