



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO

CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO



EVALUACIÓN DE SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE GERBERA

(*Gerbera jamesonii* Bolus) VAR. BARON

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA

PRESENTA

OSCAR MANUEL NÁJERA GAMA

DIRECTOR DE TESIS:

DR. LUIS MIGUEL VÁZQUEZ GARCÍA

DR. JAIME MEJÍA CARRANZA

ASESORA

DRA. VLADIMIRA PALMA LINARES

TENANCINGO, ESTADO DE MÉXICO

MARZO, 2013



Tenancingo Estado de México a 21 de enero de 2013

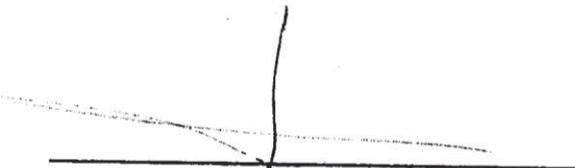
LIC. En G. GABRIELA A. AMBROSIO ARZATE
COORDINADORA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACIÓN PROFESIONAL.

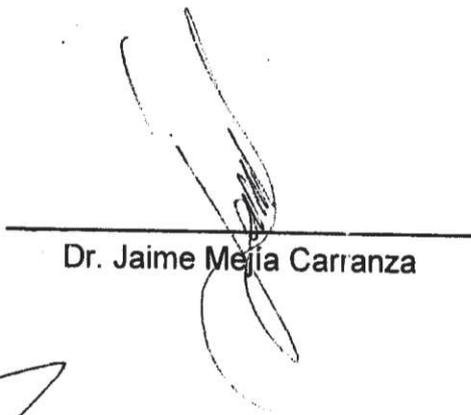
PRESENTE

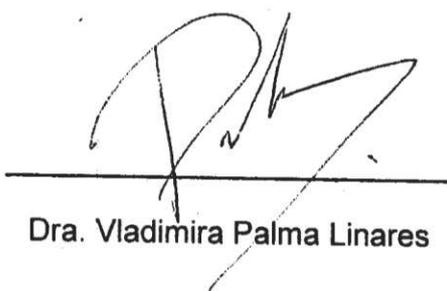
Una vez realizadas las correcciones, sugerencias de los revisores del trabajo de tesis cuyo título es **"EVALUACIÓN DE SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE GERBERA (*Gerbera jamesonii* Bolus) VAR. BARON"**. Siendo el autor el C. Oscar Manuel Nájera Gama con número de cuenta 0722826.

Solicitamos a usted de la manera más atenta, la orden de impresión del documento. Sin otro particular envió a usted un cordial saludo.

ATENTAMENTE


Dr. Luis Miguel Vázquez García


Dr. Jaime Mejía Carranza


Dra. Vladimira Palma Linares





Tenancingo, Estado de México; 5 de Febrero de 2013.

**OSCAR MANUEL NAJERA GAMA
PASANTE DE LA LICENCIATURA EN
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA
P R E S E N T E**

A/R

Por este conducto comunico a Usted, que con base en el Reglamento de Facultades y Escuelas Profesionales de la UAEM que en su Capítulo VIII artículo 120, 121 y 122, así como el Reglamento de Opciones de Evaluación Profesional de la UAEM Capítulo I artículo 6º, puede proceder a realizar la elaboración en formato electrónico del trabajo de tesis denominada **“EVALUACIÓN DE SUSTRATOS EN LA PRODUCCIÓN DE GERBERA (Gerbera jamesonii Bolus) VAR. BARON”**. y continuar con los trámites y requisitos requeridos para efecto de poder sustentar su examen profesional y obtener el título de **LICENCIADO EN INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**.

Sin otro particular, quedo a sus apreciables órdenes.

Atentamente
PATRIA, CIENCIA Y TRABAJO
“2013, 50 Aniversario Luctuoso del Poeta Heriberto Enríquez”


VICIM. VÍCTOR MANUEL DÍAZ VERTIZ
SUBDIRECTOR ACADÉMICO DEL CENTRO
UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

Centro Universitario
UAEM Tenancingo

Recibi original
Oscar Najera Gama


Recibi
ALBERTO SALGADO


C. c. p. L.G. Gabriela A. Ambrosio Arzate.- Encargada del Departamento de Evaluación Profesional.
C. c. p. Archivo
VMDV/vfr.





Tenancingo, México, 20 de octubre de 2012.

L. en G. GABRIELA ALEJANDRA AMBROSIO ARZATE
COORDINADORA DEL DEPARTAMENTO DE EVALUACIÓN PROFESIONAL
CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

PRESENTE

En referencia a la designación de revisora del trabajo de tesis titulado:

"Evaluación de sustratos en la producción de gerbera (Gerbera Jasmoni L.
Bolus Var Baron"

El dictamen es: **APROBADO CON COMENTARIOS.**

Los comentarios (sugerencias) están en el texto, que entrego junto con este
oficio.

ATENTAMENTE

DRA. MARTHA ELENA MORA HERRERA
PROFESORA INVESTIGADORA TIEMPO COMPLETO
DEL CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO



Tenancingo, México a 30 de Octubre de 2012

Asunto:
Dictamen de revisión de trabajo de tesis.

L. en G. GABRIELA ALEJANDRA AMBROSIO ARZATE
COORDINADORA DEL DEPARTAMENTO
DE EVALUACIÓN PROFESIONAL DEL CENTRO
UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO

Estimada Lic. Gabriela A. Ambrosio

El que suscribe: Juan Carlos Reyes Alemán le comunica que después de haber revisado la tesis denominada "**Evaluación de sustratos en la producción de gerbera (*Gerbera jamesonii* L (Bulus) var. Barón**", que para obtener el título de Ingeniero Agrónomo en Floricultura en el Centro Universitario UAEM Tenancingo el cual somete el alumno **Oscar Manuel Nájera Gama** con número de cuenta **0722826**, determino el siguiente veredicto:

Aprobado con comentarios

Anexando a la presente la respectiva hoja de comentarios, quedo de usted enviándole un atento saludo.

ATTE.

Dr. Juan Carlos Reyes Alemán
Profesor Investigador del Centro Universitario UAEM Tenancingo

c.c.p. Quim.Victor Manuel Díaz Vertiz. Subdirector Académico del Centro Universitario UAEM Tenancingo.



Universidad Autónoma del Estado de México

CENTRO UNIVERSITARIO UAEM TENANCINGO



Hoja de comentarios

Del trabajo de tesis: **“Evaluación de sustratos en la producción de gerbera (*Gerbera jamesonii* L (Bolus) var. Barón”**, de la alumna **Oscar Manuel Nájera Gama**, (número de cuenta **0722826**)

Me parece un trabajo con un buen sustento, sin embargo algo algunas observaciones y recomendaciones básicamente sobre ajustes del texto, lo anterior se encuentra indicado en el ejemplar de tesis anexo.

Tenancingo, México a 30 de octubre de 2012.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo de tesis primeramente me gustaría agradecerle a ti Dios por permitirme vivir Y llegar hasta donde he llegado, porque hiciste realidad este sueño anhelado.

A la Fundación UAEMéx, por el otorgamiento de la beca que hizo posible cerrar un ciclo más en mi vida.

Al Centro Universitario UAEM Tenancingo por darme la oportunidad de realizar mi sueño y de la cual me siento muy orgulloso de formar parte de esta Institución. Agradezco también a los catedráticos que formaron parte de mi trayecto como estudiante de los cuales me llevo grandes experiencias.

Debo agradecer de manera especial y sincera al Dr. Luis Miguel Vázquez García por aceptarme para realizar esta tesis bajo su dirección. Su gran apoyo y confianza en mi trabajo y su capacidad para guiar mis ideas ha sido un aporte invaluable, no solamente en el desarrollo de esta tesis, sino también en mi formación como Ingeniero Agrónomo; quien con sus conocimientos, su experiencia, su paciencia y su motivación ha logrado en mí que pueda terminar mis estudios con éxito. Las ideas propias, siempre enmarcadas en su orientación y rigurosidad, han sido la clave del buen trabajo que hemos realizado juntos, el cual no se puede concebir sin su siempre oportuna participación.

Le agradezco también al Dr. Jaime Mejía Carranza y a la Dra. Vladimira Palma Linares por su apoyo en la realización de mi tesis, por las importantes aportaciones

que me brindaron y dedicarle tiempo, las cuales enriquecieron a la presente investigación.

Un especial agradecimiento a la empresa Agrolita® por haber facilitado los sustratos que fueron utilizados en el experimento, así como a la empresa servicios integrales de horticultura ornamental (SIHO) por haber donado las plantas de gerbera y por haber facilitado sus instalaciones para llevar a cabo el presente trabajo.

A mis amigos y compañeros de generación por haber hecho de mi etapa universitaria durante 5 años un trayecto de vivencias que nunca olvidare.

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional a las cuales que me gustaría agradecerles su amistad, consejos, apoyo, ánimo y compañía en los momentos más difíciles de mi vida. Quiero darles las gracias por formar parte de mí, por todo lo que me han brindado y por todas sus bendiciones.

DEDICATORIA

A mis padres

Sra. María Cristina Gama Díaz

Y

Sr. Mario Oscar Nájera Trujillo

Para ustedes con mucho cariño que me dieron la vida, que depositaron su confianza en mí y han estado conmigo en todo momento. Gracias de todo corazón por haberme dado la oportunidad de darme una carrera para mi futuro, aunque hemos pasado momentos difíciles siempre han estado apoyándome y brindándome todo su amor. Este trabajo que me llevo más de un año hacerlo es para ustedes por los valores que me han inculcado y por la excelente educación que me supieron dar y ante todo por ser un excelente ejemplo de vida a seguir.

A mi tía Ceci, a mi tío Jesús, a mi abuelita Félix y a don Alfonso por sus buenos consejos y su gran cariño y apoyo que me han brindado y son motivo de mi superación, porque el orgullo que sienten por mí, fue lo que me hizo ir hasta el final. Va por ustedes, por lo que valen, porque admiro su fortaleza y por lo que han hecho de mí.

A mi hermana Jessica, y a mis primos Dalia y Jesús por estar conmigo y apoyarme siempre, los quiero mucho.

Rosy, que te puedo decir, muchas gracias por todo tu apoyo, tantos años de conocernos en los cuales compartimos cosas buenas y malas, de corazón mil gracias por sacarme de tantos apuros en mi tesis. Solo quiero darte las gracias por todo el apoyo que me has dado para continuar y seguir con mi camino, gracias por estar conmigo y recuerda que eres muy importante para mí.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	VII
DEDICATORIA.....	IX
ÍNDICE DE CUADROS.....	XIII
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XV
RESUMEN.....	XVIII
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Clasificación Taxonómica. Descripción Morfológica de <i>Gerbera jamesonii</i> Bolus.....	4
2.2 Sustrato.....	6
2.3 Funciones de los sustratos.....	8
2.4 Características de los sustratos.....	8
2.5 Propiedades físicas de los sustratos.....	9
2.6 Propiedades químicas de los sustratos.....	15
2.7 Propiedades biológicas de los sustratos.....	20
2.8 Principales sustratos y mezclas utilizadas en viverismo.....	22
III. JUSTIFICACIÓN.....	33
IV. HIPÓTESIS.....	35
V. OBJETIVOS.....	35
5.1 Objetivo general.....	35
5.2 Objetivos específicos.....	35
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	36
6.1 Localización del experimento.....	36
6.2 Selección del material vegetativo.....	36
6.3 Contenedor bolsas de polietileno.....	37
6.4 Tratamientos y Sustratos utilizados.....	37
6.5 Establecimiento.....	38
6.6 Manejo agronómico.....	39

6.6.1 Fertilización.....	40
6.6.2 Riegos	41
6.6.3 Normas de calidad de la gerbera	42
6.6.4 Prácticas adicionales	42
6.7 Variables a evaluar	43
6.7.1 Variables relacionadas con la descripción del material vegetativo.....	43
6.7.2 Variables relacionadas con el lixiviado del sustrato de la mezcla	48
6.8 Diseño experimental.....	49
6.9 Análisis de resultados	49
6.10 Análisis de costos de los sustratos	49
VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	51
7.1 Análisis de Varianza de Variables	51
7.2 Comparación de promedios de tratamientos para las variables vegetativas.....	53
7.3 Comparación de promedios de tratamientos para las variables de producción y calidad.....	57
7.4 Comparación de promedios de tratamientos para las variables peso fresco y seco de planta.....	60
7.5 pH y Conductividad eléctrica.....	62
VIII. ANÁLISIS DE COSTOS DE LOS SUSTRATOS.....	68
IX. CONCLUSIONES.....	73
X. BIBLIOGRAFÍA	75

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Descripción taxonómica de <i>Gerbera jamesonii</i> de acuerdo a Cronquist, (1981).....	4
Cuadro 2. Niveles óptimos de los nutrientes asimilables en un sustrato orgánico para el cultivo de plantas ornamentales (Cadahía, 1995).....	18
Cuadro 3. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 1.	27
Cuadro 4. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 2.	28
Cuadro 5. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 3.	29
Cuadro 6. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 4.	30
Cuadro 7. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 5.	31
Cuadro 8. Propiedades físicas y químicas de la mezcla testigo.	32
Cuadro 9. Variedad de Gerbera (<i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron), utilizada en la presente investigación.....	37
Cuadro 10. Composición porcentual de las mezclas utilizadas.....	38
Cuadro 11. Análisis de varianza de las variables vegetativas y productivas del cultivo de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron bajo invernadero, en diferentes sustratos (seis tratamientos) durante un periodo de 6 meses.	52
Cuadro 12. Potencial Hidrógeno (pH) y Conductividad Eléctrica (CE) al inicio y final del experimento.....	66
Cuadro 13. Resumen de variables analizadas en el cultivo de <i>Gerbera jamesonii</i> Bolus variedad Baron.	67
Cuadro 14. Descripción de los costos de los sustratos (Tratamientos) del presente trabajo.	70

Cuadro 15. Comparación de producción y ganancias de acuerdo al mejor Tratamiento para producción y el Testigo utilizado por los productores de gerbera en un periodo de un mes de producción. 71

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Turba (Peatmoss), Perlita, Vermiculita más 6 kg/m ³ de Fertilizante de lenta liberación (multicote 18-06-12+2MgO+ME con liberación de 8 meses.....	26
Figura 2. Turba, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10).....	27
Figura 3. Fibra de coco, Perlita y Vermiculita (60:20:20).....	28
Figura 4. Fibra de coco, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10).....	29
Figura 5. Fibra de coco y Perlita (60:40).	30
Figura 6. Detalles de la hoja de gerbera.....	43
Figura 7. Forma en que se tomó la medida de hoja en centímetros.....	44
Figura 8. Forma en que se tomó la medida de la parte media de la hoja en centímetros.....	44
Figura 9. Forma en que se tomó la medida del peciolo de la hoja en centímetros... ..	45
Figura 10. Forma en que se midió la longitud del tallo floral.	45
Figura 11. Forma en que se midió el grosor del tallo de la planta.	46
Figura 12. Botón floral.	47
Figura 13. Forma en que se midió el diámetro del capítulo floral.	47
Figura 14. Longitud de hoja en la quincena 8 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	54
Figura 15. Ancho de hoja en la quincena 8 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	55

Figura 16. Largo del peciolo en la quincena 8 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	56
Figura 17. Número de hojas por planta en la quincena 8 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	56
Figura 18. Variable largo del tallo floral en la quincena 12 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	58
Figura 19. Diámetro del capítulo en la quincena 12 después del trasplante de plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).....	59
Figura 20. Peso fresco de raíz (PF) y peso seco de raíz (PS), para plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).....	61
Figura 21. Peso fresco de follaje (PF) y peso seco de follaje (PS), para plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).....	62
Figura 22. Potencial Hidrógeno (pH) al inicio y final del experimento para plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).....	63
Figura 23. Conductividad Eléctrica (CE) al inicio y final del experimento para plantas de <i>Gerbera jamesonii</i> var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).....	65

Figura 24. Esquema del terreno de 1000 m² y características de su estructura para el análisis de costos de los sustratos. 69

RESUMEN

El Estado de México es el principal productor de gerbera (*Gerbera jamesonii* B.), con una superficie cultivada de 88 hectáreas y una producción de 912,300 toneladas. Dicha especie fue introducida la región de Tenancingo como un cultivo para diversificar el mercado de la flor de corte dominado por la rosa (*Rosa x híbrida.*), crisantemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat), clavel (*Dianthus caryophyllus* L.) y gladiola (*Gladiolus* spp.). Actualmente su producción se hace en contenedores como bolsas de plástico, comúnmente con mezcla de suelo y tepojal que permitan reducir el número de riegos y facilitan el manejo del cultivo. Sin embargo, a la fecha no se tiene una mezcla que optimice la producción, por lo cual en la presente investigación se planteó comparar cinco mezclas comerciales de sustratos de los productos Agrolita® con el sustrato utilizado por floricultores, en la producción de la variedad de gerbera Barón bajo un diseño completamente al azar con seis tratamientos y cuarenta repeticiones. Los tratamientos fueron: Mezcla 1: T1 (Turba: 60% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20 + 6.0 kg/m³ de Multicote 18-06-12+2MgO+ME), Mezcla 2: T2 (Turba: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%), Mezcla 3: T3 (Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Fibra de Coco: 60%), Mezcla 4: T4(Fibra de Coco: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%), Mezcla 5: T5(Fibra de Coco: 60% + Perlita: 40%) y Testigo: (T6) (Cascarilla de Arroz: 30% + Suelo: 40% + Tepojal. Se registraron lecturas dos veces por semana durante 6 meses. Las variables vegetativas evaluadas fueron: número de hojas por planta NHP, largo de hoja LH, ancho de hoja AH, largo de peciolo LP y las variables de producción floral y calidad: número de botones por planta NB, largo del tallo floral LTF, grosor del tallo

floral GT y diámetro del capítulo floral DC. A estos datos se les practicó el Análisis de Varianza y la prueba de Tukey ($P=0.05$). De acuerdo a los resultados obtenidos los tratamientos 2 y 4 fueron los mejores para las dos etapas evaluadas de crecimiento vegetativo y reproducción-floración respectivamente. En la etapa vegetativa fue más apropiado el Tratamiento 2 y en la etapa de producción de capítulos sobresalió el Tratamiento 4. El cálculo de los costos de los sustratos realizados para 1000 m² de invernadero, comparando el mejor tratamiento para variables de producción (T4) fue 52.32% más caro que el utilizado por los productores de gerbera. Esta diferencia en costos es recuperada en un mes de producción, considerando exclusivamente la calidad del producto obtenido en el Tratamiento 4 con respecto al Testigo.

I. INTRODUCCIÓN

Históricamente, la función básica de la Horticultura Ornamental radica en la satisfacción de las necesidades estéticas del hombre (Borys, 1991, citado por Soroa, 2000). Hoy día, éste se considera uno de los negocios más atractivos, ya que puede proporcionar elevados ingresos por unidad de superficie, pero la producción de estas especies ornamentales a gran escala, está dando lugar al deterioro progresivo del ambiente, debido fundamentalmente al exceso de agroquímicos (fertilizantes, pesticidas, entre otros) que se emplean en estas producciones. En el mercado mundial de ornamentales, la competencia es cada vez mayor. La producción industrial de flores tiene lugar por lo general, en zonas alejadas de los centros de consumo. Asimismo la demanda oscila considerablemente en función de las fiestas y días señalados. Por ello el productor se ve obligado a llevar sus productos a lugares lejanos y a llegar a ellos en el momento oportuno (Soroa, 2000).

La floricultura es considerada como una actividad competitiva y vinculada con la economía global. Su práctica se limita a ciertas regiones, entre ellas el municipio de Villa Guerrero, Estado de México, cuyo potencial florícola radica en las características de los recursos naturales, así como en las condiciones naturales. Estas cualidades han favorecido la participación de las unidades de producción familiar en el mercado nacional y la ampliación de la oferta de empleo local y regional, así como el mejoramiento de los ingresos (Orozco, 2003).

De acuerdo a la SAGARPA (2011), el Estado de México, en los municipios de Villa Guerrero, Tenancingo, Coatepec Harinas, Zumpahuacán y Valle de Bravo, es el

principal productor de gerbera con una superficie cultivada de 88 hectáreas, con una producción de 912,300 toneladas obtenidas de plantas cultivadas en diferentes sustratos.

Particularmente en la horticultura ornamental, como en el caso de cultivo de gerbera, se observa el desplazamiento del cultivo tradicional en suelo por el cultivo hidropónico y en sustrato (Abad y Noguera, 1997; citado por Pastor, 1999). Entre los argumentos para estos cambios destacan la presencia cada vez mayores limitativos para la continuidad de cultivos intensivos en pleno suelo (agentes fitopatógenos, salinidad, entre otros) que obliga a adoptar técnicas productivas alternativas, por tal motivo debido a la continuidad e intensidad de los cultivos durante años hace que el elemento suelo este enormemente degradado y tengan que adoptarse soluciones alternativas y por otro lado se destaca la necesidad de transportar plantas completas a distintos lugares de donde fueron cultivadas, este hecho es muy habitual cuando se tratan de plantas ornamentales en las que su lugar de producción puede estar lejos de sus lugar de comercialización o consumo (Pastor, 1999).

La gerbera de origen africano, se mejoró genéticamente en el siglo XIX y XX en Europa (Oszkinis y Lisiecka, 1990) y en la década de los ochenta del siglo XX fue introducida a México como un cultivo para diversificar la flor de corte, que en aquel entonces el mercado estaba dominado por la rosa, crisantemo, clavel y gladiola (Vázquez y Norman, 1996).

El cultivo de la gerbera se inició con plantación directa al suelo bajo cubierta plástica y desde entonces siempre presentó problemas sanitarios generados por patógenos como *Phytophthora cryptogea* Pethybr. & Laff., que ataca el cuello y raíz de la

planta, lo cual genera marchitamiento y muerte. Al paso de los años el manejo del cultivo mejoró primero no cubriendo de suelo el cuello de las plantas y actualmente se utilizan contenedores o bolsas de plástico que contienen una mezcla de suelo y tepojal, además de probar otros sustratos (Oszkinis y Lisiecka, 1990).

Dentro de este contexto, con el presente trabajo se tiene la intención de contribuir con la evaluación de sustratos que permitan generar alternativas para un manejo más adecuado del cultivo tanto para el desarrollo de la planta desarrollo de la planta como para la reducción de problemas fitosanitarios y de costos.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Clasificación Taxonómica. Descripción Morfológica de *Gerbera jamesonii* Bolus

La descripción taxonómica de *Gerbera jamesonii* de acuerdo a Cronquist, (1981) se muestra en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Descripción taxonómica de *Gerbera jamesonii* de acuerdo a Cronquist, (1981).

División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Asterales
Familia	Asteraceae
Género	<i>Gerbera</i>
Especie	<i>G. jamesonii</i> Bolus

Gerbera es una de las flores de corte más importantes (Soroa, 2005); el nombre proviene del apellido del botánico alemán Traugott Gerber, el género *Gerbera* comprende entre 40 y 50 especies (Ramírez, 2000). Pertenece a la familia de las compuestas (Asteraceae). Se trata de una planta herbácea, vivaz, de crecimiento en

roseta, cuyo cultivo a la intemperie no soporta temperaturas bajas, pero que por arriba de éstas puede durar varios años, aunque comercialmente solo interesa cultivarla durante dos o tres, según las variedades y las técnicas de cultivo empleadas (Soroa, 2005); la planta desarrolla raíces adventicias largas y relativamente gruesas, que salen de la base del vástago o de los nudos laterales, las raíces jóvenes son de color blanco y tienen numerosos pelos radiculares, mientras que las de mayor edad alcanzan un diámetro de 0.5 cm, toman un color café y no tienen pelos radiculares. Las raíces de gerbera tienen capacidad para contraerse e introducir a la planta dentro de la tierra. Las hojas de esta planta son pubescentes con la nervadura central muy marcada, colocadas sobre largos peciolo que crecen más o menos verticalmente; son de forma elíptica, alargada, laceradas o runcinantes, de borde liso. Las hojas cambian de forma dependiendo de su edad, las jóvenes son elípticas e inversamente aovadas, mientras que las completamente desarrolladas son alargadas, de borde liso y ondulada en la parte superior, aserrado en medio y runcinado en la parte inferior (Oszkinis y Lisiecka 1990; citado por Ramírez, 2000). Las dimensiones promedio de la hoja son: longitud de la lámina foliar de 15 a 25 cm, ancho de 5 a 7.5 cm y longitud del peciolo de 15 a 20 cm (Oszkinis y Lisiecka, 1990). Las hojas tienen una apariencia brillante, los colores varían en las tonalidades desde verde-amarillo hasta verde-grisáceo (Vergara, 1993, citado por Ramírez, 2000). Las flores de gerbera forman inflorescencias llamadas capítulos, colocadas individualmente sobre largos pedúnculos de 24 a 45 cm elevados casi verticalmente en su base parcialmente leñosas, a veces aterciopelados y en la parte superior vacíos por dentro (Oszkinis y Lisiecka, 1990). Los capítulos asemejan a grandes margaritas solitarias de 5 a 12 cm de diámetro,

estos pueden ser simples, semi-dobles, o dobles, encontrándose en una gran diversidad de colores: blanco, crema, amarillo, amarillo-limón, rosa, salmón, anaranjado, rojo, etc. Según sea el cultivar, el color del centro del capítulo (flores masculinas) también varía, se pueden presentar diferentes tonos como: amarillo, rosa, verde, negro. Las inflorescencias dobles pueden ser bicolores (Armendáriz, 1987, citado por Ramírez, 2000). En ocasiones los capítulos llegan a presentar mal formaciones como dos capítulos unidos por un extremo entre sí, pero eso ocurre rara vez (Vergara, 1993; citado por Ramírez, 2000).

Se considera a la gerbera una especie insensible al fotoperiodo, lo que hace que con dos o tres hojas emitidas pueda comenzar a generar inflorescencias. Esto se toma como perjudicial para un ciclo de cultivo normal de esta especie (18–24 meses de producción), por lo cual se habla de un número mínimo de 6-7 hojas/planta, (completamente expandidas) para comenzar a cosechar. Durante ese período de tiempo en el cual se generan estas hojas, se procede a retirar las inflorescencias que se van generando para formar una planta más fuerte (Pallares, 1989; Rogers y Tjia, 1990, citado por Anónimo, 2010).

2.2 Sustrato

La agricultura en las últimas décadas ha experimentado un desarrollo acelerado en una amplia variedad de insumos y técnicas. Entre los insumos destacan diversos medios de cultivo, sustitutos del suelo, los cuales son materiales, constituidos por elementos sólidos, elementos líquidos y gaseosos, que los hacen menos pesados y

más apropiados para el manejo de los cultivos. De estos medios los más difundidos son los de estructura o esqueleto sólido, conocidos como sustratos (Bastida, 2002).

En el plano internacional, el término sustrato se aplica a todos los materiales sólidos distintos de los suelos naturales, minerales u orgánicos, que colocados en un contenedor, en forma pura o mezclada, permiten el anclaje del sistema radicular y el soporte de toda la planta. Los sustratos pueden ser de materiales químicamente inertes o activos, que pueden o no aportar nutrientes al proceso de la nutrición de las plantas (Burés, 1997 y Cadahia, 1998; citado por Bastida, 2002).

Abad y Noguera (2000); citado por Zarate (2006), definen al sustrato como aquel material sólido natural, de síntesis o residual, mineral u orgánico, que colocado en un contenedor, en forma pura o en mezcla, permite el anclaje del sistema radical, soporte para la planta y que además puede intervenir en el proceso de nutrición mineral de la planta.

El cultivo de plantas en sustrato presenta diferencias sustanciales respecto del cultivo de plantas en pleno suelo (Abad, 1993; citado por Pastor, 1999). Al cultivar en contenedor las características de este resultan decisivas en el correcto crecimiento de la planta, ya que se produce una clara interacción entre las características del contenedor (altura, diámetro, entre otras) y el manejo del complejo planta - sustrato (Pastor, 1999).

Entre los sustratos empleados más comúnmente en hidroponía se cuentan con arena, grava, tezontle, ladrillos quebrados y/o molidos, perlita, vermiculita (Silicato de Aluminio), Peatmoss (turba vegetal), aserrín, resinas sintéticas (Poliuretano), cascarilla de arroz, carbón vegetal, entre otras (Hernández, 2011).

2.3 Funciones de los sustratos

Básicamente son cuatro las funciones que un sustrato debe cumplir para apoyar un buen desarrollo de las plantas: 1) sirve como un depósito de nutrientes, 2) retiene el agua haciéndola disponible para la planta, 3) debe proveer un intercambio de gases entre las raíces y la atmosfera exterior del sustrato y 4) proporciona un soporte mecánico para sostener a la planta erecta (Chávez, *et al.*, 2008).

2.4 Características de los sustratos

Según Díaz (2004), para caracterizar los sustratos es indispensable concebir a los sustratos en contenedor como un sistema formado por tres fases:

- Una fase sólida la cual asegura el anclaje del sistema radical y la estabilidad de la planta.
- Una fase líquida que asegure el suministro de agua y nutrimentos a la planta.
- Una fase gaseosa que asegure el intercambio de oxígeno y bióxido de carbono entre las raíces y el medio externo.

Cualquier material orgánico, mineral o artificial puede ser empleado como sustrato, con la condición de que desempeñe las funciones expuestas anteriormente. El

problema fundamental en los sustratos es asegurar la producción de biomasa de las partes aéreas con la ayuda de un volumen limitado de sistema radicular (Díaz 2004).

2.5 Propiedades físicas de los sustratos

Las características físicas de los sustratos son de mayor importancia para el normal desarrollo de la planta, pues determinarán la disponibilidad de oxígeno, la movilidad del agua y la facilidad para la penetración de la raíz, un aspecto que se debe tener en consideración al referirse a las características físicas de un sustrato, es la imposibilidad de modificar alguna de estas propiedades posteriormente a la colocación de la planta dentro del contenedor (Calderón, s/a).

Díaz (2004), menciona que las principales propiedades físicas que se necesitan determinar en un sustrato para caracterizarlo son: densidad aparente, densidad real, granulometría, porosidad total, porosidad de aire, porosidad 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, se pueden cambiar antes de que el sustrato se encuentre en el contenedor con la planta en desarrollo.

Densidad aparente (Da). Se define como la relación entre la masa del material sólido seco por unidad de volumen y se expresa como g/cm^3 . La densidad aparente juega un papel vital sobre la porosidad, ya que junto con la densidad real del material se usan como parámetros para calcular la porosidad. Este parámetro

también juega un papel en los costos de transporte y manejo de sustrato (acarreo en el invernadero), ya que un material de muy baja densidad cuesta mucho su transporte y debe ser compactado hasta el punto en que pueda recuperar sus características originales. Este parámetro puede ser determinado en campo, solamente se requiere de un recipiente de volumen conocido, una báscula y se determinan en la siguiente ecuación (Castellanos y Vargas, 2008):

$$D_a \left(\frac{g}{cm^3} \right) = \frac{PSS - Pr}{V}$$

Dónde:

PSS= Peso del sustrato en g.

Pr= Peso del recipiente en g.

V= Volumen del recipiente en cm³

Densidad real (Dr). Es el peso del sustrato entre el volumen que realmente ocupa, es decir el peso del sustrato sin tomar en cuenta el volumen de poros que existe dentro y entre las partículas del sustrato y entre el sustrato y las paredes del contenedor. Se determina por picnometría, desplazando el aire del sustrato con agua (Ansorena, 1994, citado por Díaz, 2004).

Granulometría. Es la determinación de la distribución de tamaños de las partículas que conforman un sustrato. La forma de la gran mayoría de las partículas de los sustratos no es esférica ni presenta un tamaño único, por lo que en la práctica la porosidad aumenta a medida que lo hace el tamaño medio de la partícula y viceversa. De acuerdo al tamaño de partícula es el tamaño de los poros externos

formados por los espacios interparticulares, por lo que con frecuencia se ha intentado relacionar la granulometría con la porosidad y a su vez con la capacidad de retención de humedad. La granulometría de un material puede caracterizarse fácilmente por medio del tamizado de una muestra secada al aire o en estufa, recolectando cada una de las fracciones retenidas en cada tamiz y cuantificando su peso. Cada una de las fracciones se expresa con base en porcentaje en relación con el peso inicial (Díaz, 2004).

Espacio Poroso Total (EPT). Es el volumen total no ocupado por la fase sólida, es decir, la parte que no está conformada por partículas orgánicas ni minerales (Martínez, 1993; citado por Castellanos y Vargas, 2008). En los suelos el espacio poroso, también conocido como porosidad total es del orden del 50% y de allí la relación óptima que clásicamente se maneja en los textos de edafología de 50% de material mineral, 25% de aire y 25% de agua y estas dos últimas fracciones conforman el 50% que se denomina porosidad total, la porosidad se asocia con la capacidad del material para suministrar aire a la raíz. Este parámetro también puede ser determinado en campo y se calcula de acuerdo a la siguiente ecuación (Castellanos y Vargas, 2008):

$$EPT (\%) = \left[1 - \frac{D_a}{D_r} \right] * 100$$

Dónde:

D_a = densidad aparente, g/cm^3

D_r = densidad real, g/cm^3 . Para fines prácticos, si se trata de un sustrato orgánico la

D_r se considera como $1.5 g/cm^3$ y para un sustrato mineral como $2.65 g/cm^3$.

Capacidad de aireación (CA). Es la proporción del volumen del sustrato de cultivo por aire o por ciento de aire que queda en el sustrato cuando se aplica una tensión de 10 cm de carga de agua de tensión, el nivel óptimo oscila entre 20 y 30% en base volumen, mientras que para sustratos inorgánicos este rango oscila entre 30 y 40%. Este parámetro es de gran importancia, pues en un medio tan dinámico como es el sustrato y con un cultivo trabajando a la máxima capacidad, las raíces requieren de un alto suministro de oxígeno para mantener su actividad metabólica y crecimiento. Por ello, un déficit de oxígeno, aun cuando sea temporal, puede reducir el crecimiento de las raíces, la absorción de agua y nutrientes y afectar el desempeño del cultivo. Sin embargo, condiciones de falta de agua provocan de igual manera un pobre desempeño del cultivo y condiciones de falta o exceso de agua en forma intermitente, suelen provocar la muerte de algunas raíces (Castellanos y Vargas, 2008).

Capacidad del contenedor (Cc). Es el porcentaje con base a volumen de un sustrato o componente que se llena con agua después de que el sustrato se satura y se le permite drenar. Esta es la máxima cantidad de agua (o capacidad) que el sustrato puede retener. El drenaje ésta influenciada por la altura del contenedor. Entre más alto el contenedor, el drenaje es mayor y tendrá menos capacidad de retener agua (Holcomb, 1994). La cantidad de agua retenida por el sustrato a 1 kPa de tensión corresponde a la capacidad de contenedor después de drenaje libre (Florian, 2002)La capacidad del contenedor también se define como la humedad media de una masa de sustrato, que después de ser saturado con agua, se deja drenar totalmente y alcanza un estado de equilibrio. El valor de la capacidad del

contenedor va asociado siempre con el espesor del sustrato, dada la influencia que éste tiene sobre el volumen de agua retenida. Por ello se habla de humedad media, ya que el contenido de agua aumenta hacia la base del contenedor (White, 1964, citado por Florian, 2002).

Agua fácilmente disponible (AFD). Es la diferencia entre el volumen de agua retenida por el sustrato después de haber sido saturado y dejado drenar a 10 cm de succión, y el volumen de agua presente en dicho sustrato a una succión de 50 cm de agua. La razón de usar este rango entre 10 a 50 cm de carga, se debe a que la tensión matricial que ocurre con 10 cm de carga de agua permite suministrar suficiente aireación para satisfacer la actividad metabólica de la raíz, y por otro lado a una tensión matricial de más de 50 cm de carga de agua puede afectar el desarrollo de la planta por falta de agua. En resumen, a tensiones menores de 10 cm de carga de agua, podría faltar oxígeno para la raíz y a tensiones mayores de 50 cm de carga, el agua es retenida fuertemente por los microporos del sustrato y la planta tendría que hacer un gran esfuerzo por absorberla. Se ha sugerido que el valor óptimo de agua fácilmente disponible para los sustratos en general, oscila entre 20 y 30 % en volumen (Castellanos y Vargas, 2008).

Agua de reserva (AR). Es la cantidad de agua en volumen, que libera un sustrato al pasar de una tensión de 50 a 100 cm de carga de agua, es decir es el agua que queda retenida en el sustrato con mayor fuerza que la fácilmente disponible, sin embargo, la planta puede hacer uso de ella en periodos más prolongados de tiempo

y sirve como su nombre lo indica, de reserva el nivel óptimo se sitúa de 4 a 10% en volumen (Castellanos y Vargas, 2008).

Agua total disponible. Se define como la suma del AFD y el AR y su valor óptimo va del 25 al 40% del volumen del sustrato. El conocimiento de este tipo de agua nos sirve para hacer la programación del riego (cantidad y frecuencia) (Castellanos y Vargas, 2008).

Agua difícilmente disponible (ADD). Es el volumen de agua que queda retenida fuertemente retenida por el sustrato a una tensión mayor de 100 cm de carga de agua y podría ser utilizada por la planta en condiciones de estrés hídrico. Para este parámetro no se ha reportado un valor óptimo (Castellanos y Vargas, 2008).

Capacidad de Retención de Agua (CRA). La capacidad de retención de agua, se refiere al contenido máximo de agua que puede retener un sustrato una vez que este se ha saturado y se ha dejado de drenar. La capacidad de retención de agua, depende de las características físicas del sustrato y de la altura del contenedor, mientras más alto es el contenedor menor será la retención de agua y mayor será la cantidad de aireación a disposición de las raíces y viceversa (Fonteno, 1996; citado por Castellanos y Vargas, 2008). Su valor óptimo varía de 50 a 77% en volumen, aunque en sustratos como tezontle podría ser un poco menor (40-45%) (Castellanos y Vargas, 2008).

De acuerdo a Boodt *et al.*, (1974), citado por Díaz, (2004), considera que un buen sustrato debe de tener las siguientes características de liberación de agua en un cultivo.

85% de porosidad total

5.0% de espacio sólido

20-30% de porosidad de aire

20-30% de agua fácilmente disponible

4-10% de agua de reserva

2.6 Propiedades químicas de los sustratos

Las propiedades químicas 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 (físico-químico) y reacciones de biodegradación de la materia orgánica (bioquímica), los materiales orgánicos son los componentes que contribuyen principalmente a la química de los sustratos, debido a la formación y presencia de las sustancias húmicas, el producto final más importante de la descomposición de la materia orgánica (Cadahia, 2005).

Las principales propiedades químicas que se deben determinar en un sustrato son: pH, conductividad eléctrica, capacidad de amortiguamiento, capacidad de intercambio catiónico (CIC), nutrientes disponibles en la solución, elementos pesados y compuestos fitotóxicos (Díaz, 2004).

Capacidad de intercambio catiónico. Cadahia (2005), la define como la suma de los cationes que pueden ser adsorbidos por unidad de peso (o de volumen) del sustrato, dichos cationes quedan así retenidos frente al efecto lixiviante del agua y están disponibles para la planta. Los materiales orgánicos poseen una elevada capacidad de intercambio catiónico y una alta capacidad tampón frente a cambios rápidos en la disponibilidad de los nutrientes y del pH, una CIC elevada supone un depósito de reserva para los nutrientes, mientras que los materiales con baja capacidad de cambio, como la mayoría de los sustratos minerales, retienen cantidades reducidas de nutrientes y requieren una aplicación frecuente de los nutrientes. En el proceso de intercambio catiónico, los iones orgánicos cargados negativamente son capaces de adsorber cationes (NH_4^+ , K^+ , Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ , etc.) en proporciones variables, en función de la afinidad del catión por los centros de adsorción y en la concentración en la disolución.

pH. El pH es una medida de la acidez o alcalinidad de una solución. El pH indica la concentración de iones hidronio [H_3O^+] presentes en determinadas sustancias (Cepeda, 1991).

Las plantas pueden sobrevivir en un amplio intervalo de pH del sustrato sin sufrir desordenes fisiológicos aparentes, siempre y cuando todos los nutrientes se suministren en forma asimilable. Sin embargo, el crecimiento y el desarrollo de las plantas se ven reducidos notablemente en condiciones de acidez o alcalinidad extremas. El pH ejerce sus efectos principales sobre la asimilabilidad de los nutrientes, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica, la

asimilabilidad de los elementos nutritivos es afectada considerablemente por el pH (Cadahía, 2005).

Disponibilidad de los nutrientes. La mayoría de los sustratos minerales no se descomponen, ni de forma química, ni biológicamente y desde un punto de vista práctico, se pueden considerar desprovistos de nutrimentos. Por el contrario, los sustratos orgánicos difieren marcadamente entre sí en el contenido en nutrimentos asimilables (Cadahía, 2005). En cualquier caso, y para un crecimiento óptimo de las plantas, deberían añadirse siempre nutrimentos adicionales como fertilizantes de base y/o como fertilizantes durante el ciclo de cultivo (Raviv *et al.*, 1986, citado por Cadahia, 2005).

El extractante más comúnmente utilizado es el agua. Sin embargo, los métodos empleados para determinar el nivel de fertilidad de los sustratos difieren en la relación de volúmenes de sustrato a extractante: pasta saturada o suspensiones (1:1.5; 1:5; 1:6; etc.). La elección del método depende de dos factores fundamentales: el número de muestras a analizar y la rapidez en la generación de los resultados. Evidentemente, los niveles de referencia de los parámetros relativos al estado de fertilidad de los sustratos variarán de acuerdo con el método de extracción utilizado (Ansorena, 1994).

A modo de ejemplo, en el Cuadro 2, se muestran los niveles óptimos de los nutrientes en el extracto de saturación del sustrato, en el cultivo de plantas ornamentales sobre mezclas o minerales orgánicos (Abad *et al.*, 1993).

Cuadro 2. Niveles óptimos de los nutrientes asimilables en un sustrato orgánico para el cultivo de plantas ornamentales (Cadahía, 1995).

<i>Nutrimiento</i>	<i>Nivel óptimo (ppm en el extracto de saturación)</i>
N (NO ₂ ⁻)	100-199
N (NH ₄ ⁺)	0 -20
P (H ₂ PO ₄ ⁻) (HPO ₄ ⁻²)	6 - 10
K (K ⁺)	150 - 249
Ca(Ca ⁺²)	> 200
Mg (Mg ⁺²)	> 70
Fe (Fe ⁺²) (Fe ⁺³)	0.3 - 3.0
Mn (Mn ⁺²)	0.02 - 3.0
Mo (MoO ₄ ⁻²)	0.01 - 0.1
Zn (Zn ⁺²)	0.3 - 3.0
Cu (Cu ⁺²)	0.001 - 0.5
B (BO ₃ ⁻³)	0.05 - 0.5

Si bien todos estos niveles pueden variar en función de la especie vegetal, la variedad cultivada, la fase de desarrollo de la planta, el ciclo del cultivo, el medio ambiente, las prácticas de manejo, etc., las cuales constituyen un excelente punto de referencia a la hora de implantar un sistema de cultivo sin suelo, con un sustrato particular. Se alcanza frecuentemente un crecimiento óptimo de las plantas sobre sustratos orgánicos, cuando una aplicación moderada de abonos de liberación lenta o progresiva es complementada con una fertilización a través del riego (Cadahía, 1995).

Salinidad. Cadahía (2005), la define como la concentración de sales solubles presentes en la solución de sustrato.

Las causas que originan un incremento en la salinidad del sustrato, después de estar éste colocado en el contenedor, son (Bunt, 1988; Lemaire *et al.*, 1989, citado por Cadahia, 2005):

1) La presencia de fertilizantes insolubles, como los de liberación lenta, cuando se degradan para producir nitratos o bien, cuando liberan sales mediante difusión, en una cuantía superior a las cantidades absorbidas o lixiviadas.

2) Cuando la cantidad de sales aportadas con el agua de riego o la solución fertilizante es superior a las cantidades absorbidas por la planta o las pérdidas por lixiviación.

3) Cuando el sustrato presenta una elevada capacidad de intercambio catiónico y, al mismo tiempo, se descompone con el transcurso del cultivo, liberando nutrientes. Todas estas situaciones pueden ser prevenidas en gran parte, conociendo las cantidades de fertilizantes requeridas por el cultivo y evitando las aplicaciones excesivas de abonos.

Relación carbono/nitrógeno (C/N). La relación C/N se usa tradicionalmente como un índice del origen de la materia orgánica, de su madurez y de su estabilidad. Los daños que aparecen sobre las plantas cultivadas en materiales orgánicos inmaduros, se deben tanto a una inmovilización del nitrógeno como a una baja disponibilidad del oxígeno en la rizosfera. Esta situación está provocada por la actividad de los microorganismos, que pueden llegar a descomponer los materiales orgánicos frescos y utilizan el nitrógeno para la síntesis de sus proteínas celulares, y además pueden provocar una carencia de oxígeno, debido a que éste elemento es

también consumido por la población microbiana (Cadahía, 2005). Una relación C/N entre 20 y 40 es considerada como óptima para el cultivo en sustrato, y es un índice de un material orgánico maduro y estable (Abad *et al.*, 1993).

2.7 Propiedades biológicas de los sustratos

Una revisión detallada de las propiedades de los sustratos de cultivo no debe finalizar sin el estudio de sus propiedades biológicas (Cadahia, 2005).

Velocidad de descomposición. Todos los sustratos orgánicos, incluso los más estables, son susceptibles de degradación biológica, viéndose favorecida esta situación 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 de nitrógeno, liberación de sustancias fitotóxicas y contracción del sustrato. De esta forma la descomposición de la materia orgánica en los medios de cultivo, es desfavorable desde el punto de vista hortícola, se deben tomar precauciones con el objeto de minimizar sus efectos sobre las plantas (Raviv *et al.*, 1986, citado por Cadahia, 2005).

Efectos de los productos de descomposición. Algunos de los efectos biológicos de los sustratos orgánicos son directamente atribuibles a los ácidos húmicos y fúlvicos, que son los productos finales de la degradación de la lignina y la hemicelulosa, una gran variedad de funciones vegetales, tanto a nivel de célula

como de órgano, son afectadas positivamente por los ácidos húmicos y fúlvicos *per se*. Las sustancias húmicas actúan, asimismo, como transportadoras de los micronutrientes para las plantas (Cadahia, 2005).

Actividad reguladora del crecimiento. Es conocida la existencia de actividad auxínica (que controla el crecimiento celular y la iniciación de raíces) en los extractos de muchos materiales orgánicos utilizados en los medios de cultivo de las plantas. Ya que dicha actividad hormonal no ha podido ser relacionada directamente con las sustancias húmicas, se ha atribuido a un efecto sinérgico entre las auxinas (bien producidas naturalmente por la planta, bien aplicadas exógenamente) y los compuestos fenólicos que están presentes en dichos materiales como consecuencia de la degradación de los compuestos orgánicos, especialmente lignina (Raviv *et al.*, 1986, citado por Cadahia, 2005).

Actividad enzimática. Se libera después de la descomposición de la materia orgánica. Se han identificado diferentes actividades enzimáticas (celulasas, proteasas, ureasa, etc.) en los sustratos orgánicos, todas ellas, con efectos muy positivos sobre la nutrición vegetal (Cadahia, 2005).

Propiedades supresivas. Éstas inhiben el desarrollo de determinados agentes fitopatógenos, especialmente hongos. Estas propiedades se han encontrado en materiales orgánicos compostados, particularmente corteza de árboles, con marcados efectos supresivos sobre diferentes hongos de los géneros *Fusarium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia*, *Pythium*, etc. Las propiedades supresivas de las

cortezas de árboles compostadas son debidas, entre otros factores al establecimiento de una microflora antagónica, supresiva de los hongos fitopatógenos, durante el proceso de compostaje (Cadahia, 2005).

2.8 Principales sustratos y mezclas utilizadas en viverismo

El sustrato es un factor clave para la producción de hortalizas, plántulas y flores en invernadero. En México hay una amplia variedad de materiales como polvo de coco, tezontle, perlita, pumacita, tepojal, compostas, turba, corteza de pino, cascarilla de arroz, entre otros, que se emplean como sustratos; sin embargo, se le ha dado poca importancia a su caracterización la cual desempeña un papel clave en el manejo agronómico del cultivo (Castellanos y Vargas, 2008).

En la práctica, para valorar la calidad de un sustrato no basta con conocer las propiedades generales de sus principales componentes, sino que es necesario determinarlas para cada ingrediente o mezcla particular, ya que las variaciones suelen ser muy importantes (Ansorena, 1994; citado por González, 2005).

A continuación se presentan los materiales que conforman las mezclas utilizadas en el presente trabajo.

Turba (Peat Moss)

Turba de *Sphagnum* sp., o Peatmoss. Proveniente de turberas de reciente explotación, con extracción artesanal, ofreciendo un peat turba de alta calidad libre de plagas y enfermedades como hongos, larvas de mosca y nemátodos; libre de

raíces y troncos de otras plantas. Con Certificación orgánica LETIS SA (Alberico, 2010a). Las turbas son restos vegetales en proceso de fosilización (Castellanos y Vargas, 2008).

Vermiculita

La vermiculita de grado hortícola se ha vuelto uno de los componentes principales en sustratos libres de tierra, como un agregado y en muchos otros usos tanto en la agricultura comercial como en la doméstica. La vermiculita es el nombre dado a un grupo de minerales naturales laminados e hidratados similares a la mica. Procesado en Hornos especiales, el mineral se expande en partículas laminares en forma de acordeón ya reconocidas por muchos como una parte de las mezclas de sustratos libres de tierra. El producto procesado es estéril, permanente, inodoro y no es tóxico. Tiene características que son muy deseables siendo este un producto muy ligero en peso, con una alta capacidad de retención de humedad y nutrientes (Alberico, 2010b).

Perlita (Agrolita Hortícola de la empresa Agrolita®)

Las características únicas de la Perlita “Agrolita Hortícola” la hacen un excelente acondicionador de suelos y medios hortícolas en general. La agrolita hortícola es producida al calentar en hornos especiales una piedra volcánica de silicio triturado. El calor hace que las partículas de piedra volcánica se expandan de 4 a 20 veces su tamaño original. Los gránulos de agrolita blanca son el resultado de la expansión originada por la combinación de agua vaporizada dentro del mineral la cual forma

bolsas de aire. Debido a la gran cantidad de aire que se encuentra en las bolsas dentro de las partículas el producto es muy ligero y hace que este tenga propiedades físicas excelentes para su uso en la propagación de plantas. Las propiedades físicas de este producto lo hacen todavía más útil para su uso en horticultura. Es inorgánico, estéril, seguro en su manejo y es inoloro (Alberico, 2010d), es un mineral expandido, formado por óxidos de silicio, de origen volcánico (Alberico, 2010c).

Fibra de coco

El polvo de coco o fibra de coco es un subproducto de la industria coprera que merece ser destacado, ya que se genera después de que el mesocarpio fibroso del coco ha sido procesado para obtener las fibras más largas, que se destinan a la fabricación de cuerdas, tapicería, entre otras. Mientras que las fibras cortas y el polvo se utilizan como sustrato. Actualmente en México hay empresas que usan toda la cascara del coco para la producción del sustrato, el cual está troceado en pedazos pequeños muy similar en apariencia y propiedades a la fibra que se importa, por lo que este material es un sustrato muy prometedor para la horticultura protegida en México, dado a su bajo costo, su facilidad de manejo, su sanidad, y la excelente respuesta agronómica que ha mostrado en los cultivos en que se ha evaluado (Castellanos, *et al.*, 2008).

Tepojal

El tepojal, llamado también tepezil, es un componente inorgánico al igual que el tezontle, su origen está ligado también a las erupciones volcánicas, pero su disponibilidad es más limitada que el tezontle, ya que se tienen solamente dos sitios de acumulación de este material en la región central, uno ubicado en Calimaya, Estado de México, en las cercanías del Nevado de Toluca, y otro localizado en Perote, Veracruz, cerca del Volcán Pico de Orizaba. La disponibilidad del tepojal a largo plazo es incierta, ya que las minas de Calimaya están próximas a agotarse y la explotación en la mina de Perote es muy intensa, debido a la gran demanda de este material por parte de los fabricantes de block ligero para la construcción; es más ligero y físicamente más inestable que el tezontle (Osuna, *et al.*, 2011).

Cascarilla de arroz

La cascarilla de arroz es un subproducto de la industria molinera, que resulta abundantemente en las zonas arroceras de muchos países y que ofrece buenas propiedades para ser usado como sustrato hidropónico. Entre sus principales propiedades físico-químicas tenemos que es un sustrato orgánico de baja tasa de descomposición, es liviano, de buen drenaje, buena aireación y su principal costo es el transporte. La cascarilla de arroz es el sustrato empleado para los cultivos hidropónicos bien sea cruda o parcialmente carbonizada. El principal inconveniente que presenta la cascarilla de arroz es su baja capacidad de retención de humedad y lo difícil que es lograr el reparto homogéneo de la misma (humectabilidad) cuando se usa como sustrato único en camas o bancadas (Semillería San Alfonso, 2012).

Humus

La utilización de humus de lombriz como sustrato, representa una buena alternativa gracias a sus propiedades físicas, químicas y biológicas. Debido a su origen orgánico no contamina y resulta una buena alternativa para la agricultura orgánica. Donde el humus de lombriz con el proceso de obtención (lombricultura) contribuye a reducir los residuos orgánicos y es inocuo por lo que tiene un beneficio ambiental (Acevedo y Pire, 2004; Reines, 1994; citado por Arechiga, *et al.*, s/a).

A continuación se presentan las características físicas y químicas de las mezclas (tratamientos) utilizadas en el presente trabajo, tales mezclas, características y análisis fueron realizados por la empresa Agrolita, ubicada en Tlalnepantla, Estado de México (Alberico 2010, abcd).

- a) Mezcla 1 o Tratamiento 1. Sustrato elaborado con Turba (Peatmoss), Perlita, Vermiculita más 6 kg/m³ de fertilizante de lenta liberación (multicote 18-06-12+2MgO+ME con liberación de 8 meses) Figura 1.



Figura 1. Turba (Peatmoss), Perlita, Vermiculita más 6 kg/m³ de Fertilizante de lenta liberación (multicote 18-06-12+2MgO+ME con liberación de 8 meses).

Esta es una mezcla ideal para el desarrollo de especies forestales, que contiene un fertilizante de liberación controlada que permite estar disponible cuando la planta lo necesite con base en la temperatura y humedad presente en el sustrato, también es empleado en el cultivo de especies ornamentales de macetería y flor de corte de ciclo largo (Cuadro 3). Posee una elevada capacidad de intercambio catiónico, que favorece un mejor aprovechamiento de los fertilizantes, tiene un pH óptimo, conductividad eléctrica idónea, y evita problemas de salinidad. A continuación en el Cuadro 3 se presentan las propiedades físicas y químicas de la mezcla 1.

Cuadro 3. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 1.

Propiedades Físicas	
Densidad	0.09 g/cm ³
Porosidad	70% - 75%
Retención de humedad	45%
Propiedades Químicas	
pH	5.1 – 6.1
CE	0.87 dS/m
CIC	73- 79 meq/ 100gr

b) Mezcla 2 o Tratamiento 2. Sustrato elaborado con Turba, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10) Figura 2.



Figura 2. Turba, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10).

Es una mezcla que posee una excelente porosidad de aireación favoreciendo la oxigenación de las raíces, tiene una excelente retención de humedad, que evita pudriciones de raíz o de tallo. El pH es ligeramente ácido, ideal en los cultivos forestales, tiene una baja conductividad eléctrica y elevada capacidad de intercambio catiónico lo que permite un mejor aprovechamiento de los fertilizantes aplicados durante el riego. Esta mezcla se recomienda para los procesos de germinación de semillas hortícolas y ornamentales, el desarrollo de especies ornamentales y en cultivos forestales en vivero (Cuadro 4).

Cuadro 4. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 2.

Propiedades Físicas	
Densidad	0.08 g/cm ³
Porosidad	61% - 65%
Retención de humedad	40%
Propiedades Químicas	
pH	5.1 – 5.7
CE	0.73 dS/m
CIC	66- 69 meq/ 100gr

c) Mezcla 3 o Tratamiento 3. Sustrato elaborado con Fibra de coco, Perlita y Vermiculita (60:20:20) Figura 3.



Figura 3. Fibra de coco, Perlita y Vermiculita (60:20:20).

Es una mezcla apta para ser utilizada en procesos de germinación, enraizado en especies ornamentales, hortícolas y forestales. Se caracteriza por mantener excelentes condiciones para el cultivo y lograr un desarrollo pleno, se ha demostrado que reduce el tiempo de enraizamiento por los componentes que la conforman. Posee una alta capacidad de intercambio catiónico que mejora las condiciones de fertilidad, reduce la aplicación de fertilizantes al promover mayor disponibilidad de ellos, ayuda a desarrollar un sistema radical más fuerte y más complejo (Cuadro 5).

Cuadro 5. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 3.

Propiedades Físicas	
Densidad	0.08 g/cm ³
Porosidad	78% - 82%
Retención de humedad	63%
Propiedades Químicas	
pH	5.7 – 6.7
CE	2.5dS/m
CIC	38– 40meq/ 100gr

d) Mezcla 4 o Tratamiento 4. Sustrato elaborado con Fibra de coco, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10) Figura 4.



Figura 4. Fibra de coco, Perlita, Vermiculita y Humus (50:20:20:10).

Es un sustrato ideal en la germinación y cultivo de especies hortícolas y ornamentales, contiene humus de lombriz que facilita una producción orgánica, promueve una mejor distribución radical al contener perlita como fuente de aireación y vermiculita como mejorador de la fertilidad al disminuir la aplicación de fertilizantes, fibra de coco que ayuda a mantener la humedad por más tiempo; posee un pH óptimo para el cultivo de cualquier especie y una baja conductividad eléctrica evitando problemas de salinidad (Cuadro 6).

Cuadro 6. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 4.

Propiedades Físicas	
Densidad	0.08 g/cm ³
Porosidad	68% - 72%
Retención de humedad	49%
Propiedades Químicas	
pH	5.1 – 6.1
CE	1.96 dS/m
CIC	41- 43 meq/ 100gr

e) Mezcla 5 o Tratamiento 5. Sustrato elaborado con Fibra de coco y Perlita (60:40) Figura 5.



Figura 5. Fibra de coco y Perlita (60:40).

Este es un sustrato con las condiciones óptimas para utilizarse en diversos cultivos hortícolas y ornamentales en cualquier fase de desarrollo, posee excelente porosidad y una alta retención de humedad, lo que permite disminuir el número de riegos aplicados a lo largo del día. Conductividad eléctrica óptima, pH ideal y buena capacidad de intercambio catiónico. Se recomienda ampliamente para la producción hidropónica (Cuadro 7).

Cuadro 7. Propiedades físicas y químicas de la mezcla 5.

Propiedades Físicas	
Densidad	1.16 g/cm ³
Porosidad	81% - 85%
Retención de humedad	63%
Propiedades Químicas	
pH	5.6 – 6.6
CE	2.7 dS/m
CIC	30- 32 meq/ 100gr

f) Testigo o Tratamiento 6. Sustrato elaborado con Cascarilla de arroz, suelo y tepojal (30:40:30).

Mezcla utilizada por los productores regionales para el cultivo de la gerbera. A continuación en el Cuadro 8 se presentan las propiedades físicas y químicas de la mezcla testigo.

Cuadro 8. Propiedades físicas y químicas de la mezcla testigo.

Propiedades Físicas	
Densidad	1.03 – 1.09 g/cm ³
Porosidad	76 %
Retención de humedad	45%
Propiedades Químicas	
pH	3.87
CE	1.13 dS/m
CIC	60-61meq/ 100gr

III. JUSTIFICACIÓN

En las últimas décadas la floricultura intensiva, fundamentalmente de los países desarrollados, ha sufrido grandes cambios, de manera que la necesidad de incrementar la producción para satisfacer la demanda de los mercados y para mantener la rentabilidad de estos sistemas productivos, ha llevado a un mayor control ambiental y optimización del desarrollo de los cultivos.

El tipo de sustrato empleado puede ser muy variado, pero en general se busca que presente una alta capacidad de retención de agua, sin que ello limite la aireación de la raíz, con el fin de poder reducir el número de riegos y facilitar así el manejo del sistema. Del mismo modo resulta importante que presente una estructura estable y una baja velocidad de descomposición para que su vida útil sea la mayor posible. Inicialmente se empezaron a utilizar bancadas rellenas de arena. Después se ha tendido hacia el empleo de materiales más estandarizados como la lana de roca y la perlita, dispuestos en sacos de plástico, los cuales resultan económicos y fáciles de manejar.

Por el grado de habilitación en infraestructura y económico desde hace muchos años se observa a los floricultores clasificados en dos grupos: 1) Los grandes productores que tienen su empresa registrada cuyo cultivo es más tecnificado y cultivan mayores extensiones de 1 ha o más de ornamentales; en el cultivo de la gerbera utilizan la hidroponía teniendo como sustrato o soporte materiales inorgánicos, que pueden incluir turba, y 2). Los pequeños productores, aun cuando trabajan como una mini empresa familiar no en la mayoría de los casos tienen registro y poseen pequeñas superficies, menores de 1 ha; en el cultivo de la gerbera estos productores utilizan

cascarilla de arroz, suelo de la región y tepojal en proporciones 30:40:40. Considerando que a la mezcla utilizada no le dan ningún tratamiento y que los suelos de la región se encuentran sumamente contaminados por patógenos que pueden causar daños a la raíz y cuello de la planta. En la presente investigación se evaluará el efecto de diferentes sustratos en el desarrollo de plantas y producción de flor de gerbera, de tal manera que los resultados permitan a los pequeños productores tener alternativas adicionales en la mejoría de plantas, mayor producción y mejor calidad, libres de enfermedades y otros elementos externos que puedan contribuir a incrementar los gastos del cultivo, como las arvenses.

IV. HIPÓTESIS

El sustrato utilizado por floricultores en el cultivo de gerbera limita el desarrollo y calidad de la planta y flor.

V.OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

- Comparar cinco mezclas comerciales de sustratos de los productos Agrolita® con el sustrato utilizado por floricultores en la producción de gerbera de la variedad Baron.

5.2 Objetivos específicos

- Evaluar las variables vegetativas del cultivo de acuerdo a los tratamientos de seis sustratos utilizados.
- Evaluar las variables de producción y calidad de la flor en relación a los tratamientos de los sustratos utilizados.
- Conocer la variación inicial y final de las variables relacionadas con los lixiviados de los sustratos (pH y Conductividad eléctrica).
- Realizar un análisis de costos de los sustratos.

VI. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Localización del experimento

El experimento se realizó en las instalaciones de la empresa Terra Nigra B. V., ubicada en la localidad de Progreso Hidalgo, municipio de Villa Guerrero, Estado de México.

6.2 Selección del material vegetativo

El material vegetativo, cuya presentación comercial es Jiffy 6[®], fue donado por la empresa Servicios Integrales de Horticultura Ornamental (SIHO), que consistió en material *in vitro* crecido en su laboratorio de cultivo de tejidos vegetales. Ubicado en la localidad los Arroyos, municipio de Villa Guerrero, México. El período de adaptación y endurecimiento de las plantas fue de seis a ocho semanas. La variedad con la que se trabajó fue la denominada “Baron”, cuyas flores son de buena aceptación en el mercado (Cuadro 9). Esta variedad pertenece a la casa comercial Terra Nigra B. V., con registro en la Unión Europea y a Nivel Nacional se encuentra en trámite su solicitud ante el Servicio Nacional de Inspección y Certificación de Semillas (SNICS).

Cuadro 9. Variedad de Gerbera (*Gerbera jamesonii* var. Baron), utilizada en la presente investigación.

Variedad	Características
 <p data-bbox="316 801 405 837">Baron</p>	<p data-bbox="560 510 1409 837">Esta variedad es de color naranja de centro negro (doble) con una productividad de 201 a 240 tallos, por metro cuadrado anual, y de 241 a 280 en hidroponía; con una altura de 65 a 70 cms, y diámetro del capítulo floral de 11 a 12 cms, con una vida poscosecha de 10 a 12 días.</p>

6.3 Contenedor bolsas de polietileno

El contenedor es el recipiente donde se coloca el sustrato y debe tener suficiente espacio y drenaje para el buen desarrollo radicular de la planta. Además debe reducir los costos de producción, en este caso se utilizaron bolsas plásticas de polietileno negro con capacidad para doce litros de sustrato.

En el caso del cultivo de plantas en contenedor el volumen del sustrato es limitado y la disponibilidad el oxígeno, agua y nutrimentos (Pastor, 1999).

6.4 Tratamientos y Sustratos utilizados

Se utilizaron 5 mezclas comerciales de Agrolita® y un testigo, este último corresponde al utilizado por los productores.

La composición porcentual de las mezclas utilizadas se describe en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Composición porcentual de las mezclas utilizadas.

Mezclas Comerciales	Composición porcentual
Tratamiento 1	(Mezcla 1): Turba: 60% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20 + 6.0 kg/m ³ de fertilizante de lenta liberación, multicote 18-06-12+2MgO+ME.
Tratamiento 2	(Mezcla 2): Turba: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%.
Tratamiento 3	(Mezcla 3): Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Fibra de Coco: 60%.
Tratamiento 4	Mezcla 4): Fibra de Coco: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%.
Tratamiento 5	(Mezcla 5): Fibra de Coco: 60% + Perlita: 40%.
Tratamiento 6	(Testigo): Cascarilla de Arroz: 30% + Suelo: 40% + Tepojal: 30%.

6.5 Establecimiento

Una vez seleccionada la variedad, se procedió a la planeación y ejecución del diseño experimental de la siguiente manera:

- I. Se obtuvieron 240 plantas de la variedad antes mencionada.
- II. Se utilizaran bolsas de plástico negras, con capacidad para doce litros de sustrato.
- III. Previo a la plantación, se revisó el aspecto fitosanitario de la planta.

- IV. El llenado de la bolsa fue completamente al borde de la misma, haciendo un montículo (con el mismo sustrato en el interior) para una mejor adaptación de la planta.
- V. El trasplante se realizó dejando un centímetro libre por encima del montículo (con el mismo sustrato) para evitar problemas sanitarios y ahogamiento de la planta.
- VI. Se llenaron 40 bolsas de cada una de las mezclas haciendo un total de 240 bolsas, y se procedió al trasplante de forma inmediata, se colocaron en bancales metálicos a una altura de 80 cm.
- VII. Se saturó cada una de las bolsas con agua de riego.

El experimento fue establecido el día 20 de diciembre de 2011.

6.6 Manejo agronómico

El experimento se estableció en un invernadero con ventila cenital, arcos sin estructura, tensados con cable y una malla sombra del 80%, las bolsas se colocaron sobre bancales metálicos a una altura de 80 cm y en este periodo durante 4 meses aproximadamente se realizaron lecturas de humedad relativa (58.32%), luz (5000 luxes) y temperatura (20°C).

6.6.1 Fertilización

La gerbera es una planta con grandes requerimientos nutricionales. Los macroelementos nitrógeno, potasio, calcio, magnesio y fósforo tienen una influencia decisiva, aunque también juegan un papel importante los microelementos como el cobre, hierro y molibdeno. En las distintas fases del crecimiento y desarrollo, dependiendo de las condiciones del medio, los requerimientos de gerbera de los elementos mencionados varían (Oszkinis y Lisiecka, 1990).

La empresa Servicios Integrales de Horticultura Ornamental (SIHO) consideró pertinente no dar las fórmulas de fertilización y el manejo integrado de plagas y enfermedades, por lo que se emplearon como base aquellas propuestas por SEDAGRO (2012), con valores próximos a las fórmulas de SIHO.

NUTRICIÓN: Dos aplicaciones por semana, mediante fórmulas preparadas:

- Para trasplante y desarrollo: fosfonitrato: 3 g/litro de agua, 18-18-18: 3 g/litro de agua y nitrato de calcio: 2 g/litro de agua.
- Para producción: 18-18-18: 3 g/litro de agua, nitrato de calcio: 2 g/litro de agua, nitrato de potasio: 2 g/litro de agua y fosfonitrato: 2 g/litro de agua.

CONTROL FITOSANITARIO:

Enfermedades que dañan al cultivo:

Las producidas por hongos *Fusarium oxisporum* Schltl., *Fusarium roseum* (Link) Syd., *Rhizoctonia solani* Kühn. Control: thiabendazol (Tecto 60 PH), Carbendazim (bavistin): 3 g/litro de agua).

Plagas que dañan al cultivo:

Mosquita blanca (*Bemisia tabaci Gennadius*), Control: Imidacloprid (Confidor) 0.5 ml/litro de agua.

Trips (Diferentes especies como *Frankliniella occidentales* Pergande), Control: Spinosad (Tracer) 0.5 ml/litro de agua.

Minador de la hoja (*Liriomyza* sp.), Control: Cyromazina (Trigard) 0.5 g/litro de agua.

6.6.2 Riegos

Se regó dos veces por semana con un sistema de riego por cinta de goteo en el que se incluyó la fertilización. El agua con la que se regó provino de una presa del mismo invernadero con un pH alcalino de 10.70 y una conductividad eléctrica de 0.11 mmhos, la cual al realizar las mezclas con el fertilizante se ajustó con un pH de 6.0.

6.6.3 Normas de calidad de la gerbera

De acuerdo a Gamboa (1991), existen normas de calidad que la gerbera debe de cumplir para poder salir al mercado. A continuación se presentan las siguientes características.

- **CARACTERÍSTICAS DEL CAPÍTULO.**
 - Capítulo a punto de madurez óptimo
 - Debe mantener completas las lígulas no debe presentar ventanas o espacios vacíos.
 - Deber ser completamente simétrica.
 - Debe estar libre de síntomas de *Botrytis cinerea* Pers. o cualquier otro hongo.
 - El color debe ser el de la variedad.

- **CARACTERÍSTICAS DEL TALLO**
 - Deber ser completamente recto y con textura firme.
 - Debe ser mayor a 40 cm y menor a 80 cm.
 - No deber presentar daños mecánicos.

6.6.4 Prácticas adicionales

Eliminación de malezas de forma manual.

6.7 Variables a evaluar

Al inicio y al final del experimento se realizaron medición de pH y CE del lixiviado de las mezclas de los sustratos.

Las variables del material vegetativo que se evaluaron durante el ciclo del cultivo (seis meses), se agruparon en dos tipos: 1): variables en función a la descripción del material vegetativo y 2): variables en función a la descripción de la mezcla del sustrato y/o de la solución nutritiva.

6.7.1 Variables relacionadas con la descripción del material vegetativo:

a. Número de hojas por planta (NHP)

Al establecer el experimento y hasta el inicio de la etapa de producción de tallos se contó el número de hojas por planta, de manera visual, considerándose solo las hojas verdaderas, como se observa en la Figura 6.



Figura 6. Detalles de la hoja de gerbera.

b. Largo de la hoja (LH) en cm.

Se midió el largo de hoja, considerándose desde la base hasta el ápice de la misma, como se observa en la Figura 7.



Figura 7. Forma en que se tomó la medida de hoja en centímetros.

c. Ancho de la hoja (AH) en cm.

Se midió el ancho de la hoja en la parte media, se utilizó el calibrador o vernier, como se muestra en la Figura 8.

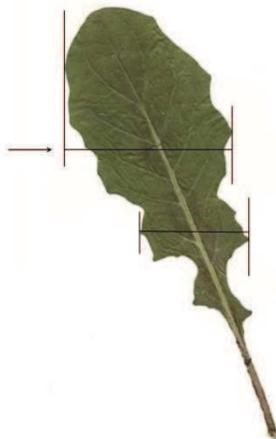


Figura 8. Forma en que se tomó la medida de la parte media de la hoja en centímetros.

d. Longitud del peciolo (LP) en cm.

Se midió desde la base del peciolo hasta el inicio de la hoja en centímetros, haciendo uso del calibrador o vernier, como se muestra en la Figura 9.



Figura 9. Forma en que se tomó la medida del peciolo de la hoja en centímetros.

e. Longitud de la vara o tallo floral (LVTF) en cm.

Se evaluó la longitud del tallo floral desde la base al pedúnculo floral hasta la base del receptáculo. Para ello se usó un vernier o regla milimétrica, como se ilustra en la Figura 10.



Figura 10. Forma en que se midió la longitud del tallo floral.

f. Grosor del tallo (GT) en mm.

Se midió el grosor del tallo de la planta, se utilizó un vernier, como se ilustra en la Figura 11.



Figura 11. Forma en que se midió el grosor del tallo de la planta.

g. Número de botones (NB).

Se cuantificó el número de botones florales que aparecían de manera continua, a partir del tercer desbotonado o formación de la planta hasta concluir el experimento (3 meses de producción), como se ilustra en la Figura 12.



Figura 12. Botón floral.

h. Diámetro del capítulo (DC) en cm.

Se midió el diámetro del capítulo cuando estuvo totalmente abierto, como se ilustra en la Figura 13.



Figura 13. Forma en que se midió el diámetro del capítulo floral.

i. Peso fresco (PF) y Peso seco (PS) de raíz en gramos.

Esta variable se consideró al concluir con el ciclo de producción. Se tomaron 4 plantas por tratamiento, las 24 plantas se dividieron en dos partes: la parte aérea (follaje) y la parte radical (raíces), se lavaron las raíces quedando libres de sustrato,

se metieron a bolsas (corrufacil del no. 20) y se pesaron en fresco en una balanza granataria en el laboratorio del Centro Universitario UAEM Tenancingo, posteriormente se metieron a una estufa de laboratorio (Felisa[®]) a una temperatura de 70°C durante 72 horas para que se secan completamente.

j. Peso fresco (PF) y Peso seco (PS) de follaje en gramos.

De igual forma se trabajó con esta variable al finalizar el ciclo de producción. De los 6 tratamientos las 24 partes aéreas (follaje) se metieron en bolsas (corrufacil del no. 20) y se pesaron en fresco en una balanza granataria en el laboratorio del Centro Universitario UAEM Tenancingo; posteriormente se metieron a una estufa de laboratorio (Felisa[®]) a una temperatura de 70°C con un tiempo de 72 horas para que se secan completamente.

6.7.2 Variables relacionadas con el lixiviado del sustrato de la mezcla:

- Medición del pH del lixiviado (pH).

La medición de pH se realizó al inicio (establecimiento) y final del experimento al concluir el ciclo de producción. Operativamente se llevó a cabo colectando 50 ml del lixiviado de cada tratamiento y se midió con el potenciómetro portátil (Hanna Combo Waterproof Hi 9812).

- Medición de la Conductividad Eléctrica del lixiviado (CE).

Esta variable se cuantificó a través de la medición de la CE del lixiviado drenado por la maceta, medido en mililitros, registrándose la unidad en mS/dm durante cada riego dos veces por semana, operativamente se llevó a cabo al coleccionar 50 ml del lixiviado de cada tratamiento y ser medido con el potenciómetro portátil (Hanna Combo Waterproof Hi 9812).

6.8 Diseño experimental

El experimento se estableció bajo un diseño completamente al azar (DCA), con 5 tratamientos y un testigo y 40 repeticiones. La unidad experimental una maceta o contenedor de plástico con una planta de *Gerbera jamesonii* var. Baron. La unidad experimental fue una maceta (Ortiz, 2006).

6.9 Análisis de resultados

El análisis de varianza y prueba de comparación de medias Tukey ($P= 0.05$) se realizaron con el programa estadístico InfoStat (Versión 9.0).

6.10 Análisis de costos de los sustratos

De las casas comerciales que venden los sustratos Agrolita, S.A. de C.V., se obtuvo información, al igual que las compañías que ofertan la cascarilla de arroz, Floricenter, S.A. de C.V., y casas constructoras que venden el tepojal y tierra agrícola. Con los costos se elaboró una tabla comparativa de los sustratos utilizados por los productores y el mejor tratamiento. También se realizó un cuadro de doble

entrada para comparar las ganancias en un mes de producción de gerbera entre el testigo (sustrato de los productores) y el mejor tratamiento.

VII. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

7.1 Análisis de Varianza de Variables

En el Cuadro No. 11 se observa el análisis de varianza de: cuatro variables vegetativas de *Gerbera jamesonii* var. Baron (Número de hojas por planta, NHP; Longitud de hoja, LH; Ancho de hoja, AH y Longitud del peciolo, LP); cuatro variables relacionadas con la producción (Número de botones, NB; Grosor del tallo, GT; Diámetro del capítulo floral, DC y Longitud del tallo floral, LTF); adicionalmente las variables a) peso fresco PF y peso seco PS de raíz, b) peso fresco y seco de follaje. El análisis fue quincenal con el propósito de observar la evolución de las diferentes variables vegetativas, de producción y de calidad.

Para la prueba de rango múltiple de Tukey sólo se analizaron aquellas variables vegetativas significativas en el análisis de varianza en la quincena 8 después de establecido el cultivo periodo en el que se consideró que las variables relacionadas alcanzaron pleno desarrollo. Para el caso de las variables de producción, peso fresco y peso seco de raíz y follaje, se dejaron desarrollar hasta la quincena 12 para su evaluación.

Cuadro 11. Análisis de varianza de las variables vegetativas y productivas del cultivo de *Gerbera jamesonii* var. Baron bajo invernadero, en diferentes sustratos (seis tratamientos) durante un periodo de 6 meses.

	VARIABLES	Quincena 1	Quincena 2	Quincena 3	Quincena 4	Quincena 5	Quincena 6	Quincena 7	Quincena 8
VEGETATIVA	NHP	NS	NS	NS	NS	NS	*	*	*
	LH	NS	NS	NS	NS	NS	NS	*	*
	AH	NS	NS	NS	NS	NS	*	*	*
	LP	NS	NS	NS	*	*	*	*	*
	VARIABLES	Quincena 7	Quincena 8	Quincena 9	Quincena 10	Quincena 11	Quincena 12		
PRODUCCION	NB	*	*	*	NS	NS	NS	-	-
	GT	NS	*	*	NS	NS	NS	-	-
	DC	NS	*	NS	*	*	*	-	-
	LTF	NS	*	NS	*	*	*	-	-
PESO FRESCO Y SECO	PF raíz	FE	FE	FE	FE	FE	*	-	-
	PS raíz	FE	FE	FE	FE	FE	*	-	-
	PF follaje	FE	FE	FE	FE	FE	NS	-	-
	PS follaje	FE	FE	FE	FE	FE	NS	-	-

NS: NO SIGNIFICATIVO. *: SIGNIFICATIVO. FE: ANÁLISIS DE VARIANZA REALIZADO AL FINAL DEL EXPERIMENTO. NHP: NÚMERO DE HOJAS POR PLANTA. LH: LONGITUD DE HOJA. AH: ANCHO DE HOJA. LP: LONGITUD DEL PECIOLO. NB: NÚMERO DE BOTONES. GT: GROSOR DE TALLO. DC: DIÁMETRO DEL CAPITULO FLORAL. LTF: LONGITUD DEL TALLO FLORAL. PS: PESO SECO. PF: PESO FRESCO.

7.2 Comparación de promedios de tratamientos para las variables vegetativas

a) Longitud de hoja (LH)

Para longitud de hoja en la quincena 8 el tratamiento T2 tuvo mayor longitud (37.72 cm) en comparación con el Testigo (T) que tuvo 31.82 cm, con una diferencia de 5.9 cm (Figura 14).

Al respecto Pérez (2009) y Ramírez (2000) mencionan que el humus aporta al desarrollo de la gerbera ácidos húmicos y fúlvicos, así como también otros componentes orgánicos que absorbe la planta, adicionalmente contiene una flora bacteriana que favorece su desarrollo. Cabe mencionar que al igual que el Tratamiento 2, el T4, también contiene humus en la misma proporción (10%); no obstante este último no tuvo diferencia con el testigo. Por lo anterior, para esta variable (Longitud de Hoja), la mezcla de turba (50%), más perlita (20%), más vermiculita (20%), más humus (10%), T2 fue mejor que el Testigo; no así el Tratamiento 4 que contenía fibra de coco (50%), más perlita (20%), más vermiculita (20%) más humus (10%) que resulto igual al Testigo.

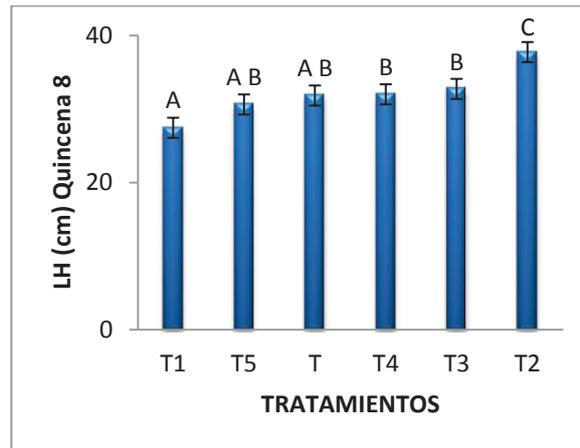


Figura 14. Longitud de hoja en la quincena 8 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

a) Ancho de hoja (AH)

Se mostró una mayor longitud promedio de ancho de hoja en la quincena 8 para el Tratamiento 2 con un promedio de 20.70 cm en comparación con el Testigo cuya medida fue 13.78 cm (Figura 15). Comparando solo resultados de esta variable en la quincena 8, se observa que la diferencia entre el T2 y el Testigo es de 6.92 cm, con ello las hoja en el Tratamiento 2 tienen mayor largo y ancho, representando una mayor superficie foliar que podría repercutir en una mayor fotosíntesis y desarrollo que el Testigo.

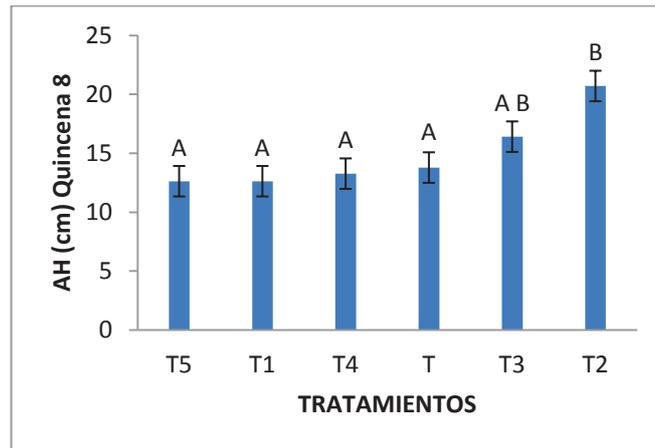


Figura 15. Ancho de hoja en la quincena 8 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

b) Largo del peciolo (LP)

Al igual que en la variable de Longitud de Hoja (LH) y Ancho de Hoja (AH), en esta variable, Largo de Peciolo (LP), el tratamiento 2 con un promedio de 15.64 cm fue mejor que el testigo cuya medida fue 10.44 cm, con una diferencia entre ambos de 5.2 cm (Figura 16); lo que implica que la composición de los sustratos que contiene Turba (50%), más Perlita (20%), más Vermiculita (20%), más Humus (10%) permitió un mejor desarrollo.

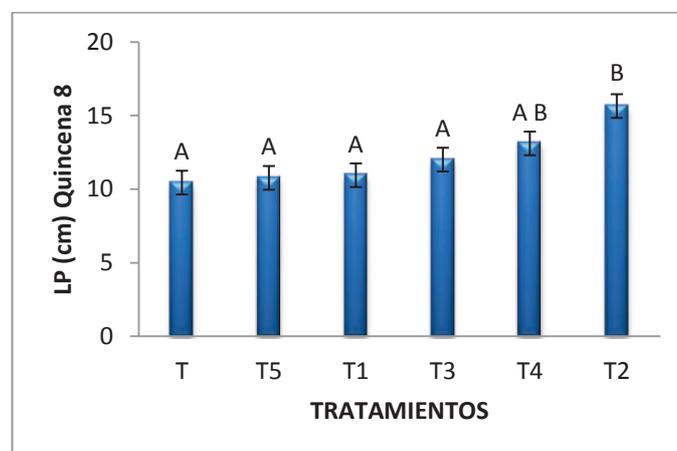


Figura 16. Largo del peciolo en la quincena 8 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

c) Número de Hojas por Planta (NHP)

Para esta variable el promedio de mayor número de hojas por planta (21 hojas por planta para la quincena 8), resultó con el Tratamiento 1 en comparación con el testigo (15 hojas por planta; Figura 17). El Tratamiento 1 tiene diferencia estadística con otros tratamientos pero no con el Testigo; por ello no hay algún tratamiento que supere al sustrato que usan los productores en número de hojas por planta.

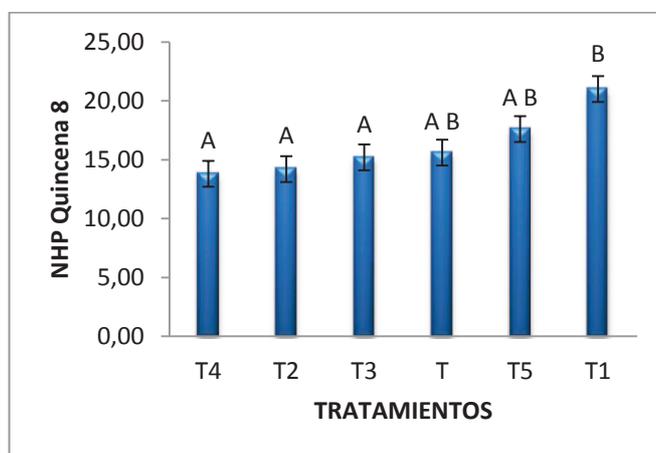


Figura 17. Número de hojas por planta en la quincena 8 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

7.3 Comparación de promedios de tratamientos para las variables de producción y calidad

Las variables utilizadas en la producción fueron: 1) Número de botones (NB), 2) Largo del tallo floral en centímetros (LTF), 3) Grosor del tallo en milímetros (GT) y 4) Diámetro del capítulo en centímetros (DC); dichas variables se midieron durante seis quincenas (desde la quincena 7 hasta la 12); destacan las quincenas 11 y 12, en el presente apartado se manejan los resultados de la quincena 12 solo de las de las variables LTF y DC que tuvieron diferencias estadísticamente significativas (Cuadro 11).

a) Largo del tallo floral (LTF)

La mayor longitud promedio del tallo floral para la quincena 12 resultó con el tratamiento T4 con 63.30 cm de altura en comparación al Testigo con 21.26 cm de altura (Figura 18). La diferencia entre el T4 y el Testigo es de 42.04 cm, equivalente a un 65%. Oszkinis y Lisiecka (1990) han realizado trabajos respecto a diferentes sustratos en gerbera relacionados a la longitud de tallo floral, sin especificar variedades, citan tallos comerciales de 50 a 55 cm al comparar estas longitudes en el presente trabajo, el Tratamiento 4 con 63.30 cm tiene una excelente altura, mientras que el Testigo, con 21.26 cm es muy corto para ser comercializados, ya que no alcanzan los 50-55 cm que requiere un tallo de calidad. Para México Rangel y Ruiz (2004) hacen referencia que un tallo floral de 40 cm es de calidad para exportación.

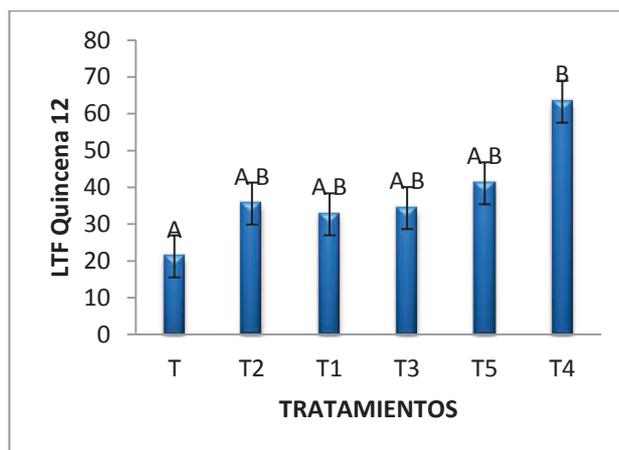


Figura 18. Variable largo del tallo floral en la quincena 12 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

b) Diámetro del capítulo (DC)

El mayor diámetro promedio en centímetros para la quincena 12 se obtuvo con el Tratamiento T4 con un valor de 9.45 cm en comparación con el Testigo con valor de 3.26 cm. La diferencia entre el T4 y el Testigo es de 6.18 cm, suficientes para tener con el Tratamiento 4 una mejor calidad de flor en cuanto al tamaño del capítulo, Figura 19.

Oszkinis y Lisiecka (1990) mencionan en general que un diámetro de capítulo comercial son de 10 a 12 cm. Rangel y Ruíz (2004) hacen referencia a las normas de calidad de exportación de gerbera y citan calidad 1, los tallos florales con una longitud de 40 cm y un diámetro de capítulo de 8 cm, esta calidad la tiene el Tratamiento 4 (longitud de tallo 63.30 cm y diámetro de capítulo de 9.45 cm),

mientras que el testigo posee un tallo floral de 21.26 cm y un diámetro de 3.26 cm; para Rangel y Ruíz (2004) de estar por debajo de la calidad 1 o de exportación, significa calidad 2 o estándar, en esta norma se ubica el Testigo. Lo anterior significa que cultivar gerberas en un sustrato de Fibra de Coco 50%, más Perlita 20%, más Vermiculita 20% y Humus 10%, se pueden obtener flores de calidad de exportación y con resultados mejores que el sustrato utilizado por los productores.

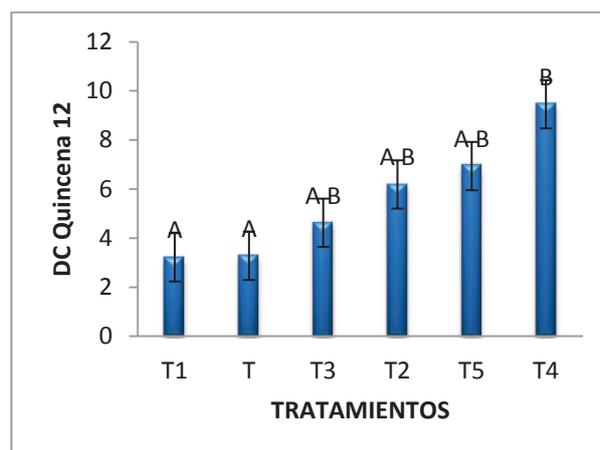


Figura 19. Diámetro del capítulo en la quincena 12 después del trasplante de plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, 0.05).

7.4 Comparación de promedios de tratamientos para las variables peso fresco y seco de planta

Al concluir la etapa de producción se midieron las variables 1) Peso fresco de raíz (PF) y Peso seco de raíz (PS) y 2) Peso fresco de follaje (PF) y Peso seco de follaje (PS). De acuerdo con el análisis de varianza de estas variables (Cuadro 11) se tuvieron diferencias significativas entre tratamientos solo en PF y PS y son los que se presentan a continuación.

a) Peso fresco(PF) y Peso seco (PS) de raíz

En la Figura 20 a) y b) se presentan los valores promedio por tratamiento de PF y PS y la comparación de medias Tukey ($P=0.05$). Ciertamente se presentaron diferencias estadísticas entre los tratamientos pero en ningún caso los tratamientos probados fueron mejores que el testigo en peso fresco y seco; incluso el testigo resulto mejor que el Tratamiento 1 (en ambos casos). Al analizar el T1 (que incluye fertilizante) implica que éste al proveer nutrientes a la planta ya no tiene que buscarlos y su sistema radical no se encuentra tan desarrollado, mientras que cuando el sustrato no lleva fertilizantes la planta desarrolla un poco más sus raíces en busca de nutrientes. Herreros (1976) menciona que la fertilización bien equilibrada, es fundamental para el buen desarrollo de la gerbera, teniendo un efecto en el buen desarrollo del sistema radical de la planta. En el presente trabajo sucedió lo contrario, colocar fertilizante de lenta liberación a razón de 6 kg/m^3 (60:20:20) en el sustrato influyó en tener un menor peso fresco y seco de la raíz (Figura 20 a y b).

El mismo autor señala que un exceso en nitrógeno influye en el marchitamiento de las plantas; más adelante se detallará este aspecto.

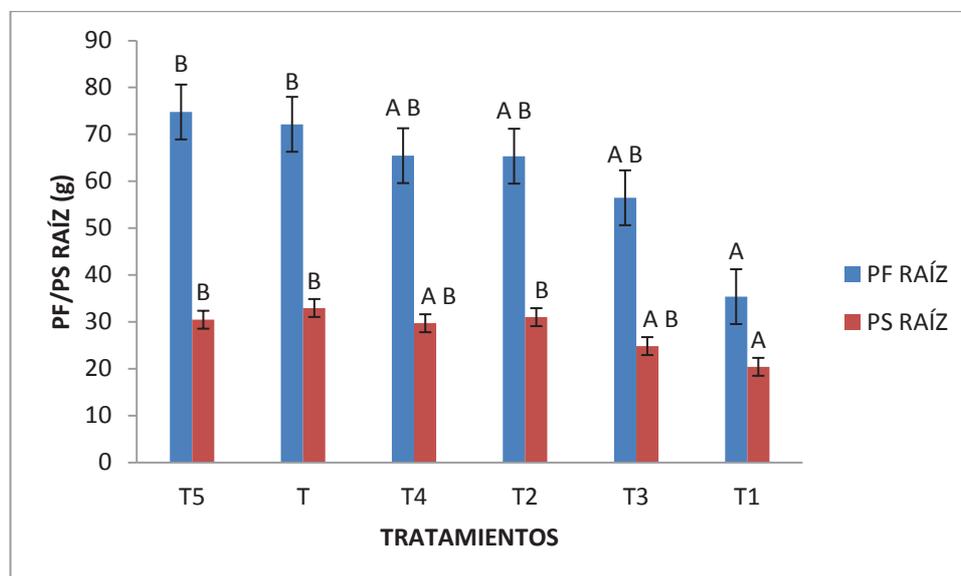


Figura 20. Peso fresco de raíz (PF) y peso seco de raíz (PS), para plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).

a) Peso fresco (PF) y Peso seco (PS) de follaje

Aun cuando no existen diferencias significativas en ambas variables (Figura 21) el T2 muestra para los dos casos una tendencia en lograr un mayor peso fresco en follaje de 211.85 g y un peso seco en follaje de 53.48 g, con diferencias respecto al Testigo 165.0 g y 49.25 g en peso fresco y seco del follaje respectivamente.

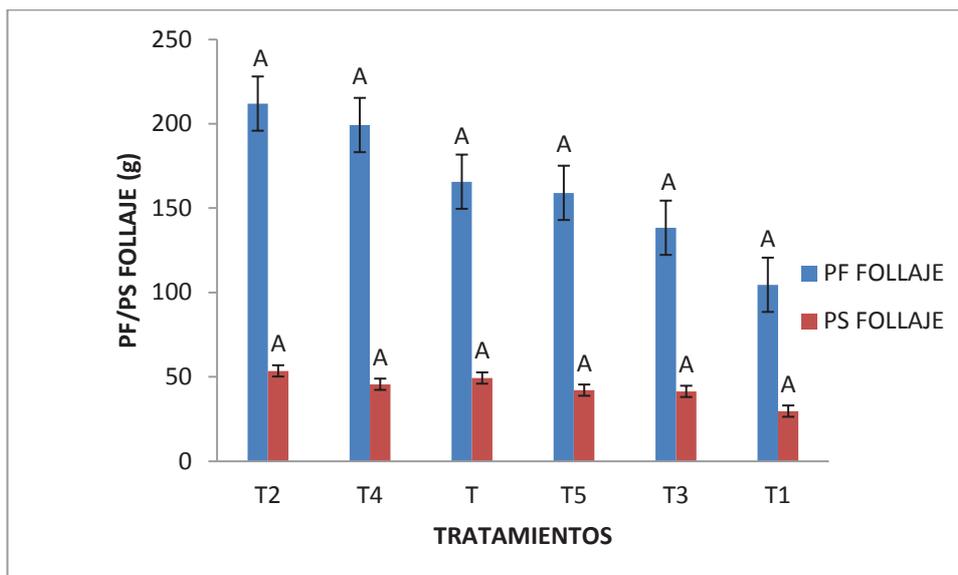


Figura 21. Peso fresco de follaje (PF) y peso seco de follaje (PS), para plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).

7.5 pH y Conductividad eléctrica

Comparaciones entre mediciones de pH y CE del lixiviado al inicio y al final del experimento (Figura 22) mostraron diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 12, Figuras 22 y 23).

- a) Potencial de Hidrógeno (pH) al inicio y final del experimento en los seis tratamientos probados en el cultivo de gerbera (Figura 22).

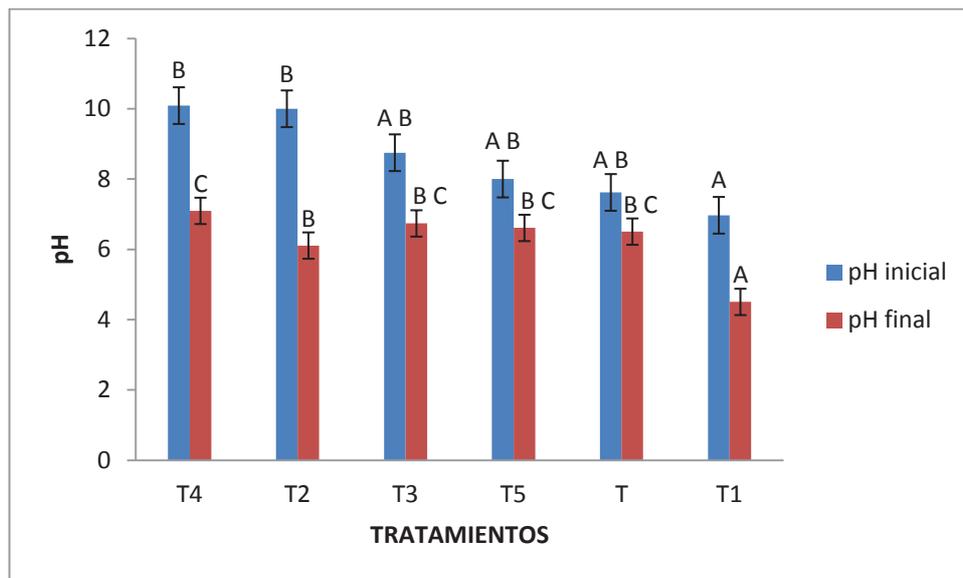


Figura 22. Potencial Hidrógeno (pH) al inicio y final del experimento para plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).

Herreros (1976), Oszkinis y Lisiecka (1990) y Rodríguez (2000) mencionan que el pH óptimo para el cultivo de la gerbera es de 5.5 a 6.5. Es de entenderse que el pH del sustrato es una variable química y con el tiempo tiende a cambiar, la misma agua de riego influye en dichos cambios, se puede observar su dinámica en la Figura 22 y Cuadro 12. En la Figura 22 se observa que existen diferencias en el pH de acuerdo a los sustratos utilizados; lo más importante es que inicialmente ningún tratamiento cumplía con el requisito de ser óptimo (pH 5.5 a 6.5), todos los tratamientos iniciales tuvieron un pH por arriba del óptimo. Al final del experimento los que tienen un pH en el intervalo adecuado para el desarrollo de la gerbera fueron el Testigo (pH 6.5) y T2 (pH 6.1); sin embargo, estos dos tratamientos adecuados en pH no fueron los que tuvieron una mejor calidad en el producto comercial que son las variables

longitud de tallo y diámetro de capítulo, el mejor tratamiento fue el T4 (pH 7.1) con respecto al Testigo (pH 6.5). Otro aspecto a destacar es que el pH 4.5 es el más bajo y corresponde al T1, en este sentido Herreros (1976) cita que la fertilización nitrogenada en exceso puede bajar el pH y favorecer el marchitamiento de las plantas, este aspecto fue observado en el presente trabajo, bajo dicho tratamiento (T1) se presentó marchitamiento y muerte del 80%, mientras que en los otros tratamientos no se presentaron ni marchitamiento ni muerte de plantas. Lo anterior implica que el pH es un factor a considerar en el cultivo de gerbera (pH óptimo 5.5 - 6.5), pero no determinante para desarrollar productos de calidad, pudiendo desarrollarse y alcanzar calidad de exportación a un pH de 7.1 (Tratamiento 4).

b) Conductividad Eléctrica (CE)

Ruíz *et al.*, (1999) mencionan que un rango apropiado para la Conductividad Eléctrica (CE) para el caso de la gerbera es de 2.2 a 2.7 mmhos; para la presente investigación la CE inicial varió de 0.5 a 2.9 mmhos (Testigo y T4 respectivamente; Figura 23 y Cuadro 12). Los sustratos por su naturaleza química variaron y en general tendieron a descender al final del presente estudio estuvieron en el intervalo de 0.4 mmhos el Testigo hasta 2.8 mmhos en T1. Propiamente ningún tratamiento estuvo en el rango óptimo de gerbera (2.2 a 2.7 mmhos); no obstante, el que mejor se comportó para la calidad de la flor (Longitud de Tallo y Diámetro de Capítulo) fue el Tratamiento 4 (2.9 mmhos inicial y 0.8 mmhos final).

Lo anterior implica que es importante mantener la conductividad eléctrica en un intervalo próximo al óptimo (2.2 a 2.7 mmhos) para el cultivo de la gerbera y así

obtener un producto de calidad, ese es el caso del tratamiento 4 (CE: 2.9 mmhos inicial a 0.8 mmhos final); el T1 se acerca al óptimo (CE: 2.6 mmhos inicial a 2.8 mmhos final) en este caso su pH fue bajo (pH 6.9 inicial y 4.5 final) permitiendo la marchitez y muerte de las plantas. Para el presente estudio el testigo tuvo una CE: 0.5 inicial y 0.4 mmhos final, muy por abajo del óptimo, ambas lecturas en conductividad eléctrica repercuten en una disminución en la producción de gerbera.

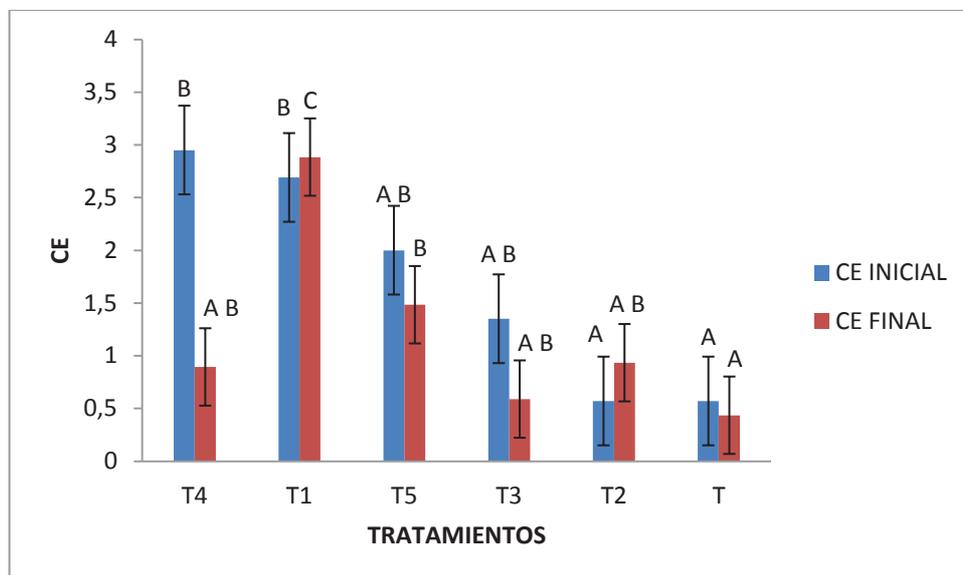


Figura 23. Conductividad Eléctrica (CE) al inicio y final del experimento para plantas de *Gerbera jamesonii* var. Baron. Tratamientos con la misma letra no difieren significativamente (Tukey, $P=0.05$).

Cuadro 12. Potencial Hidrógeno (pH) y Conductividad Eléctrica (CE) al inicio y final del experimento.

Variable	Tratamientos					
	T	T1	T2	T3	T4	T5
pH inicio	7.6	6.9	10.1	8.7	10.0	8.0
pH final	6.5	4.5	6.1	6.7	7.1	6.6
CE (mmhos) inicio	0.5	2.6	0.5	1.3	2.9	2.1
CE (mmhos) final	0.4	2.8	0.9	0.5	0.8	1.4

En resumen se puede decir que el tratamiento más adecuados para un desarrollo vegetativo como longitud de hoja, ancho de hoja y largo del peciolo, fue T2 (Cuadro 12), mientras que para un mejor desarrollo de la producción, con calidad de exportación, resultó ser el T4 (largo del tallo floral y diámetro del capítulo), mientras que en los atributos de pesos fresco y seco de raíz y parte aérea los mismos tratamientos, T2 y T4, se comportaron igual que el Testigo. En cuanto a pH de acuerdo a literatura (Herreros, 1976; Oszkinis y Lisiecka, 1990 y Rodríguez, 2000) el intervalo adecuado es de 5.5 a 6.5, situación que los tratamientos T2 (pH final 6.1) y Testigo (pH final 6.5). En el caso de la conductividad eléctrica el intervalo apropiado es de 2.2 a 2.7 mmhos de acuerdo con Ruíz, *et al.*, (1999), al final de la presente investigación ninguno de los tratamientos alcanzó el óptimo. Lo anterior implica que el pH y la CE son importantes pero no determinantes para el cultivo de gerbera.

Una síntesis de los resultados obtenidos se observa en el Cuadro 13.

Cuadro 13. Resumen de variables analizadas en el cultivo de *Gerbera jamesonii* Bolus variedad Baron.

VARIABLES		TRATAMIENTO MÁS APROPIADO CON RESPECTO AL TESTIGO
VEGETATIVAS	LONGITUD DE HOJA	T2
	ANCHO DE HOJA	T2
	LARGO DEL PECIOLO	T2
	NUMERO DE HOJAS POR PLANTA	NINGUNO
PRODUCCIÓN	LARGO DEL TALLO FLORAL	T4
	DIÁMETRO DEL CAPITULO	T4
	PESO FRESCO Y PESO SECO DE RAIZ	NINGUNO
	PESO FRESCO Y PESO SECO DE LA PARTE AÉREA	NINGUNO
	pH	NINGUNO *
	CE	T2, T4**

*Herreros, 1976, Oszkinis y Lisiecka, 1990 y Rodríguez, 2000. ** Ruíz, 1999.

VIII. ANÁLISIS DE COSTOS DE LOS SUSTRATOS

Dimensiones del área de trabajo

Bancales: 0.75 m de ancho x 24 m de largo, pasillos: 0.75 m, 26 bancales, bolsas de polietileno de 20 cm de diámetro y 30 cm de profundidad, con capacidad de 12 litros de sustrato.

Sistema de plantación

El sistema de plantación (Figura 24) cuenta con las siguientes características: cada bancal con dos filas paralelas, el tamaño de la distancia entre las plantas es moderada de centro de una planta al centro de la planta vecina se tienen 20 cm. Se colocaron 10 bolsas por cada metro del bancal y tomando como ejemplo un terreno con 1000 m² para una plantación de gerbera con las características antes mencionadas se tienen 10 bolsas por cada metro del bancal, cada bancal teniendo 24 m de largo con un total de 240 bolsas por bancal, obteniendo un total de 6240 bolsas por los 26 bancales. Finalmente cada bolsa tiene capacidad de 12 litros, entonces se necesitan 74880 litros o 74.88 m³ de sustrato.

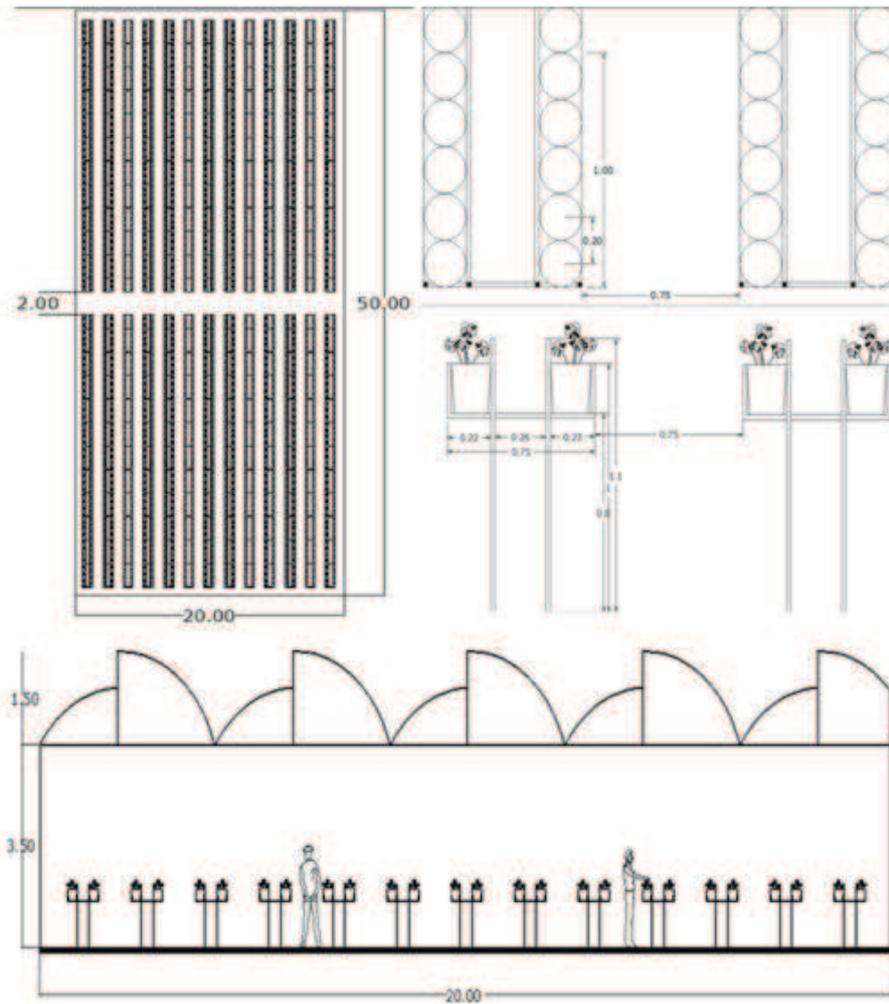


Figura 24. Esquema del terreno de 1000 m² y características de su estructura para el análisis de costos de los sustratos.

Costos

El sustrato utilizado por los productores se compone de cascarilla de arroz (30%) con un costo por camión de 7 m³ de \$8,000 pesos, suelo (40%) con un costo por camión de 7 m³ de \$1,600 pesos y tepojal (30%) con un costo por camión de 7 m³ de \$1,400 pesos (Cuadro 14).

Cuadro 14. Descripción de los costos de los sustratos (Tratamientos) del presente trabajo.

Material	Costo por camión* o costo por saco** de 0.1m ³	Capacidad del camión	% utilidad por camión	Sustrato total requerido	Costo total
Cascarilla de arroz (30%)	\$ 8,000*	7 m ³	75% (5.25 m ³)	22.5175 m ³	\$ 34,160
Suelo (40%)	\$ 1,600*	7 m ³	100% (7m ³)	29.89 m ³	\$ 6,832
Tepojal (30%)	\$ 1,400*	7 m ³	75% (5.25 m ³)	22.5175 m ³	\$ 5,978
Total	\$ 11,000	21m³	17.5 m³	74.880 m³	\$ 46,970
Tratamiento 1 y 2	\$ 160**	-	100%	74.880 m ³	\$ 119,840
Tratamiento 3,4 y 5	\$ 120**	-	100%	74.880 m ³	\$ 89,880

Si un m³ tiene 1000 litros, 17.5 m³ equivalen a 17,500 litros de sustrato; una bolsa requiere de 12 litros de sustrato; entonces, 17,500 litros / 12 litros = 1458 bolsas, se requieren de 4.27 viajes por cada camión de los materiales mencionados en el Cuadro 14 para cubrir las 6,240 bolsas requeridas en 1,000 m² con un total de \$46,970 pesos.

Al comparar el costo anterior (\$46,970 para 1000 m² con el sustrato usado por los productores de gerbera) con el costo de los sustratos utilizados en el presente trabajo, se tiene que para llenar las 6,240 bolsas requeridas para 1,000 m² de invernadero con las mezclas comerciales de Agrolita[®] se requieren de 749 sacos de 100 litros c/u, la empresa Agrolita[®] tiene el precio de lista de las mezclas en \$200 pesos por saco de 100 litros, en volumen mayor a 500 sacos se hace descuento diferenciado por el tipo de mezcla, siendo:

Mezcla 1 Tratamiento 1y Tratamiento 2 Mezcla 2: \$160 pesos.

Mezcla Tratamientos 3, 4 y 5: \$120 pesos.

Siendo un total para la mezcla el Tratamiento 1 y 2 para los 749 sacos de \$ 119,840 pesos y para la mezcla el Tratamiento 3, 4 y 5 un total de \$ 89,880 pesos. Al hacer una comparación para 1000 m² con los resultados obtenidos en el presente trabajo en la etapa de producción, la diferencia en costos entre el sustrato Testigo (\$ 46,970 costo del sustrato utilizado por los productores) y el Tratamiento 4 (mezcla 4 con precio de \$ 89,880) es de \$ 42,910, la mezcla de sustrato del Tratamiento 4 que fue la mejor para las variables de producción (diámetro de capítulo y longitud de tallo floral) representa un gasto mayor del 52.32% que la utilizada por los productores.

El presente trabajo llegó hasta inicio de producción (semana 12), si se considera producción a un mes con igual número de tallos florales, de los Tratamientos T4 y Testigo (el mejor Tratamiento para diámetro y longitud de capítulo comparado con el Testigo) los resultados se presentan en el Cuadro 15.

Cuadro 15. Comparación de producción y ganancias de acuerdo al mejor Tratamiento para producción y el Testigo utilizado por los productores de gerbera en un periodo de un mes de producción.

Tratamientos	Testigo	Tratamiento 4
Comparación de precios		
Promedio de producción a un mes	21 *	21*
Núm. de plantas en 1000 m ²	6240	6240
Producción tallos florales (Docenas)	131040 (10920)	131040 (10920)
Costo promedio por docena para calidad nacional (Total)	\$ 20** (\$ 218,400)	-
Costo por docena para calidad de exportación	-	25** (\$ 273,000)

*Datos obtenidos por la casa obtentora Terra Nigra B.V.

**Datos obtenidos de acuerdo a expertos en floricultura y exportadores.

Al comparar las ganancias del Tratamiento 4, que fue el mejor para longitud y diámetro de capítulo (63.30 y 9.45 cm respectivamente) y el Testigo (21.26 y 3.26 cm respectivamente), la diferencia en ganancias para 1000 m² en el periodo de un mes de producción fue de \$ 54,600, esta cantidad es suficiente para cubrir la diferencia de los costos iniciales invertidos en los sustratos del Tratamiento 4 y el Testigo, dicha diferencia fue de \$ 42,900. Por lo anterior es conveniente invertir en los sustratos del Tratamiento 4.

IX. CONCLUSIONES

Los tratamientos 2 y 4 de manera consistente fueron los mejores y en general superaron ampliamente al testigo en variables determinantes de calidad a punto de corte de la flor.

El Tratamiento 2 (Turba: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%) sirvió como sustrato adecuado para un buen desarrollo vegetativo.

El Tratamiento 4 (Fibra de Coco: 50% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20% + Humus: 10%) permitió obtener calidad de exportación en las variables: Longitud de Tallo Floral (LTF) (63.30 cm) y Diámetro del Capítulo (DC) (9.45 cm), no así el Testigo que presento un LTF (21.26 cm) y DC (3.26 cm).

El tratamiento 1 (Turba: 60% + Perlita: 20% + Vermiculita: 20 + 6.0 kg/m³de fertilizante de lenta liberación multicote 18-06-12+2MgO+ME con liberación de 8 meses) presentó la mortandad del 80 % de las plantas, su pH inicial fue de 6.97 y al final del experimento tuvo pH de 4.51, en el Tratamiento testigo la muerte fue de 0%.

El cálculo de los costos de los sustratos realizado para 1000 m² de invernadero, comparando el mejor Tratamiento (T4) para las variables de producción-calidad fue 52.32% más caro que el utilizado por los productores de gerbera.

La ganancia en T4 fue (de \$54,600, dicho valor supera la diferencia económica invertida en los sustratos (Testigo y T4) que es de \$42,910 por ello es conveniente invertir en los sustratos.

La diferencia significativa a favor del tratamiento 2 en las variables de LH y AH en T2 no fue suficiente para mantener superioridad en las variables de calidad

observadas en T4. Por lo tanto T4 podría ser una buena alternativa para mejorar la producción de gerbera a baja escala.

X. BIBLIOGRAFÍA

1. Abad, M.; Martínez, P.F.; Martínez, M.D., y Martínez. (1993). Evaluación agronómica de los sustratos de cultivo. *Actas de Horticultura*, 11, pp. 141-154.
2. Alberico, L. F. (2010). Agrolita Hortícola. En línea; <http://sustratos.com.mx/agrolita-horticola.php> (fecha de consulta: 06 de Noviembre de 2012) d.
3. Alberico, L. F. (2010). Agrolita Peatmoss. En línea; http://www.agrolita.com.mx/Ficha_tecnica_peatmoss.pdf(fecha de consulta: 06 de Noviembre de 2012) a.
4. Alberico, L. F. (2010). Caracterización Física y Química de Agrolita Perlita. En línea; http://www.agrolita.com.mx/Ficha_tecnica_agrolita.pdf (fecha de consulta: 06 de Noviembre de 2012) c.
5. Alberico, L. F. (2010). Vermiculita Hortícola. En línea; http://sustratos.com.mx/vermiculita-peat_moss.htm (fecha de consulta: 06 de Noviembre de 2012) b.
6. Anónimo, ED. Universidad Autónoma del Litoral. (2010). Efecto de un bioestimulante, a base de humus, en el crecimiento y desarrollo de plantas hortícolas y florícolas. Facultad de Ciencias Agrarias. Cultivos intensivos. 38 pp.
7. Ansorena, J. (1994). Sustratos. Propiedades y Caracterización. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, pp. 172.

8. Arechiga, G. M. C.; Contreras, R. S. H.; Rico, R. M. G. (s/a). Evaluación del humus de lombriz como sustrato en la producción de plántula de jitomate *Lycopersicon esculentum*. Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias de la Universidad de Guadalajara. pp. 7.
9. Bastida T. A. (2002). Los Sustratos Hidropónicos. Materiales para cultivos sin suelo. Universidad Autónoma de Chapingo. Series de Publicaciones AGRIBOT. Pp. 70.
10. Cadahia, C. (1995). "Fertilización". En: El cultivo del tomate. Coord. F. Nuez. Ediciones Mundi-Prensa, Madrid, pp. 167-187.
11. Cadahía, L. C. (2005). Fertirrigación: cultivos hortícolas, frutales y ornamentales. 3ª ed. Ed. Mundi-Prensa. España. 681 pp.
12. Calderón, O. A. (s/a). Propiedades físicas de los sustratos. Facultad de Ciencias Agronómicas. Universidad de Chile. 3 pp.
13. Castellanos, J.Z. y Vargas, T.P. (2008). Los sustratos en la Horticultura protegida. Manuel de producción de Tomate de Invernadero. Intagri. México, pp. 55-74.
14. Castellanos, R. J. Z.; Vargas, T. P.; Sánchez, G. P.; Tijerina, C.L.; López, R. R. M. y Ojo de agua, A. J. L. (2008). Caracterización Física, Química y Biológica de Sustratos de Polvo de Coco. Revista Fitotecnia Mexicana. Sociedad Mexicana de Fitogenética, A.C. Chapingo, México, v 31, pp. 375-381.
15. Cepeda, D. J. M. (1991). Química de suelos. Ed. Trillas: UAAAN. México, pp. 167.

16. Chávez, A. N.; Romantchik, K. E. Gracia, L. C. y Velázquez M. B. (2008). Desinfección de suelos y sustratos en la agricultura. Métodos y equipos. Universidad Autónoma Chapingo. Pp. 229.
17. Cronquist, A. (1981). An Integrated System of Classification of Flowering Plants. Columbia University Press, New York, NY. Pp. 1262.
18. 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, Coahuila, México. Pp.44 - 68.
19. Florian, M. P., (2002). Semilleros para horticultura intensiva plántulas de alveolo. Apuntes de la cátedra: Manejo de cultivos bajo Invernadero. Universidad Politécnica de Valencia, España en convenio con la Universidad de Guanajuato, México. S/p.
20. Gamboa, Z. L. (1991). Cultivo de la Gerbera. Ed. EUNED/CINDE, COSTA RICA. Pp. 59.
21. Gonzalez, C.A. (2005). Sustratos y soluciones nutritivas orgánicas en la Producción de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) bajo invernadero. Tesis Maestría en Ciencias de Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Fitotecnia. Pp. 166.
22. Hernández, C. N. (2011). Evaluación de sustratos para la propagación de Gerbera (*Gerbera Jamesonii*) en el CECYTEH plantel Huautla Hidalgo. Memoria presentada como requisito para obtener el título de Técnico Superior Universitario en Agrobiotecnología. Pp. 33.

23. Herreros, D. L. (1976). Cultivo de la Gerbera. Hoja divulgativa 1-76 HD.Ed. Ministerio de Agricultura. Madrid, España. 16 pp.
24. Holcomb, E. J. , (1994). Bedding Plants IV: A manual on the culture of bedding plants as a greenhouse crop.Ed. Ball Publishing .USA. Pp. 430.
25. Orozco, H. M. E. y Mendoza, M. M. (2003)."Competitividad local de la agricultura ornamental en México". Ciencia Ergo Sum, Universidad Autónoma del Estado de México, Toluca México, v1, 1:29-42.
26. Ortiz, F. M. D. (2006). Metodología de la Investigacion. LIMUSA, S.A. DE C.V.Pp. 179.
27. Osuna, C. F. J.; Garcia, P. F.; Ramirez, R. S.; Canul K. J. y Moreno, L. M. F. (2011). Manejo de Sustratos para el Control Biologico de la produccion de raiz en noche buena de interior con *trichoderma* spp. SAGARPA. INIFAP. Pp. 29.
28. Oszkinis, K. y Lisiecka, A. (1990). Gerbera. Edamex. Universidad Ppopular Autonoma del Estado de Puebla. 248 pp.
29. Pastor, S. J. N. (1999). Utilización de sustratos en viveros. Terra Latinoamericana. Universidad Autónoma Chapingo, México, v17, pp. 231-235.
30. Pérez, T. C. (2009). Cultivo de gerbera (*Gerbera* spp.). Universidad de Chile. Facultad de Ciencias Agronomicas. Departamento de Produccion Agrícola. Floricultura. Santiago de Chile. Pp. 22.
31. Ramírez, R. S.P. (2000). *Gerbera jamesonii* H. Bolus cultivada bajo cubierta en Tabasco. Tesis Licenciatura Ingeniero Agrónomo especialista en Zonas Tropicales. Universidad Autónoma Chapingo. Sistema de Centros Regionales Universitarios. 92 pp.

32. Rangel, E.S. y Ruíz, P.L. (2004). Calcio en el cultivo de la gerbera. III encuentro de la participación de la mujer en la ciencia. CIATEC. Memoria. S/p.
33. Rodríguez, N., Zavaleta, M. J. A.; Sánchez, G. P. y González, R. H. (2000). Efecto de la vermicomposta en la nutrición, rendimiento y pudrición radical y de la corona (*Gerbera jamesonii* H. Bolus). Fitopatología, v 35, pp. 66-79.
34. Ruiz, C. J. A.; Medina, G. G.; González, I. J.; Ortiz, T. C.; Flores, L. H. E.; Martínez, P. R. y Byerly, M. K. F. (1999). Requerimientos Agroecológicos de cultivos. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). S/p.
35. SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación). 2011. Estadísticas de Gerbera. Cierre de producción agrícola SIAP. S/p.
36. SEDAGRO (Secretaría de Desarrollo Agropecuario). (2012). Cultivo de Gerbera. Departamento de Investigación Florícola – ICAMEX. En línea; http://portal2.edomex.gob.mx/icamex/investigacion_publicaciones/floricola/gerbera/index.htm. (Fecha de consulta: 17 de Diciembre de 2012).
37. Semillería San Alfonso. (2012). En línea; <http://www.semilleria.cl/desarrollo/DetalleProducto.aspx?id=462&idc=107> (fecha de consulta: 07 de Noviembre de 2012).
38. Soroa, M. R. (2005). "Revisión bibliográfica *Gerbera jamesonii* L. Bolus". Cultivos Tropicales. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA) La Habana, Cuba, núm. Sin mes, Pp. 65-75.
39. Soroa, Bell M. R. (2000). Producción alternativa de *Gerbera jamesonii* para una floricultura urbana. Universidad Agraria de La Habana "Fructuoso

Rodríguez Pérez”. Centro de Estudios en Agricultura Sostenible. La Habana.
74 pp.

40. Vázquez, G. L. y Norman T. H. (1996). Crónicas y Evolución de la Floricultura en México. Universidad Autónoma del Estado de México. 63 pp.

41. Zarate, A. G. (2006). Caracterización y Evaluación Agronómica de Materiales Orgánicos Potenciales para utilizarse como sustratos en cultivo sin suelo de melón (*Cucumis melo* L.). Maestría en Ciencias en Conservación y Aprovechamiento de Recursos Naturales Especialidad en Protección y Producción Vegetal. Instituto Politécnico Nacional Centro Interdisciplinario de Investigación y Desarrollo Integral Regional Unidad Oaxaca. 80 pp.