

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Efecto de Dos Tipos de Injerto en la Micromorfología y
Fisiología del Cultivo del Pepino

Por:

LUIS RUBÉN RUIZ RIOS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Efecto de Dos Tipos de Injerto en la Micromorfología y
Fisiología del Cultivo del Pepino

Por:

LUIS RUBÉN RUIZ RIOS

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Aprobada por el Comité de Asesoría:



Dr. Marcelino Cabrera De la Fuente
Asesor Principal



Dra. Francisca Ramírez Godina
Coasesor



M.C. Rocio Maricela Peralta Manjarrez
Coasesor



Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México.

Junio 2017

AGRADECIMIENTOS

Primeramente a Dios, por permitirme culminar un logro más en mi vida, a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por su hospitalidad y los servicios brindados que hicieron más amena mi estancia en este lugar.

Son muchas personas a las que debo dar gracias, no sólo a quienes de alguna manera intervinieron en el desarrollo de este proyecto, sino también a todos aquellos que me acompañaron durante el proceso de mi formación académica, profesional y personal durante mi vida hasta este momento, en especial a los que estuvieron por mi paso en el transcurso de estos cuatro años y medio en la UAAAN.

DEDICATORIAS

A la familia Ruiz Castillo, Díaz Rodríguez y a mi madre Antonia por ser mi amiga, mí maestra y mí motor para la realización de mis sueños. A mi padre Ignacio por su apoyo incondicional siempre, a mis hermanas por compartir conmigo tantos momento inolvidables Addy Mariana, y especialmente a Diana Andrea por sus enseñanzas, su incondicionalidad y por los sabios consejos que me han ayudado a triunfar en la vida.

Este pequeño trabajo de investigación quiero dedicarlo a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro pues debe su razón de ser al pueblo de México, y por lo tanto me siento con la obligación, el compromiso y la responsabilidad de servir a la sociedad mexicana para contribuir a satisfacer sus necesidades de educación, alimentación y salud.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS	II
DEDICATORIAS	II
ÍNDICE	III
ÍNDICE DE FIGURAS.....	VI
LISTA DE ANEXOS	VII
RESUMEN.....	IX
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Objetivo General.....	4
1.2 Objetivos específicos.....	4
1.3 Hipótesis.....	4
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
2.1 Origen.....	5
2.2 Clasificación taxonómica:.....	5
2.3 Características Botánicas	5
2.3.1 Sistema radical	5
2.3.2 Tallo.....	5
2.3.3 Hojas.....	6
2.3.4 Flores.....	6
2.3.5 Fruto.....	6
2.4 Tipos de Pepino.....	7
2.5 Requerimientos Ambientales.....	7
2.5.1 Temperatura	7
2.5.2 Humedad.....	7
2.5.3 Luminosidad.....	8
2.6 Requerimientos Edáficos	8
2.7 La Agricultura Protegida.....	8
2.8 Importancia del pepino en México y en el mundo	9
2.9 Producción de pepino en México	9
2.10 El injerto.....	11
2.10.1 Peculiaridades del injerto	12
2.10.2 Razones del empleo del injerto en hortalizas.....	13

2.10.2.1	Alternativa a patógenos del suelo	13
2.10.2.2	Vigor	14
2.10.2.3	Aumento del rendimiento.....	15
2.10.2.4	Eficiencia en el uso del agua.	15
2.10.2.5	Eficiencia en el uso de nutrientes.	16
2.10.3	Importancia del Injerto en Hortalizas	17
2.10.4	Tipos de injertos.....	18
2.10.4.1	Injerto de aproximación.....	18
2.10.4.2	Injerto de Púa o Cuña en Hendidura.....	19
2.11	Importancia de la Nutrición de Cultivos	20
2.11.1	Nutrición inorgánica.....	20
2.11.2	Nutrición Orgánica	21
2.12	Conductancia Estomática.....	21
2.13	Cámbium vascular.....	22
2.13.1	Xilema.....	22
2.13.2	Floema.....	23
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	24
3.1	Localización del Experimento	24
3.2	Material vegetal.....	24
3.3	Establecimiento del cultivo.....	24
3.3.1	Siembra (variedad y patrón)	24
3.3.2	Riego	25
3.3.3	Realización del Injerto.....	25
3.3.4	Manejo de Plántulas Post-injerto	25
3.3.5	Trasplante	26
3.3.6	Fertilización.....	26
3.4	Manejo del Cultivo	27
3.4.1	Control de Plagas y Enfermedades	27
3.4.2	Cosecha	27
3.5	Tratamientos.....	28
3.6	Variables Evaluadas:	28
3.6.1	Aérea Foliar	29
3.6.2	Conductancia Estomática.....	29

3.6.3	Peso Seco Aéreo.....	29
3.6.4	Diámetro de Tallo.....	29
3.6.5	Análisis de los Haces Vasculares y los Vasos de Xilema.....	29
3.6.5.1	Número de haces vasculares, y número de vasos del xilema.....	32
3.6.5.2	Área del haz vascular, y Área de los vasos del xilema.....	32
3.7	Diseño Experimental.....	33
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
4.1	Área Foliar.....	34
4.2	Conductancia Estomática.....	35
4.3	Peso seco aéreo.....	36
4.4	Diámetro de Tallo.....	37
4.5	Número de Haces Vasculares.....	38
4.6	Número de Vasos del Xilema.....	39
4.7	Área del haz vascular.....	40
4.8	Área de los vasos del xilema.....	41
V.	CONCLUSIÓN.....	42
VI.	LITERATURA CITADA.....	43
VII.	ANEXOS.....	51

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Volumen de producción nacional de pepino (miles de toneladas). Fuente SIAP (2016).....	10
2	Volumen de producción de las principales entidades productoras de pepino en México. Fuente SIAP (2016).....	10
3	Área foliar en plantas de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.....	34
4	Conductancia Estomática en plantas de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.....	35
5	Peso Seco parte Aérea de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.....	36
6	Diámetro del Tallo de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.....	37
7	Número de Haces Vasculares de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.....	38
8	Número de Vasos del Xilema de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.....	39
9	Área de los Haces Vasculares de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.....	40
10	Área de los Vasos del Xilema de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.....	41

LISTA DE ANEXOS

ANEXO A Anova de la variable área foliar.....	51
ANEXO B Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área foliar.	51
ANEXO C Anova para los factores injerto y fertilización de la variable conductancia estomática.	52
ANEXO D Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable conductancia estomática.	53
ANEXO E Anova para los factores injerto y fertilización de la variable peso seco aéreo.	53
ANEXO F Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable peso seco aéreo.....	54
ANEXO G Anova para los factores injerto y fertilización de la variable diámetro de tallo.	54
ANEXO H Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable diámetro de tallo.....	55
ANEXO I Anova para los factores injerto y fertilización de la variable número de los vasos del xilema.	55
ANEXO J Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable número de los vasos del xilema.	56
ANEXO K Anova para los factores injerto y fertilización de la variable área del haz vascular	57
ANEXO L Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área del haz vascular.	58
ANEXO M Anova para los factores injerto y fertilización de la variable área de los vasos del xilema.	58
ANEXO N Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área de los vasos del xilema.	59
ANEXO O fotografías del injerto de púa y aproximación en plantas de pepino variedad Modan, sobre el patrón calabacita criolla.....	59
ANEXO P fotografías de mediciones del área foliar, y conductancia estomática en pepino.....	60

ANEXO Q fotografías de los haces vasculares de pepino injertados y no injertados medidos con ayuda de un microscopio con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, fotografiados con el lente de 10x. 60

ANEXO R Fuentes y cantidad de fertilizante (g) utilizado para solución química y orgánica..... 62

RESUMEN

El presente trabajo se realizó en un invernadero ubicado en el departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro con objetivo de determinar la composición micromorfológica y la productividad de la planta de pepino (*Cucumis Sativus L.*), mediante dos tecnologías de injerto y de fertilización. La variedad utilizada fue Modan injertadas sobre un patrón híbrido de calabacita criolla (*Cucurbita máxima x Cucurbita moschata*). Los tratamientos evaluados en este experimento fueron: variedad Modan sin injertar, con injerto de púa en hendidura y aproximación; con fertilización química y orgánica basada por las fórmulas de Steiner. Las plantas se trasplantaron en bolsas de 10 kg de una mezcla de perlita y peat moss, en donde se consideraron 6 tratamientos. La concentración de fertilización de los tratamientos, fue dependiendo de la etapa fenológica: 25%, 50%, 75%, y 100%. Las variables evaluadas fueron: Área foliar (AF), donde obtuvimos mayor resultado en las plantas injertadas comparándola con las no injertadas; Conductancia estomática (CE) donde obtuvimos valores más altos en las plantas no injertadas; Peso seco aéreo (PSA) donde solo el injerto de púa con fertilización orgánica supero a los demás tratamientos; Diámetro de tallo (DT) donde sobresalieron los injertos de aproximación ; Número de haces vasculares(NH) no se encontraron diferencias entre los tratamientos; Número de vasos del xilema(NV) donde el injerto de aproximación fue el que obtuvo mayor número; Área del haz vascular (AH) donde los resultados más altos los obtuvieron las plantas injertadas; Área de los vasos del xilema(AV) los valores más altos los obtuvo las plantas con injerto de aproximación. De manera general en la mayoría de las variables las plantas con injerto de aproximación y tratadas con fertilización orgánica presentaron mejores resultados.

Palabras clave: *Cucumis sativus*, injerto, fertilización, tubos conductores.

I. INTRODUCCIÓN

El pepino (*Cucumis sativus*) se considera originario de la India, siendo domesticado en Asia y de ahí introducido a Europa, para posteriormente ser llevado a América por Cristóbal Colón (Wehner y Maynard, 2003). Los tipos más comunes de pepino son el americano, el europeo, el del este medio, el holandés y el pepino oriental (Wehner y Maynard, 2003).

El pepino es de las hortalizas más cosechadas y consumidas a nivel mundial, pues sirve de alimento tanto en fresco como industrializado. (SAGARPA, 2016), tiene características que lo hacen extremadamente ligero ya que está formado en 95% por agua y no llega a las 20 calorías por cada 100g, eso lo convierte en un fruto adecuado para combatir la obesidad. (SIAP, 2016), además tiene un contenido de peptasas que facilitan la digestión y la absorción de los alimentos consumidos (Güenkov, 1974). En México se producen anualmente casi 708 mil toneladas que aporta el trabajo de 28 entidades productoras. (SAGARPA, 2016)

Uno de los principales problemas en la producción de hortalizas es el agua; durante los últimos 50 años el considerable incremento de la productividad agrícola ha protegido al mundo de devastadoras escaseces de alimentos. La gestión del agua en la agricultura fue decisiva para lograr ese incremento, fue uno de los principales elementos de las técnicas de la revolución verde basadas en la aplicación de fertilizantes y la utilización de variedades de gran rendimiento, alrededor del 100 por ciento desde 1960. Los próximos 30 años plantearán nuevos retos. Con el crecimiento demográfico -alrededor de 8 300 millones de personas para el año 2030- la agricultura tendrá que adaptarse a la modificación de las pautas de la demanda de alimentos, y competir por los escasos recursos hídricos con otros usuarios para satisfacer estas diversas demandas (FAO, 2003).

Estudios centrados en las características de los tejidos de plantas, coinciden en que hay que considerar que las plantas tienen que solventar nuevas dificultades, casi todas relacionadas con la obtención y retención de agua para crecer y desarrollarse de manera óptima (Mencuccini, 2003).

A la par con el déficit de agua para riego por el que atraviesa el campo, el cultivo intensivo ha propiciado la presencia de enfermedades en los suelos agrícolas agravando la situación, además que durante la Revolución Verde en México, la práctica general sobre la fertilización al suelo se concentraba en aplicar fertilizantes químicos de nitrógeno y fósforo, marginando a los abonos orgánicos, que fueron la base y sustento de la agricultura por siglos (Arredondo, 1996). Considerándose por ello, es prioritario buscar nuevas técnicas de producción en el sector agrícola.

Los cultivos bajo invernadero ofrecen al horticultor la ventaja de poder controlar con precisión el agua y fertilizantes aplicados a las plantas de acuerdo con su estado de crecimiento. Además, es posible controlar temperatura, ventilación, humedad, luminosidad, CO², insectos-plagas, enfermedades, entre otros (Benton, 2008).

La integración de los factores anteriores permite alcanzar altos rendimientos y productos de buena calidad que llegan a superar en la mayoría de los casos a los obtenidos en condiciones de campo (León, 2006).

La mayoría de los agricultores en el país han podido seguir cultivando hortalizas año tras año, en el mismo suelo, porque han recurrido al uso de bromuro de metilo, fumigante altamente tóxico para el ambiente y acumulable en la atmósfera (Camacho y Fernández, 1996).

Por otro lado del uso excesivo de fertilizantes y plaguicidas que genera preocupación en los consumidores por el nivel de contaminación que los frutos pudieran tener, así como por los problemas ambientales, incentivan el desarrollo e implementación de nuevas tecnologías que permitan reducir el impacto de los agroquímicos sobre el ambiente y satisfacer mejor las necesidades de los agricultores y consumidores (Hernández-González *et al.*, 2014).

El injerto es una alternativa interesante para reducir las aplicaciones de agroquímicos, además de evitar o evadir algunas plagas o enfermedades del suelo, con una serie de ventajas frente a otras técnicas como solarización, uso de vapor de agua, utilización de cultivares resistentes, control biológico y el cultivo sin suelo (Hartman y Kester, 2002).

El uso del injerto representa una técnica alternativa en la producción de algunas hortalizas (Maršić y Jakše, 2010) que poco a poco ha ido sobresaliendo en la agricultura, utilizada comúnmente en solanáceas y cucurbitáceas principalmente, disminuyendo problemas por estrés de tipo biótico y abiótico (Schwarz, 2010). Su empleo incrementa la tolerancia de las plantas a las enfermedades del suelo, incrementa la resistencia a la sequía y mejora la absorción de agua y nutrientes, cuyo resultado final es un mayor vigor en la planta.

En investigaciones sobre anatomía del tallo, se encontró que los factores más importantes durante la conducción del agua, es el diámetro y cantidad de vasos del xilema en un haz vascular (Zimmermann, 1983; Nemeč *et al*, 1975).

En base a lo anterior, se plantea evaluar el efecto del injerto y su relación con dos tipos de fertilización sobre la caracterización y conocimiento de las estructuras anatómicas de los haces vasculares.

1.1 Objetivo General

Determinar la composición micromorfológica y peso seco aéreo de la planta de pepino mediante dos tecnologías de injerto y de fertilización.

1.2 Objetivos específicos

- ❖ Evaluar la micromorfología de los tejidos conductores de plantas de pepino obtenidas mediante dos tecnologías de injerto y de fertilización
- ❖ Cuantificar la biomasa total de las plantas de pepino obtenidas mediante dos tipos de injerto.
- ❖ Determinar qué tipo de fertilización incide mejor para el rendimiento de biomasa en el cultivo del pepino

1.3 Hipótesis

Los tratamientos tendrán un comportamiento heterogéneo en función del tipo de injerto y tipo de fertilización.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen

Asia y en particular la India es considerado el centro de origen del pepino, debido a la frecuente ocurrencia de especies silvestres de *Cucumis* con número cromosómico $n=7$, además de la existencia de vestigios del cultivo de hace 3000-4000 años, y aunque algunos autores señalan que el centro de origen es África tropical, la mayoría de los trabajos señalan un origen totalmente asiático (Bisognin, 2002).

2.2 Clasificación taxonómica:

Según el sistema integrado de información taxonómica (ITIS) reporta la clasificación taxonómica del pepino (USA).

El cultivo del pepino (*Cucumis sativus* L.) pertenece al reino vegetal su división es *Tracheophyta* así como su subdivisión *Spermatophyta*. El pepino tiene clase *Magnoliopsida* y su orden es *Cucurbitales*. Ya se sabe que el pepino es del género *Cucumis* y tiene como especie *sativus* y es por ello que su nombre científico es *Cucumis sativus* L. y nombre común es pepino.

2.3 Características Botánicas

2.3.1 Sistema radical

La raíz principal del pepino puede llegar hasta 1.10 m. de profundidad y medir hasta 65 cm. lateralmente, donde la mayor parte de la raíz se puede encontrar entre los 25 y 30 cm. de profundidad. Esta hortaliza posee un sistema radicular muy compactado, con lo cual aumenta los requerimientos hídricos en comparación con las demás cucurbitáceas (Veladez, 1998).

2.3.2 Tallo

El tallo es anguloso y espinoso, de porte rastrero y trepador. De cada nudo parte una hoja y un zarcillo; en la axila de cada hoja emite un brote lateral y una o varias flores (Bolaños, 1998).

2.3.3 Hojas

Las hojas son alternas, simples y acorazonadas, pero opuestas a los zarcillos, de color verde oscuro y cubiertas con un bello fino, poseen de 3 a 5 lóbulos angulados y triangulares con una epidermis con cutícula que evita la pérdida de agua excesivamente (López, 2003).

2.3.4 Flores

Las flores emergen de las axilas de las hojas y estas se caracterizan por tener un pedúnculo corto, cuenta con una corola que consta de 5 pétalos amarillos. El cáliz está formado por sépalos de color verde. En los inicios las plantas eran monoicas, masculinas o femeninas de polinización cruzada. Posteriormente se obtuvieron plantas con flores masculinas y femeninas que requerían polinización por insectos. En la actualidad hay híbridos comerciales de pepino que se usan intensivamente bajo cubiertas de plástico (invernadero) son del tipo ginóicos, es decir, plantas que solo producen flores femeninas (de ovario ínfero, fruto pequeño de pepino) y formados por partenocarpia. Si ocurre la polinización por insectos en este tipo de plantas, los frutos serán deformes que ya no son comerciales (Rodríguez, 1986).

2.3.5 Fruto

El fruto de esta hortaliza largo, cilíndrico y carnoso, su tamaño depende mucho de la variedad o tipo de fruto (americano o europeo). El pericarpio duro, de color verde oscuro o amarillo cuando ya está muy maduro. La pulpa que posee es de color blanquecino con un sabor refrescante. Tiene semillas repartidas en lo largo del fruto, estas son muy definidas en los frutos originarios por polinización y ausentes en los frutos que son partenocárpicos. (Mármol, 2011). Las semillas por lo general son de forma ovoide, planas y blancas, estas varían de acuerdo a la variedad en cantidad y también en forma (Madrigal, 2006).

2.4 Tipos de Pepino

Existen varios tipos de pepino (Zamudio y Félix, 2014), entre los cuales, destacan los siguientes:

Pepino tipo corto (pepinillo): En este grupo se incluyen todas las variedades de pepino pequeño, de piel verde o rayada de amarillo o blanco. No sobrepasa los 15 cm. de longitud.

Pepino tipo francés: Grupo que engloba las variedades de longitud media, entre 20 y 25 cm.

Pepino tipo holandés: En este apartado se agrupan las variedades cuyos frutos superan los 25 cm de longitud. Exceptuando algún caso, son todas ginoicas, de frutos totalmente partenocárpicos y piel lisa, más o menos asurcada. El tamaño de las hojas es mucho más grande en estas variedades cuando se someten a forzado.

2.5 Requerimientos Ambientales

El pepino es una planta que pertenece al clima templado a cálido Debido a esto requiere menos calor que otras cucurbitáceas como el melón (Carpio, 2008).

2.5.1 Temperatura

El pepino, al igual que las cucurbitáceas, es una hortaliza de clima templado a cálido, por lo que no tolera heladas.

Durante el día las temperaturas oscilan de 20°C a 30°C y la precocidad es mayor si la temperatura aumenta hasta 25°C. Cuando la temperatura está por arriba de 30°C se van a observar desequilibrios en las plantas, los cuales dañan los procesos de fotosíntesis y respiración, mientras que las temperaturas iguales o menos de 17°C provocan malformación en hojas y frutos (Madrigal, 2006).

2.5.2 Humedad

Para el cultivo del pepino la humedad es importante, la humedad relativa de 60 a 70% durante el día y del 70 al 90% es excelente. Los excesos de humedad en el día pueden disminuir la producción (Madrigal, 2006).

2.5.3 Luminosidad

La planta del pepino se desarrolla, florece y produce frutos con normalidad en días cortos (que pueden ser con 12 horas luz), pero también soporta elevadas intensidades de luz y esto beneficia a la planta por que a mayor cantidad de radiación solar, aumentará la producción (Madrigal, 2006).

2.6 Requerimientos Edáficos

El pepino se puede cultivar en una amplia gama de suelos fértiles y bien drenados; desde los arenosos hasta los franco-arcillosos. Aunque los suelos francos que poseen abundante materia orgánica son ideales para su desarrollo. Se puede contar con una profundidad efectiva mayor de 60 cm que facilite la retención del agua y el crecimiento del sistema radicular, para lograr un buen desarrollo y excelentes rendimientos (Casaca, 2005).

En cuanto a pH, el cultivo se adapta a un rango de 5.5 a 6.8, soportando incluso pH hasta de 7.5; se debe evitar los suelos ácidos con pH menores de 5.5 (Casaca, 2005).

2.7 La Agricultura Protegida

Se define a la agricultura protegida como una serie de técnicas o sistemas de producción que permiten modificar el ambiente natural en el que se desarrollan los cultivos, con el propósito de alcanzar un crecimiento vegetal óptimo y, con ello, un alto rendimiento, o bien obtener cosechas en fechas en las que, con los cultivos conducidos tradicionalmente, éstos no pueden obtenerse si no es con un alto riesgo (Cánovas, 2005).

En México, la agricultura protegida está en amplio crecimiento y desarrollo, en el año 2008 se reportaron alrededor de 10 000 ha, y en 2010 se reportaron 11 760 ha. de superficie con estructuras protegidas, El sistema de producción bajo condiciones protegidas es relativamente nuevo, generando un impacto importante en los últimos años, por su incremento en área, productividad, rentabilidad y calidad del producto (SAGARPA, 2011).

2.8 Importancia del pepino en México y en el mundo

El pepino es una hortaliza de alto impacto económico por ser un producto de exportación que se cultiva y consume en muchas regiones del mundo. Hay variedades de alto rendimiento y prácticas de manejo que permiten optimizar su producción bajo invernadero (Vasco, 2003; Gálvez, 2004). En México, es un cultivo importante por el consumo y producción, que contribuye en la generación de divisas y empleo (SIAP, 2009).

China es el 1^{er} productor mundial con 54, 315,900 toneladas anuales en el 2014, México ocupa el 8^o lugar con una producción de 637,395 toneladas.

Los países productores de pepino conjuntan un volumen que supera las 71.3 millones de toneladas anuales, las correspondientes a China representan tres cuartas partes y México participa con 0.9% de la producción internacional de pepino. Las exportaciones de pepino mexicano se envían a cuatro países, de ellos destaca Estados Unidos. Mercados alternativos para la exportación de la hortaliza se localizan en Alemania, Rusia y Reino Unido. En 2015 se vendió al extranjero 8.1% más que en 2014, lo que generó ingresos al país por 243 millones de dólares.

Tradicionalmente Estados Unidos es el mayor comprador de pepino mexicano, ya que adquiere 99% del volumen exportado (SIAP, 2016).

2.9 Producción de pepino en México

El mayor volumen cosechado de la hortaliza en 2015 se atribuye al 9.3% de crecimiento de la superficie sembrada y a mejores rendimientos en las principales entidades productoras.

FIGURA 1 Volumen de producción nacional de pepino (miles de toneladas). Fuente SIAP (2016).

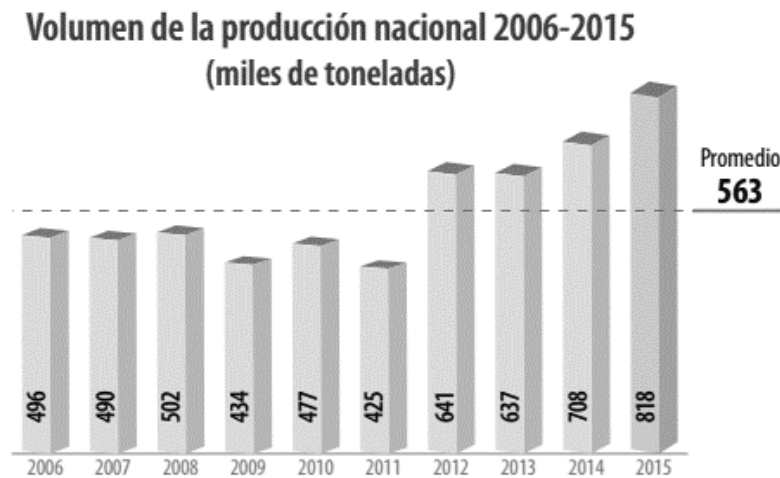


FIGURA 2 Volumen de producción de las principales entidades productoras de pepino en México. Fuente SIAP (2016).

Top 10 en volumen de producción
Principales entidades productoras

Rank	Entidad federativa	Volumen (toneladas)	Variación (%) 2014-2015
Total nacional		817,800	15.6
1	Sinaloa	359,910	17.9
2	Sonora	113,970	52.4
3	Michoacán	80,374	-15.5
4	Baja California	43,397	55.5
5	Guanajuato	33,595	22.5
6	Morelos	28,659	2.5
7	Yucatán	28,156	-28.7
8	Zacatecas	26,229	20.1
9	Jalisco	17,487	30.8
10	San Luis Potosí	15,728	146.3
	Resto	70,295	3.3

En Sinaloa se producen cuatro de cada 10 toneladas de pepinos mexicanos, los horticultores sinaloenses obtuvieron mil 736 millones de pesos por la cosecha de 2015.

En un invernadero mexicano es posible cosechar hasta 179 toneladas de pepino por hectárea. El consumo anual per cápita es de 1.2 kg en México. El pepino ocupa el tercer lugar en exportación de cultivos hortícolas en México (SIAP, 2016). Se produce en 29 estados del país, la superficie sembrada en el año 2015 fue de 17,961.47 hectáreas en las cuales se obtuvo una producción de 817,799.83 toneladas. Obteniendo un valor total de \$ 3,999,283.07 (SIAP, 2015).

2.10 El injerto

La definición clásica que en producción vegetal se lleva décadas admitiendo, se debe a Hartmann y colaboradores (1991), quienes señalan que: “El injerto es la unión de dos porciones de tejido vegetal viviente de modo que se unan, crezcan y se desarrollen como una sola planta”.

En los tratados académicamente muy difundidos hoy en día, se señala que: “Injertar, se refiere a la fusión natural o deliberada de partes de plantas, estableciéndose una continuidad vascular entre ellas resultando una unidad compuesta que funciona como una sola planta” (Mudge, 2008).

Camacho y Fernández en el 2000, aportan una definición más amplia: “El injerto es la unión de dos porciones de tejido vegetal viviente para que se desarrolle como una sola planta. Predecir el resultado de un injerto es muy complicado, de un modo general se puede decir que el éxito del injerto va íntimamente ligado a la afinidad botánica de los materiales que se injertan. Por un lado, afinidad morfológica, anatómica de constitución de sus tejidos, o lo que es lo mismo, que los haces conductores de las dos plantas que se unen tengan tamaño semejante y estén en igual número aproximadamente; de otro, afinidad fisiológica, de funcionamiento y analogía de savia en cuanto a cantidad y constitución. La realidad es la creación de una planta, cuyas raíces tienen que crecer y desarrollarse con la savia que le sintetizan los órganos verdes de otra planta que a la vez crece y se desarrolla con la savia que le suministra una raíz que no es la suya. A esa capacidad de unión de dos plantas para desarrollarse de modo satisfactorio desde el punto de vista de la producción como una sola planta compuesta, se le llama compatibilidad”.

Siguiendo a los autores citados, es difícil diferenciar entre compatibilidad e incompatibilidad de un injerto. Desde especies que unen con facilidad hasta otras que son incapaces de unirse hay una gama intermedia de posibilidades, que aun uniéndose en un principio muestran síntomas de falta de afinidad bien en la zona del injerto o en sus hábitos de crecimiento (Camacho y Fernández, 2000).

2.10.1 Peculiaridades del injerto

Desde el punto de vista genético, el injerto implica un sistema genético complejo por la unión de dos genotipos distintos cada uno de los cuales mantiene su propia identidad genética a lo largo de toda la vida de esa planta injertada, aunque en los últimos tiempos hay opiniones que apuntan hacia que el injerto puede tener consecuencias genéticas debido a que se produce transmisión de RNA de la unión del injerto (Mudge *et al.*, 2008).

Sobre la idea de que se puede injertar hay también mucho escrito. Se suele admitir que se pueden injertar plantas del mismo género y especie aunque sean de diferente variedad. Plantas del mismo género pero de diferente especie, normalmente se pueden injertar, aunque pueden aparecer problemas, las plantas pueden desarrollarse peor, acortar su ciclo, etc.

Plantas de diferentes géneros tienen menos probabilidades de poderse injertar con éxito, sin embargo hay casos en que ello es posible finalmente, aunque existen referencias de algunos éxitos sobre todo con plantas herbáceas (a nivel casero, en ningún caso con posibilidades de hacerse comercialmente), se suele admitir que no se pueden injertar con éxito plantas de diferentes familias (Rothenberger y Starbuck, 2008).

México es uno de los países que más tarde se ha incorporado al empleo del injerto (sobre todo en tomate), pero su incorporación está siendo espectacular pues el tomate para fresco está creciendo en ese país de forma extraordinaria, debido a la importante demanda de sus vecinos del Norte que ha llevado a México al primer lugar entre los países exportadores de tomate, desbancando a España que ostentaba ese privilegio, hasta la irrupción de este país norteamericano (FAOSTAT-Trade, 2011).

2.10.2 Razones del empleo del injerto en hortalizas.

Una de las aportaciones globales y más recientes es de Martínez Ballesta y colaboradores (2010), señalando de forma clara que “El injerto es una tecnología hortícola, practicada durante muchos años y en muchas partes del mundo, con el fin de superar muchos de los problemas que pueden limitar el cultivo de hortalizas: la infección por patógenos del suelo, las bajas temperaturas del mismo, salinidad y asfixia radicular”. También señalan que se está expandiendo considerablemente el uso de portainjertos porque pueden permitir mejoras en el rendimiento por su mejor absorción del agua y de los nutrientes del suelo (Martínez Ballesta *et al.*, 2010).

2.10.2.1 Alternativa a patógenos del suelo

Como ya se ha comentado anteriormente, el injerto en hortalizas comenzó a utilizarse como solución a los problemas de enfermedades de suelo debido a la resistencia que presentaban los portainjertos a las enfermedades producidas por *Fusarium*, *Verticillium*, *Phytophthora*, *Pseudomonas* y virus. El tipo y grado de resistencia varía con el portainjerto, encontrándose que en algunos casos las supuestas resistencias resultaron no ser tales, sino que las plantas, debido posiblemente al vigor y rusticidad de muchos portainjertos, han sido capaces de desarrollarse y producir aun cuando se han visto afectadas por la enfermedad, siendo más correcto en este caso hablar de "tolerancia" o de "convivencia" (Lee *et al.*, 2010).

En la primera década del siglo XXI el empleo del injerto en horticultura se extendió rápidamente por todo el mundo, en parte por la prohibición en el año 2005 del bromuro de metilo, único producto utilizado hasta entonces para la desinfección del suelo debido a su gran eficiencia. Durante esos años y debido a la gran dependencia de muchos agricultores del bromuro de metilo, se realizaron muchas investigaciones y conferencias para buscar alternativas, apareciendo el injerto como una de las técnicas más prometedoras. (Hoyos, 2012).

Los innumerables trabajos publicados sobre el empleo del injerto para superar problemas de enfermedades del suelo, quedaron reflejados de forma completa

en el trabajo que Alfredo de Miguel presentó en el I Congreso Internacional de Horticultura Intensiva celebrado en Valencia (Miguel, 2004). Como se ha dicho, este aspecto ha figurado en las sucesivas conferencias realizadas sobre “Alternativas a la Desinfección con bromuro de metilo” que se celebraron en diferentes momentos y lugares (Hoyos, 2012).

Autores como Camacho junto a Alfredo de Miguel han hecho una reciente puesta al día del injerto, enfocada hacia los innumerables patógenos del suelo que se pueden controlar Razones del empleo del injerto en hortalizas con el injerto (Miguel y Camacho, 2010), recogida en una obra más amplia que enfocada hacia la agricultura sostenible repasa el empleo de organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos (Tello y Camacho, 2010).

Además en muchos de trabajos realizado por hoyos y colaboradores han constatado la mayoría de estas respuestas, llegando en muchos casos a prácticamente perder las plantas sin injertar, por problemas de nematodos, mientras las injertadas, al final del ciclo, todavía crecen y fructifican, a pesar de tener el sistema radicular completamente invadido por los nematodos, que habían inducido a la formación de una masa importante de nodulaciones. (Hoyos *et al.*, 2009).

2.10.2.2 Vigor

Es uno de los temas recurrentes en toda la literatura científica relacionada con el injerto, muchas de las razones que se estudian entre otros temas es, en cierta medida, relacionadas con el vigor que suelen conferir la mayoría de los portainjertos (Lee *et al.*, 2010).

Es normal que los sistemas radiculares de los portainjertos empleados en las diferentes especies, sean generalmente mucho más vigorosos que los de las plantas que sobre ellos se han injertada (Lee *et al.*, 2010) y que puedan absorber agua y nutrientes de forma mucho más eficiente en comparación con las plantas no injertadas. Esto influirá en la absorción de nutrientes como demostraron diversos autores (Lee y Oda, 2003; Salehi-Mohammadi *et al.*, 2009).

Otra ventaja de contar con plantas más vigorosas, suele ser la posible reducción de la frecuencia de aplicación de productos fitosanitarios mediante el uso de portainjertos vigorosos, sobre todo la de fungicidas, pudiendo haber casos en que estos tratamiento queden excluidos totalmente, lo que sería de gran interés en estrategias de producción en cultivo biológico (Lee *et al.*, 2010). Este es también el enfoque de Tottin-Caudal (2011), que señalaba que el vigor también puede ayudar desde el punto de visto de mejorar en las estrategias de control de patógenos, sobre todo cuando se plantean estrategias de control integrado, y que además de permitir cultivar variedades en las que los mejoradores no han conseguido introducir resistencias a problemas del suelo, puedan los agricultores mejorar el valor agronómico de esas variedades, obtener mayor vigor y pocas exigencias térmicas.

2.10.2.3 Aumento del rendimiento

Es normal asociar el injerto con aumentos notables en el rendimiento de las especies hortícolas en que se producen frutos (Lee *et al.*, 2010). Los incrementos conseguidos suelen estar relacionados con el mantenimiento del vigor de la planta hasta el final del periodo de cultivo (Lee y Oda, 2003; Chung y Lee, 2007; Lee *et al.*, 2010), además de con la resistencia o tolerancia a las enfermedades. A veces los aumentos de rendimiento, también pueden ser debidos a que se consigue recolectar más frutos en las plantas injertadas, que han permitido un mayor y mejor cuajado de los mismos (Chung y Lee, 2007; Lee *et al.*, 2010).

2.10.2.4 Eficiencia en el uso del agua.

Según Alfredo de Miguel en su libro de 2007: “Algunos portainjertos tienen mayor capacidad de extraer agua del suelo, en condiciones de déficit hídrico, que las plantas sin injertar. Otros, por el contrario, son tolerantes al encharcamiento y pueden permitir el cultivo de una planta sensible” (Miguel, 2007).

También Lee y Oda (2003), señalan que el injerto puede mejorar la toma de agua por la planta y por tanto la eficiencia de su uso. Más tarde, Leonardi y Romano (2004), apuntaban que cuando se emplean plantas injertadas, habrá que ajustar el agua y los nutrientes a sus necesidades, debido a la mejor eficiencia de su

empleo por estas plantas, en línea con lo afirmado por Edelstein (2004). También lo han señalado así los trabajos realizados en Murcia por Fernández-García y colaboradores (2003 y 2004), que afirman que injertar no solamente mejora la resistencia a la salinidad sino que, además, un portainjerto vigoroso es capaz de absorber agua y nutrientes de forma más eficiente que las raíces de la planta sin injertar, incrementando así la resistencia a la sequía, la eficiencia de la planta en el uso del agua, y el crecimiento de las mismas (Rouphael y colaboradores, 2008).

México, es el país que se integró recientemente al empleo del injerto pero con mayor vigor, incluso a nivel divulgación. Se ha observado mejor absorción de agua y nutrientes en hortalizas injertadas, posiblemente por el vigoroso sistema de raíces de los portainjertos (Giles, 2009).

Con los patrones apropiados para las variedades objetivo del injerto, puede implementarse un programa de manejo de nutrientes específico para producción de tomates injertados. Así, puede conseguirse mayor eficiencia en la fertilización, evitando el lixiviado de nutrientes y la escorrentía (Giles, 2009).

Hay muchos trabajos realizados, que tienen que ver con la fisiología en plantas injertadas, y está claro que realizando injertos se puede mejorar la eficiencia del uso del agua, pero cada año se sacan nuevas conclusiones de estudios parciales, de esta manera hace falta trabajos más aplicados, que sustenten muchas afirmaciones concretas, y este es uno de los objetivos de este trabajo de investigación.

2.10.2.5 Eficiencia en el uso de nutrientes.

En este tema, parece más que claro que injertar aporta ventajas, los trabajos más clásicos están siendo comprobados por nuevas aportaciones que refuerzan la idea de que injertar puede mejorar la eficiencia en el uso de los nutrientes y por tanto hacer necesario un replanteamiento del abonado. Muchos trabajos de Lee (1994, 2003), Lee y Oda (2003) y Lee *et al.* (2010) señalan esta cuestión. También hay autores como Colla *et al.* (2010) que llevan tiempo afirmando que injertando se puede mejorar la eficiencia en el empleo de los nutrientes sobre

todo en melón y referido al nitrógeno en sandía cuando se intenta también mejorar la tolerancia a la salinidad. También Martínez-Ballesta *et al.* (2010), en la absorción de nutrientes minerales, señalan que una buena unión del injerto es fundamental para la comunicación entre el injerto y patrón y avisando de que las discontinuidades vasculares en la unión del injerto pueden conducir a la inhibición del crecimiento.

Igual que para el agua, en México también se ha considerado la importancia del injerto en la mejora en el uso de los nutrientes, señalándose que: “Se ha observado mejor absorción de nutrientes en hortalizas injertadas, posiblemente por el vigoroso sistema de raíces de los portainjertos. Con los patrones apropiados para las variedades objetivo del injerto, puede implementarse un programa de manejo de nutrientes específico para producción de tomates injertados. Así, puede conseguirse mayor eficiencia en la fertilización, evitando el lixiviado de nutrientes y la escorrentía” (Giles, 2009).

Con base a la revisión que hemos hecho anteriormente, faltan trabajos más centrados en condiciones reales de cultivo, que sustenten muchos resultados obtenidos en los trabajos citados, por lo tanto este tema pasa a ser uno de nuestros parámetros a evaluar.

2.10.3 Importancia del Injerto en Hortalizas

La producción de plantas injertadas se inició en Japón y Corea a fines de los años 20 con sandía (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai) injertada sobre patrón de calabaza (Lee, 1994). Posteriormente, en los 50 se injertó berenjena (*Solanum melongena* L.) sobre berenjena (*Solanum integrifolium* Poir.). Desde entonces, la superficie de hortalizas que utiliza plantas injertadas se ha incrementado considerablemente (Oda, 1993). En la actualidad, Japón y Corea son los principales países productores de plantas injertadas, con 750 y 540 millones de plantas al año, respectivamente, seguidos por España, con 154 millones de plantas injertadas al año, siendo sandía y tomate los principales cultivos que se injertan (Leonardi y Romano, 2004).

En México esta técnica relativamente reciente, llegándose a injertar poco más de 60 mil plantas de tomate, pimiento y sandía en los estados de Sinaloa y Jalisco (Burgueño y Barba, 2001). El principal objetivo de las plantas injertadas ha sido lograr el control de enfermedades provocadas por organismos del suelo, tales como *Fusarium sp.*, *Verticillium sp.* y *Pyrenochaeta sp.*, haciendo uso de patrones tolerantes a dichos patógenos (Blancard *et al.*, 1991; Messiaen *et al.*, 1995). Con esta técnica se aprovecha la tolerancia del sistema radical del patrón y los caracteres productivos favorables de una variedad susceptible. La resistencia de las plantas injertadas está condicionada tanto por el patrón como por la variedad (Muller y Li, 2002) y aunque el vigor de la planta injertada es intermedio entre el del patrón y la variedad, la influencia del primero es mayor.

Este incremento en el vigor, que generalmente proporciona el patrón sobre la variedad, permite utilizar un menor número de plantas por unidad de superficie (Miguel, 1997).

2.10.4 Tipos de injertos

2.10.4.1 Injerto de aproximación

La característica más notable de este tipo de injerto es que los sistemas radiculares del patrón y del cultivar se mantienen durante la mayor parte del tiempo que dura la producción de la planta injertada, por lo que es un sistema más seguro, las plantas sufren menos estrés, lo que permite que sea realizado por personal menos especializado y con instalaciones menos sofisticadas que los otros sistemas (Lee *et al.*, 2010). Por el contrario, requiere, más mano de obra, espacio y sustrato para los cepellones, sobre todo de la planta a injertar que depende durante más tiempo de su sistema radicular y éste debe tener mayor cepellón a su disposición (Hoyos 2012).

Se suele sembrar primero la variedad a injertar, sembrando entre 3 y 7 días después el patrón, dependiendo de la especie o cultivar, con el objetivo de que en el momento del injerto los tallos de las dos plantas sean de un diámetro similar. Según De la Torre (2005); Lee *et al.* (2010), el momento de realizar el injerto sería

cuando en el portainjerto aparece el primordio de la primera hoja verdadera y la variedad a injertar está desarrollándola.

Para realizar el injerto, se practica un corte hacia abajo en el patrón, hasta la mitad del tallo, y un corte similar pero hacia arriba en la planta del cultivar a injertar, haciéndose los dos cortes por debajo de las hojas cotiledonares, siendo los mismos de similar longitud pues han de permitir el ensamblamiento de ambas plantas. Una vez que las plantas han sido ensambladas se sujeta la unión con tiras de plomo o con pinzas, habitualmente de silicona. Finalmente las plantas injertadas se plantan juntas en bandejas de alvéolos más grandes donde pueda haber espacio suficiente para acceder, cuando haya que cortar el tallo de la planta injertada. Se mantienen en ambiente controlado, con temperaturas entre 22 y 30°C y una humedad relativa cercana al 85 %, ventilándose progresivamente a partir de los 7 ó 10 días. El corte se suele hacer 15 días después del injerto, eliminando la parte del sistema radicular de la variedad por debajo del punto de injerto, separando la parte aérea, que ya no le servirá pues ya es alimentada por las raíces del portainjerto. También se cortará la parte aérea del portainjerto si es que no se hizo antes. La planta injertada terminada se puede plantar a los 25- 30 días de realizado el injerto (Hoyos, 2012)

2.10.4.2 Injerto de Púa o Cuña en Hendidura.

Con este método de injerto se pretende ahorrar al menos un corte y, al sembrar el portainjerto en el alveolo definitivo, ahorrar también espacio y sustrato de cultivo. Es por tanto, un sistema más delicado pues se elimina el sistema radicular de la planta a injertar y la parte aérea que queda, tiene un gran riesgo, puede deshidratarse si no se mantiene, tras el corte, en condiciones de alta humedad relativa, baja radiación y temperatura entre 25 y 30°C; Cuando el portainjerto tenga la primera hoja verdadera desplegada y la variedad a injertar la tenga desplegada o iniciándose este proceso será el momento de injertar. Se elimina la zona terminal del portainjerto y se hace una incisión hacia abajo en la zona central, después se corta la parte terminal de la variedad a injertar que prepararemos en forma de “v” con dos cortes, de la misma longitud que la incisión del patrón. Se unen patrón y cultivar, uniendo los dos cortes y los cotiledones, de

manera que parezcan una sola planta, y se coloca una pinza que abrazará la zona del injerto permitiendo que las dos plantas queden en íntimo contacto. Las plantas así injertadas se deben colocar a una temperatura de 25-30°C, ambiente casi saturado y zona sombreada, manteniendo estas condiciones durante un tiempo que puede oscilar entre 5 y 7 días (De la Torre, 2005), luego se comenzará la fase de aclimatación, llevándose finalmente al invernadero donde estará hasta los 20-25 días, tiempo en que ya puede llevarse a trasplantar al terreno definitivo (Hoyos, 2012).

2.11 Importancia de la Nutrición de Cultivos

La fertilización es uno de los rubros con más peso dentro de los costos totales de producción: cerca del 39%, la utilización de fertilizantes o elementos esenciales para los cultivos (nutrición) son considerados como parte importante en la agricultura, mediante el entendimiento de su actividad e importancia de estos en el ciclo de vida de la planta, así como el rendimiento que puedan tener los diferentes cultivos (Porrás, 2005).

En la actualidad se consideran 16 elementos para el crecimiento y desarrollo de las plantas en todos los cultivos y en general para las plantas superiores. Estos pueden clasificarse ateniendo a caracteres estructurales, de los que dependen los tipos de enlaces en que intervienen o también por el papel biológico que desempeñan (Mengel y Kirkby, 2001), sin embargo, una fertilización con dichos elementos solo puede ser exitosa cuando todos los nutrientes requeridos por la planta están disponibles en cantidades suficientes en el suelo (Guerrero *et al.*, 2000).

2.11.1 Nutrición inorgánica

Los fertilizantes químicos son productos industriales elaborados de diversas formas expresando el contenido de los nutrientes en base a porcentaje existente en un porcentaje de la calidad total, siendo esta que determina la calidad de un fertilizante químico (Castillo, 2009).

La solución nutritiva (SN) consiste en agua con oxígeno y los nutrimentos esenciales en forma iónica. Algunos compuestos orgánicos como los quelatos

de hierro forman parte de la SN (Steiner, 1968). Para que la solución nutritiva tenga disponibles los nutrimentos que contiene, debe ser una solución verdadera, todos los iones se deben encontrar disueltos. La pérdida por precipitación de un o varias formas iónicas de los nutrimentos puede ocasionar su deficiencia en la planta. Además, de este problema se genera un desbalance en la relación mutua entre los iones (Steiner, 1961).

2.11.2 Nutrición Orgánica

La producción orgánica es una forma de producción basada en la utilización óptima de los recursos naturales (suelo y agua) y es una alternativa para resolver dichos problemas, además que no se emplean productos de síntesis química (Gómez *et al.*, 2005). La agricultura orgánica es una alternativa para la producción sostenida de alimentos limpios y sanos, puesto que es un sistema de producción, en el cual no se utilizan insumos contaminantes para las plantas, ser humano, agua, suelo y ambiente. La agricultura orgánica es un sistema de producción que evita o excluye el uso de componentes sintéticos como; fertilizantes, pesticidas y agroquímicos en general que deterioran los suelos y la rentabilidad de los cultivos. La implementación de este sistema de producción ayuda a mantener las mejores condiciones de las propiedades del suelo, ya que en este método no se utilizan productos químicos o sintéticos que dañen al suelo (Rodríguez *et al.*, 2007).

Además la producción orgánica de alimentos es una alternativa para los consumidores que prefieren alimentos libres de agroquímicos y fertilizantes sintéticos y con alto valor nutricional (Márquez *et al.*, 2005).

2.12 Conductancia Estomática

Más del 90% del agua que recibe una planta se pierde a través de las hojas. El vapor de agua se mueve por difusión, a través de los espacios del mesófilo hacia los estomas. Entonces el agua se difunde a través del estoma, directamente de la atmósfera, mientras el vapor de agua se mueve hacia fuera del estoma, el CO₂ de la atmósfera entra a la hoja por el estoma (Alexander, 1992).

2.13 Cámbium vascular

La mayoría de las plantas poseen la capacidad de adherir tejidos y Reconectar su vasculatura después de cortar los filamentos vasculares por heridas. La capacidad de curar el tejido vascular es particularmente Importante, ya que este tejido transporta agua, nutrientes en toda la planta (Lough *et al.*, 2006).

La importancia del cámbium vascular en el injerto es la generación de nuevo tejido de conducción; cuando esto sucede las células iniciales se dividen periclinalmente, denominada divisiones aditivas, derivando células hacia el xilema y otras al floema. Cuando una célula se divide periclinalmente, una de las dos células nuevas permanece como inicial y la otra pasa a formar parte del xilema o del floema (Esau, 1985; Fahn, 1969).

2.13.1 Xilema

El xilema es el principal tejido conductor de agua y solutos en las plantas vasculares y junto con el floema forman el tejido vascular. Presenta varios tipos de células relacionadas con la conducción, sostén y almacenamiento. Dentro del xilema las principales células conductoras de agua son las traqueidas y los elementos de vaso. El almacenamiento se realiza en el parénquima del xilema, ubicados en filas verticales. Las células encargadas del sostén son las fibras y esclereidas. La formación del xilema en el punto de unión del injerto se da a partir del cámbium vascular, puede ser estimulado por la aplicación exógena de hormonas, principalmente auxinas. Se observa que el tipo de células formadas por el cámbium puede estar influido por las células del portainjerto que están adyacentes al cámbium. Por ejemplo, las células de los radios de xilema se forman donde el cámbium está en contacto con los radios de xilema del portainjerto y los elementos del xilema donde quedan en contacto con los elementos de xilema del portainjerto (Esau, 1985; Fahn, 1969).

2.13.2 Floema

El floema es el encargado del transporte de los productos de la fotosíntesis. Presenta varios tipos de células y se encuentra junto al xilema. El floema también está relacionado con la conducción, almacenamiento y sostén. Las células encargadas de la conducción son las células cribosas, que dan origen a los elementos de los tubos cribosos. Los tubos cribosos están asociados con las células acompañantes, que son de parénquima. Las fibras y esclereidas son las relacionadas al sostén. Su posición en el tallo es externa a diferencia del xilema el cual tiene una posición interna (Esau, 1985; Fahn, 1969).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización del Experimento

El presente trabajo de investigación, se realizó en un invernadero del Departamento de Horticultura, ubicado en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila, México a los 25° 21' Latitud Norte y a los 101° 01' de Longitud Oeste y a la altura de 1790 msnm. Durante el ciclo Abril- Septiembre de 2016.

3.2 Material vegetal

Se utilizó la variedad de pepino (*Cucumis sativus*) var Modan, y como portainjerto se utilizó a la calabacita criolla (*Cucúrbita máxima X Cucúrbita moschata*).

MODAN RZ F1

Variedad partenocárpica de pepino francés, planta abierta, con un fruto por axila. Fruto espinoso de color oscuro, alrededor de 22 centímetros de longitud. Recomendables para ciclos de otoño y primavera, cuenta con resistencias a CMV/CVYV (Rijk Zwaan, 2016).

FERRO RZ F1:

Portainjerto de cucurbitáceas de tipo *Cucúrbita máxima X Cucúrbita moschata*, de vigor muy alto. Producción muy alta con frutos uniformes, recomendado para sandía y melón a cielo abierto (Rijk Zwaan, 2016).

3.3 Establecimiento del cultivo

3.3.1 Siembra (variedad y patrón)

Las semillas de la variedad Modan, se trataron previamente con un fungicida, posteriormente se sembraron en charolas de 60 cavidades utilizando como sustrato para germinar una mezcla de Peat Moss y perlita (relación 2:1), de igual manera realizo la siembra del patrón (calabaza criolla), pero se hizo ocho días después, con el fin de que fueran a la par en cuanto al crecimiento ya que el patrón presenta un vigor más acelerado que la variedad y así de esta manera asegurar una unión exitosa entre ambos tubos conductores.

3.3.2 Riego

En la etapa de germinación de la semilla los riegos fueron diarios de manera manual, aplicando dos litros de agua a cada charola por día. Posteriormente se colocó el sistema de riego (goteo) para dar el fertirriego. Después de haber realizado el trasplante los riegos eran diarios con agua común y combinada con fertilizantes. En la primera etapa del cultivo (Vegetativa) se le daban dos riegos al día con un tiempo de 10 minutos (500 ml), posteriormente se le aumento a 15 minutos (750 ml) de igual manera dos veces al día, al iniciar la etapa de floración el fertirriego era por la mañana y en la tarde se le suministraba 1.5 litros de agua común con el fin de evitar el estrés a la planta por agua. En la etapa de producción el fertirriego se aumentó hasta 30 minutos y con la combinación de dos litros de agua común por la tarde.

3.3.3 Realización del Injerto

El injerto se realizó con las medidas adecuadas de temperatura y humedad relativa (22-28°C y HR> 80%) además de esterilizar con alcohol la base donde se trabajó así como el bisturí, pinzas para sujetar y las manos, para no contaminar el material vegetal y ocasionar en el futuro una enfermedad que pudiese afectar el desarrollo de este (Anexo O). Se hizo cuando la variedad tenía 22 días de emergido y el patrón (calabaza criolla) 15 días respectivamente, este último ya tenía desarrollo las dos primeras hojas verdaderas, se utilizó el injerto de púa en hendidura (simple) y el de aproximación.

3.3.4 Manejo de Plántulas Post-injerto

Posteriormente después de haber realizado el injerto, las plántulas injertadas se colocaron en una cámara de prendimiento que estaba cubierta con polietileno negro, las condiciones ambientales dentro de la misma eran de una humedad relativa arriba del 85%, y una temperatura de 28°C; y de manera preventiva se les asperjo Tecto 60 (0.2g-L), después de someter a las plántulas a estas condiciones durante cuatro días se pasó a otra cámara de prendimiento con polietileno transparente, aquí se mantuvieron durante 3 días con la finalidad de que las plántulas injertadas se fueran adaptando a las condiciones del exterior y

no sufrieran tanto estrés, gradualmente las condiciones ambientales fueron cambiando en las cámaras hasta llegar el punto de que se aclimataran, enseguida fueron retiradas y expuestas a baja intensidad solar durante 4 días, y finalmente se colocaron el invernadero exponiéndolas a las condiciones ambientales a la que se tenían dentro.

3.3.5 Trasplante

Después de que las plantas injertadas pasarán 16 días aclimatándose a las condiciones ambientales del invernadero, proseguimos a realizar el trasplante, en macetas que fueron bolsas plásticas con un volumen de 10 L. usando como sustrato peat moss y aplicamos un producto liquido anti estrés (Delfan Plus®) al cepellón a razón de 2.5 ml-L de agua, esta aplicación fue con la finalidad de que las plantas no sufrieran estrés y además para estimular un buen desarrollo, quedando dentro del invernadero; se distribuyeron a una distancia de 25 cm entre plantas se hicieron tres bloques la mitad de los 3 bloques se fertilizaron con solución química y la otra mitad con solución orgánica, obteniendo una densidad de 5.3 plantas por m²; el primer riego fue con agua corriente.

3.3.6 Fertilización

Se aplicaron al cultivo dos tipos de fertilización, una de ellas era la fertilización química que fue la formulada por Steiner, la otra fertilización fue orgánica con productos TRADECOPR; se realizaron los cálculos para hacerla similar a la formulada por Steiner (ANEXO R).

La fertilización se aplicaba diariamente, en la etapa vegetativa las primeras dos semanas solo 15 minutos al día (1L/día) se aplicaba una concentración del 25%, después durante las siguientes tres semanas con un periodo de 20 minutos al día (1.33L/día), se incrementó la concentración al 50%, posteriormente cuando el cultivo estaba en la etapa de floración paso a fertilizarse a un tiempo de 30 minutos al día (2L/día), y la concentración que se usó en esa etapa fue de 75%, cuando el cultivo se encontraba en la etapa de producción se fertilizaba 35 minutos al día (2.33 L/día) con una concentración del 100%, adicionalmente a la

fertilización se realizaron riegos de 1.5 a 2 L. de agua común dependiendo de la etapa del cultivo.

3.4 Manejo del Cultivo

El pepino es una planta rastrera que puede superar los dos metros de largo fácilmente, por esta razón necesita de un tutorado constante, en este trabajo se usó un tutor que consistió en la colocación de polines en los extremos de las plantas para que funcionaran como base y de esta forma colocar líneas de alambre donde se sostenían hilos de rafia en las cuales las plantas fueron tutoradas enrollando con la rafia al tallo en el sentido opuesto a las manecillas del reloj conforme iban creciendo hasta guiarlas donde se encontraba el alambre.

El cultivo se le dio un manejo holandés en el cual consiste en ralea las flores, frutos y tallos secundarios, hasta que la planta alcanzara una altura de 50 cm., se realizaron podas al cultivo durante todo el ciclo, eliminando hojas viejas, enfermas, y también frutos curvos.

3.4.1 Control de Plagas y Enfermedades

Para el control de la plaga que se presentó que fue mosquita blanca de los invernaderos (*Trialeurodes vaporariorum*) se aplicó extracto de ajo (2.5ml-L) para plantas de fertilización orgánica y para las plantas de fertilización química se aplicó "Imidacron" (1 ml-L). La enfermedad que se presentó al final del cultivo fue oídio del pepino (*Leveillula taurica*) y mildiu veloso del pepino (*Pseudoperonospora cubensis*) que fueron controladas con "Tecto 60" 1 gr-L (Thiabendazol) y extracto de ajo a razón de 1ml-L que se aplicaron foliarmente y al suelo con intervalos de 5 días.

3.4.2 Cosecha

La primera cosecha se inició a las nueve semanas después del haber realizado el trasplante, se hizo el segundo corte a los 11 días después de haber realizado el primer corte, a los 10 días después se hizo el tercer corte y los posteriores se realizaron cada ocho días, sumando en total siete cortes en todo el ciclo.

3.5 Tratamientos

Los diferentes tratamientos fueron distribuidos dentro del invernadero, obteniendo un total de 6 tratamientos con 4 repeticiones.

Tratamientos

- 1.- sin injerto – F. Química
- 2.- sin injerto – F. Orgánica
- 3.- injerto de púa – F. Química
- 4.- injerto de púa – F. Orgánica
- 5.- injerto de aproximación – F. Química
- 6.- injerto de aproximación – F. Orgánica

3.6 Variables Evaluadas:

Se determinaron las siguientes variables en cuanto a su fisiología y micromorfología de cada planta:

- ❖ Área foliar (AF)
- ❖ Conductancia estomática (CE)
- ❖ Peso seco aéreo (PSA)
- ❖ Diámetro de tallo (DT)
- ❖ Numero de haces vasculares (NH)
- ❖ Numero de vasos del xilema (NV)
- ❖ Área del haz vascular (AH)
- ❖ Área de los vasos del xilema (AV).

3.6.1 Área Foliar

Por medio de un medidor portátil de área foliar modelo LI-500 pasando el total de las hojas de las plantas de los tratamientos, los datos obtenidos se reportaron en cm^2 .

3.6.2 Conductancia Estomática.

Esta variable se determinó mediante el porómetro digital leaf porometer modelo SC-1, tomando tres lecturas por planta en diferentes hojas en tres plantas por cada tratamiento, las lecturas fueron tomadas al medio día cuando el sol estaba despejado y de esta forma no obtuviéramos repercusión equivocada en la toma de nuestros datos, lo obtenido se reportó en $\text{mmol}\cdot\text{m}^2\cdot\text{seg}$.

3.6.3 Peso Seco Aéreo

Por medio de una balanza granataria marca Scout® se determinó el peso seco aéreo de cada planta de los tratamientos cinco días después de que se pusieran a secar dentro del invernadero el cual las temperaturas eran de $28\text{-}32^\circ\text{C}$ y humedad relativa de 20-50%, el resultado se registró en gramos (g).

3.6.4 Diámetro de Tallo.

Con ayuda de un vernier se midió el diámetro del tallo de las plantas de todos los tratamientos, los datos obtenidos se registraron en milímetros (mm).

3.6.5 Análisis de los Haces Vasculares y los Vasos de Xilema

En el estudio de vasos de los haces vasculares y del xilema se tomaron 4 plantas por tratamiento, de las cuales se tomó el pecíolo colocado en el entrenudo de la parte media de la planta con orientación hacia el oriente, esta actividad se realizó en plena producción del ciclo de cultivo, se cortaron con la ayuda de unas tijeras de podar y se obtuvieron 4 segmentos de pecíolo de aproximadamente 1 cm de longitud, para así tener un total de 4 muestras de 4 plantas por tratamiento, los cuales se colocaron en un frasco con fijador (FAA), cuya metodología se describe a continuación.

Preparación del Material Vegetativo

Fijación

El fijador estándar para microtomía es el FAA (formaldehído 3640 % 5 cc Alcohol al 70 % 90 cc y ácido acético glacial 5 cc) cuya función es la de detener el proceso de vida sin distorsionar los tejidos, además de hacerlos lo suficientemente firmes para su manejo, el material vegetativo se corta en secciones de 2 a 10 cm de largo y se depositan en frascos con fijador, se etiquetan y se conservan por 24 horas como mínimo y de 1 a 2 meses como máximo hasta continuar con el proceso de microtomía.

Deshidratación

Esta actividad consiste en quitar el agua de los tejidos fijados y endurecidos, además tiene una acción de lavado y le confiere firmeza al material; este proceso consta de 2 métodos, uno en el que el tejido es deshidratado con una solución no solvente de la parafina cuyo componente principal es el alcohol etílico al 95% y el segundo método consta de un solvente de la parafina cuyo componente principal es el xilol. Alcohol 70%, 85%, 96% + eosina, 96 %, alcohol absoluto 1, xilol + alcohol absoluto en relación de 3-1, 1-1, 1-3, xilol puro 1, por espacio de 2 hrs. c/u.

Inclusión en parafina

1.-Se colocan los frascos con el material en la estufa a 35 °C con xilol puro + parafina cerrados por 24 hrs.

2.-Se cambia la temperatura a 45 °C y se agrega a los frascos con el material mas parafina cerrada por 24 hrs., posteriormente se cambia temperatura a 55 °C y se hace el cambio de parafina pura vaciando la parafina con xilol en otro frasco.

3.-Se cambia la temperatura a 60 °C y se hace otro cambio de parafina pura y permaneciendo en la estufa por 24 hrs. se preparan moldes de papel aluminio de 9 por 11 cm con una base plástica que sirve para poder colocarla en el micrótopo,

en donde el tejido y la parafina se solidifican una vez que los tejidos tratados están dentro de la parafina con su etiqueta correspondiente.

Seccionamiento (cortes en micrótopo)

1.- Se remueve el aluminio cuidadosamente del bloque de parafina con la base plástica y el tejido, con una navaja de un solo filo se remueve la parafina que quedo de exceso en los cuatro lados del bloque donde quede a la vista la muestra con el tejido.

2.- Se coloca la platina con el tejido en el micrótopo y la cuchilla con la que se va a hacer los cortes. Se regulan las micras en el micrótopo las cuales serán de 10 micras el cual se maneja manualmente hasta obtener una cinta de parafina con el tejido y se acomoda en la superficie de la mesa para montarlas en los porta objetos.

3.- Se ponen los porta objetos en una caja coplin con alcohol de 96% se seca uno por uno y se le pone uniformemente pegamento el cual es el adhesivo de haupt y formalina al 4% y se coloca el tejido en la parte media del porta objeto, con el mechero se le da calor de manera que se extienda tanto la parafina como el tejido y se quita el exceso de pegamento y formalina cuando ya están fijas las muestras en el porta objetos se colocan en una gradilla en la cual se secan mínimo 24 hrs. máximo 4 días.

Tinción

La coloración juega un papel de suma importancia para obtener laminillas que nos permitan apreciar con detalle las estructuras que más nos interesan, por lo que se debe de lograr un buen contraste entre los tejidos ya que esto facilita el trabajo. Usando la doble coloración de safranina - fast. green que consiste en:

1.- Pasar los portaobjetos con los tejidos en cajas coplin con xilol 1, para desparafinar el tejido, de 5 a 10 min.

2.- Se pasan de igual manera a cada una de las cajas coplin alcohol absoluto, alcohol absoluto 1, alcohol al 96%, 85%, 70%, 60%, y agua destilada, por 5 a 10 min.

3.- Se pasa a la safranina acuosa al 1% y se deja ahí por 1 hora mínimo y máximo 12 horas.

4.- Se enjuagan de uno por uno, en agua corriente, agua destilada, alcohol etílico al 60%, 70%, 85%, 96%.

5.- Se colocan en fast Green + alcohol etílico al 96% por 5-30 segundos.

6.- Se enjuagan en alcohol absoluto 1, carbol-xilol y por último se pasan a xilol 1,2, por 10 min cada uno

7.- Se sacan las muestras de una por una, se les limpia el exceso de xilol y se montan con Bálsamo de Canadá, posteriormente se colocan en una gradilla en la cual permanecerán hasta que se sequen.

3.6.5.1 Número de haces vasculares, y número de vasos del xilema.

Una vez obteniendo el tejido teñido, con ayuda de un microscópico se pueden apreciar claramente el tejido y de esta forma nos dimos a la tarea de contar todos los haces vasculares y los vasos del xilema por haz de cada uno de los 4 tallos de las plantas que se cortaron para dicha evaluación, los resultados se reportaron como total de haces vasculares, y vasos del xilema por tallo.

3.6.5.2 Área del haz vascular, y Área de los vasos del xilema.

Para esta evaluación se llevaron las muestras a analizar con la ayuda de un microscopio con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, se procedió a observar con el lente de 10x, de las cuales se fotografiaron 4 haces vasculares por cada 1 de los 4 tallos evaluados.

Posteriormente se tomaron medidas del área con la ayuda del programa Axión Visión (Anexo Q); de los 4 haces vasculares y se consideró 3 vasos de xilema por haz vascular que posteriormente se promediaron reportando los resultados en micras cuadradas (μm^2).

La imagen del programa midió 550.26 μm por 720.37 μm , teniendo un área total de 396,390.7962 μm^2 .

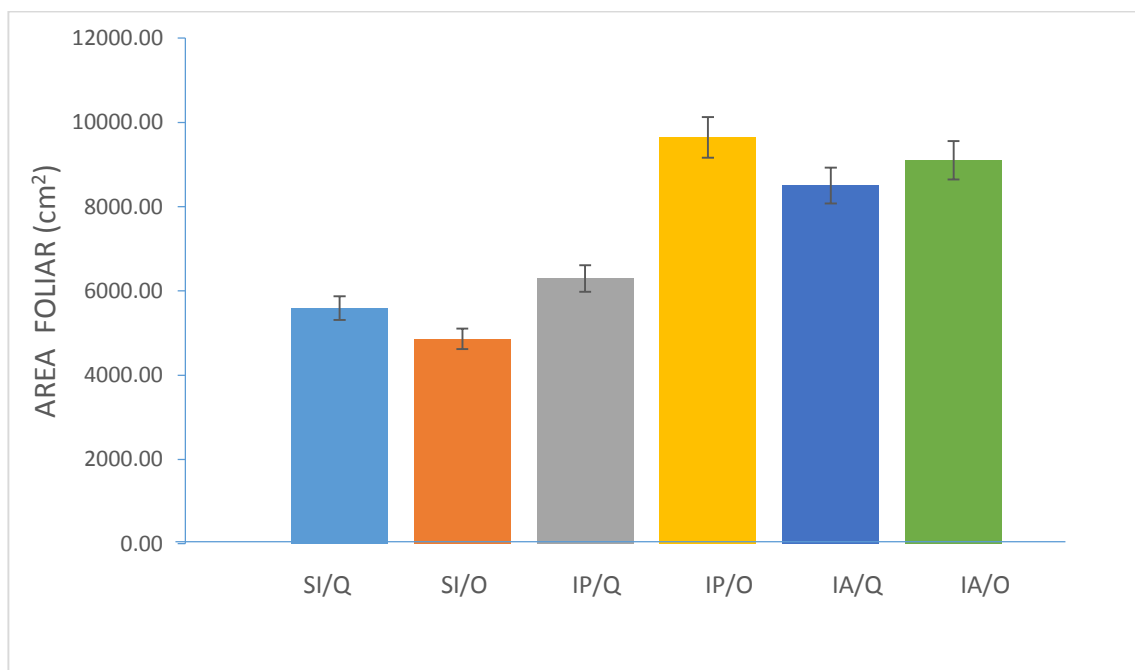
3.7 Diseño Experimental

Los tratamientos obtenidos fueron el resultado de un diseño factorial de tratamientos (3) (2), dando lugar a seis tratamientos con cuatro repeticiones cada uno, que estos fueron establecidos bajo un diseño experimental de bloques completos al azar. Los datos obtenidos se les aplicó el análisis estadístico en el cual se obtuvieron los Anovas respectivos y se procedió a utilizar la prueba de comparación de las medias de los contrastes ortogonales ($\alpha=0.05$). Para esto se empleó el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System) versión 9.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Área Foliar

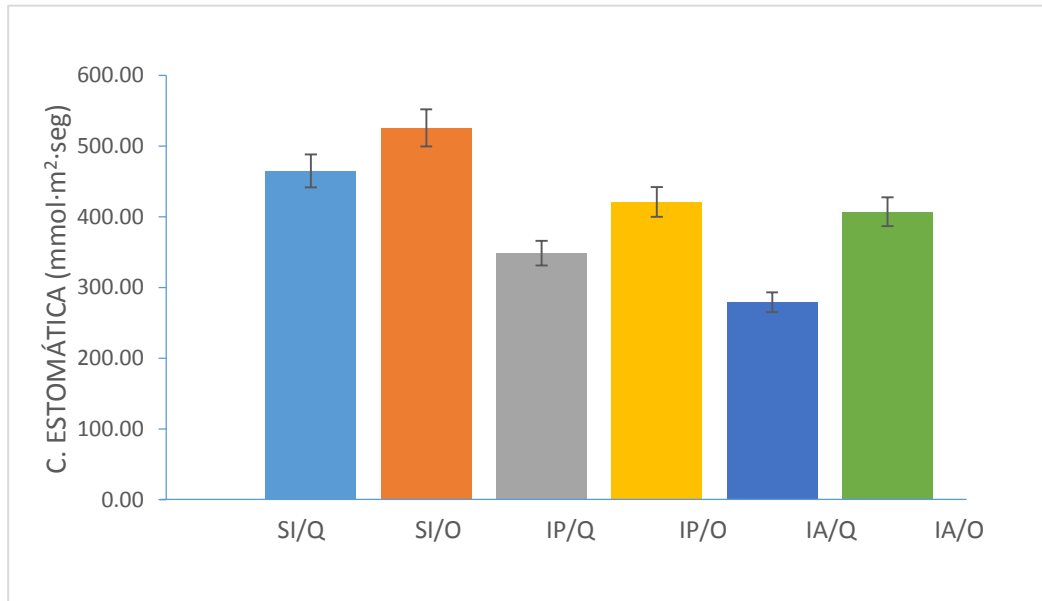
FIGURA 3 Área foliar en plantas de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales del área foliar (Anexo B), se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0.01$) en las plantas injertadas vs. no injertadas con ambas fertilizaciones, obteniendo mayor área foliar en las plantas con injerto de púa en hendidura y fertilización orgánica, lo que representa un aumento de 34.7% en comparación con el tratamiento con el mismo tipo de injerto con fertilización química; estos resultados concuerdan con lo reportado por Hernández-González *et al.* (2014), donde se observó que en plantas injertadas sobre calabaza produce mayor área foliar que las no injertadas. Amaro *et al.* (2012), Menciona que la hoja y las características de ésta, juegan un papel particular y muy importante en la asimilación de carbono, las relaciones hídricas y el equilibrio energético de la planta, esto permite atribuir a que con el uso del injerto se puede obtener un área foliar específica óptima, que permite a la planta tener una mayor eficiencia fotosintética, utilización de nutrimentos y un mayor rendimiento.

4.2 Conductancia Estomática

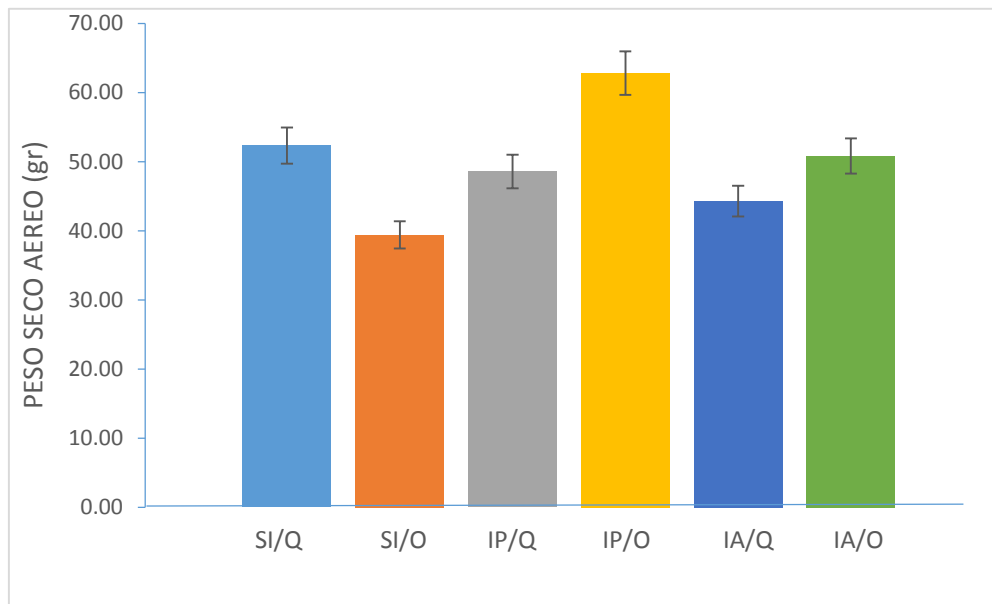
FIGURA 4 Conductancia Estomática en plantas de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales de la conductancia estomática (Anexo D), se encontró diferencias altamente significativas ($p \leq 0.01$) en las plantas injertadas vs. no injertadas con ambas fertilizaciones, obteniendo mayor conductancia estomática en las plantas sin injerto donde el valor más alto fue con fertilización orgánica, y la tendencia que se observa es que su valor aumento 20% en comparación con las plantas injertadas y con el uso de fertilización orgánica. Respecto a esto Taylor et al. (2012), mencionan que se ha demostrado que la máxima conductancia estomática de vapor de agua, está determinada por el tamaño y densidad de estomas. La consecuencia de la transpiración es especialmente evidente en los cultivos, donde se pueden necesitar varios centenares de litros de agua para producir un kilogramo de materia seca; con frecuencia, una transpiración excesiva origina reducciones considerables en la productividad. De hecho, la dificultad para desarrollarse de las plantas debida al déficit hídrico producido por la transpiración es la principal causa de pérdidas económicas (Azcón-Bieto y Talón, 2008).

4.3 Peso seco aéreo

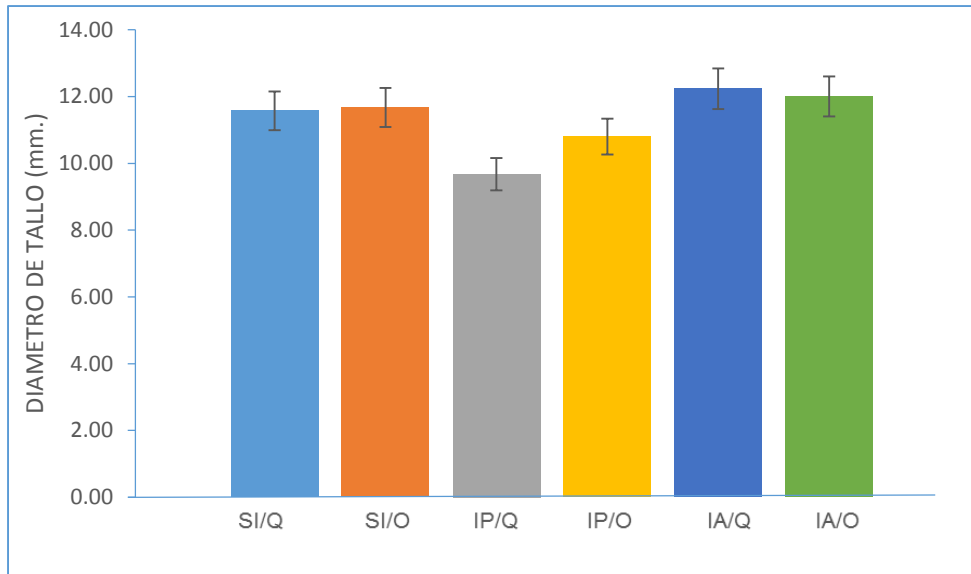
FIGURA 5 Peso Seco parte Aérea de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales del peso seco (Anexo F), se encontró diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en las plantas injertadas vs, las no injertadas; dónde el valor más alto fue el tratamiento injerto de púa con fertilización orgánica, y la tendencia que se observa es que su valor aumento 22.6% en comparación con el injerto de pua con fertilización química. Esto concuerda parcialmente con Shimada y Moritani (1977) reportaron que plantas de pepino injertadas sobre patrones de calabaza produjeron más materia seca que las plantas no injertadas. También los resultados coinciden con lo reportado por Heuvelink y Dorais (2005) en general, mayor área foliar y área foliar específica incrementan la producción de materia seca y mejoran la intercepción de la radiación.

4.4 Diámetro de Tallo

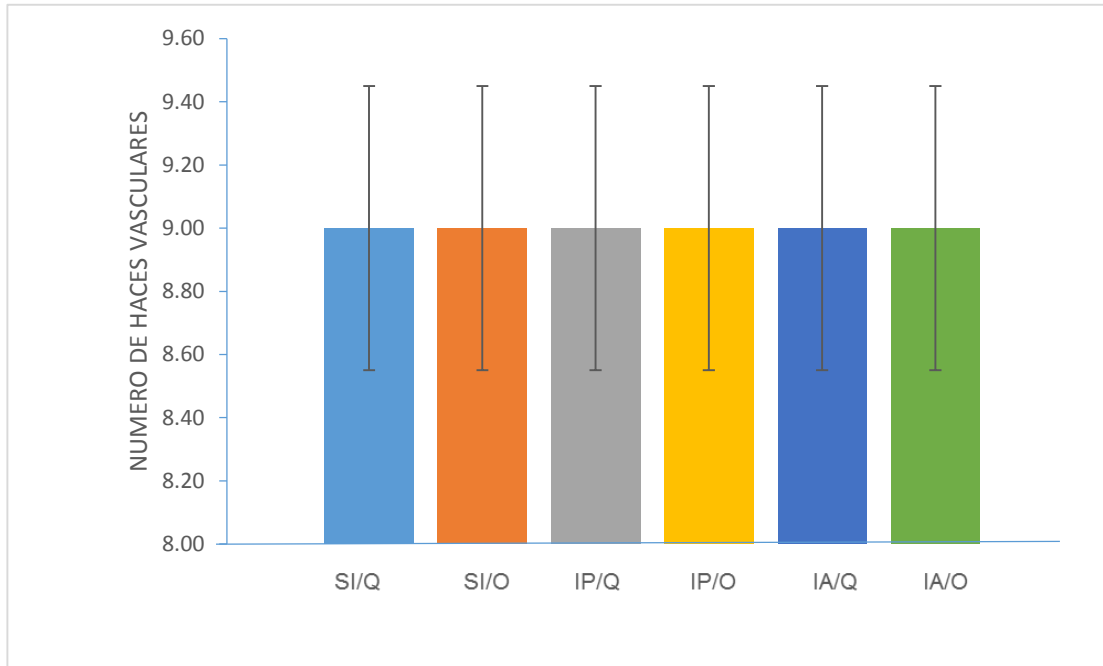
FIGURA 6 Diámetro del Tallo de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales del diámetro de tallo (Anexo H), se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0.01$) en los tratamientos con injertos de púa vs. Injertos de aproximación, donde el valor más alto fue el tratamiento injerto de aproximación con fertilización química, y la tendencia que se observa es que su valor aumentó 20.8% en comparación con el injerto de púa con fertilización química. Esto concuerda con Lopez *et al.* (2008) que reportaron para la relación diámetro del tallo, que la técnica de injerto influyó sobre dicha variable, siendo en aquella de aproximación en el caso donde se obtuvieron diferencias significativas, con una menor relación diámetro de tallo con respecto al injerto de púa. También los resultados obtenidos vienen a reforzar lo mencionado por González *et al.* (2003), en el sentido de que el diámetro del tallo del patrón es un factor determinante en el éxito de los injertos, asociado a la regeneración de haces vasculares. y Rojas y Rivero (2001) quienes trabajaron con melón mencionan que el aumento del diámetro del tallo en plantas injertadas puede ser modificado por efectos simples de la variedad o el tipo de injerto realizado.

4.5 Número de Haces Vasculares

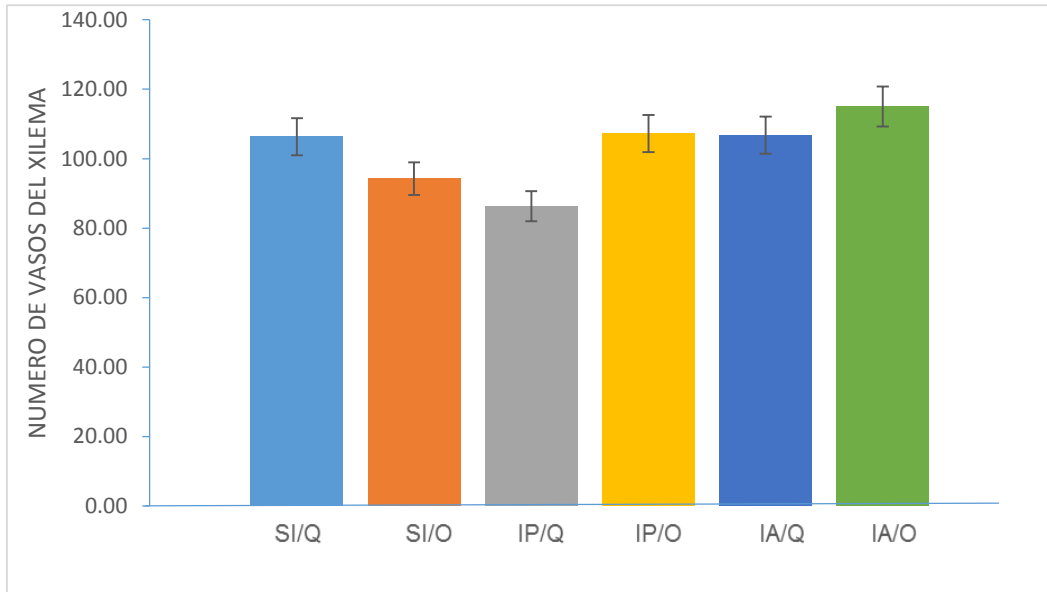
FIGURA 7 Número de Haces Vasculares de la planta de pepino, con dos tipos de injerto y el testigo, bajo dos ambientes de fertilización.



En esta variable no encontramos diferencia estadística entre los tratamientos, ya que todos tuvieron 9 haces vasculares. De acuerdo con Miguel *et al.* (2007), un contacto eficaz depende de que exista una uniformidad en el diámetro del tallo entre el portainjerto y la variedad, del número y disposición de los haces conductores en las dos plantas que se injertan y de la importancia y disposición de las zonas de corte que están en contacto.

4.6 Número de Vasos del Xilema

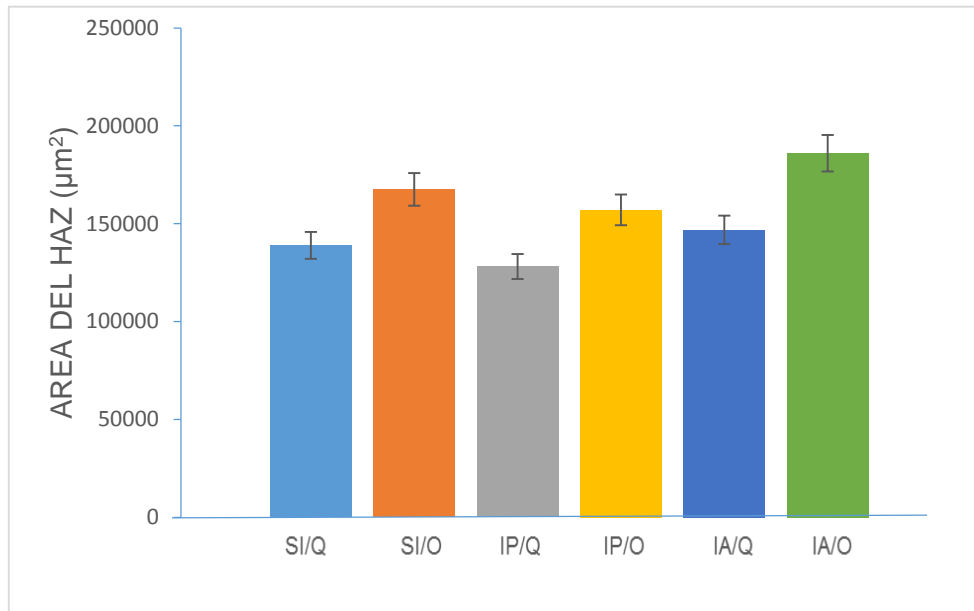
FIGURA 8 Número de Vasos del Xilema de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales, del número de vasos del xilema (Anexo J), se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0.01$) entre casi todos los grupos de comparación; dónde el valor más alto fue el tratamiento injerto de aproximación con fertilización orgánica, y la tendencia que se observa es que su valor aumento casi un 25% en comparación con el injerto de púa con fertilización química; Esto concuerda con los estudios realizados por Lu *et al.* (1996), que indican que en el proceso de unión del injerto se da un aumento de la tasa de formación y el número de puentes vasculares. Además en investigaciones sobre anatomía del tallo, se encontró que los factores más importantes durante la conducción del agua además del diámetro es la cantidad de vasos del xilema en un haz vascular (Zimmermann, 1983; Nemeč *et al.*, 1975); lo que ayuda a mantener un abastecimiento hídrico y nutricional hacia toda la plantas.

4.7 Área del haz vascular

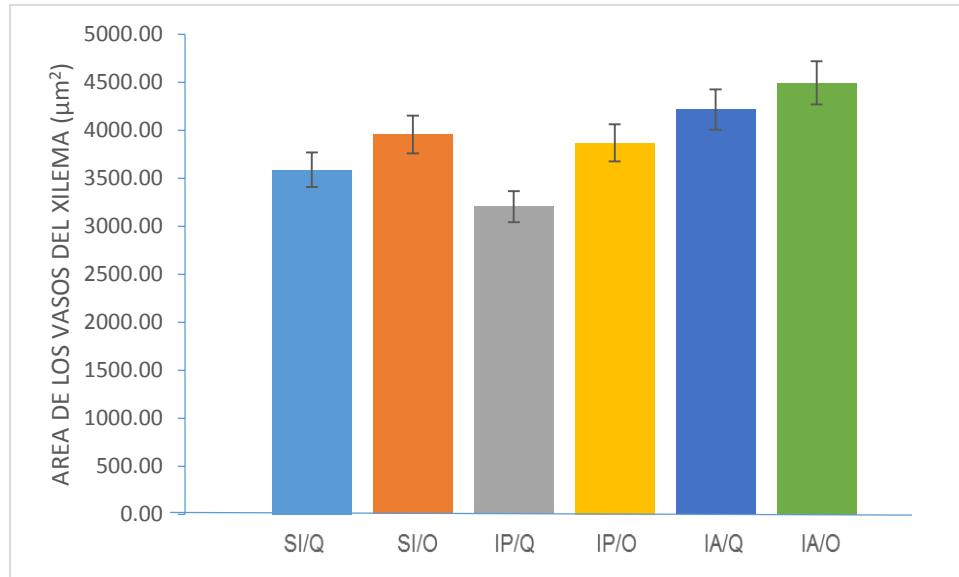
FIGURA 9 Área de los Haces Vasculares de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales del número de vasos del xilema (Anexo L), se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0.01$) únicamente en un grupo de comparación que fueron los tratamientos con injerto de púa vs injertos de aproximación; dónde los valores más altos se obtuvieron fue en el tratamiento injerto de aproximación con ambas fertilizaciones, Las nuevas características adquiridas en la planta son el resultado de una intensa interacción entre el portainjerto y el injerto, aportando diferente información genética cada uno (Lockard y Schneider, 1981; Lacono *et al.*, 1998).

4.8 Área de los vasos del xilema

FIGURA 10 Área de los Vasos del Xilema de la planta de pepino, con dos tipos de injerto, bajo dos ambientes de fertilización.



En la comparación de las medias de los contrastes ortogonales del número de vasos del xilema (Anexo N), se encontró diferencia altamente significativa ($p \leq 0.01$) los tratamientos con injerto de púa vs injertos de aproximación; dónde el valores más altos fueron los tratamientos injerto de aproximación, y la tendencia que se observa es que su valor aumento un 12% en comparación con el tratamiento sin injertar con fertilización orgánica. Los investigadores (Carlquist, 1975; Passioura, 1972) mencionan que el ancho de los vasos del xilema es más eficiente que el largo durante la conducción de agua.

V. CONCLUSIÓN

El injerto influyó en el aspecto fisiológico, relacionado con la transpiración como es la conductancia estomática, así como en la producción de área foliar favoreciendo así el intercambio de gases y la tasa fotosintética, en cuanto a peso seco solo en el injerto de aproximación con fertilización orgánica se obtuvieron resultados positivos, también se encontraron cambios en la micromorfología de los tejidos conductores por efecto del injerto mostrando mejores resultados el injerto de aproximación en la mayoría de las variables y sobresaliendo la fertilización orgánica.

VI. LITERATURA CITADA

- Alexander, P. 1992.** Biología, Prentice Hall. New Jersey. Printed in USA; 57-67 Pp.
- Amaro, J. A. P.; Moya, E. G.; Quiroz, J. F. E.; Carrillo, A. R. Q.; Pérez, J. P. y Garay, A. H. 2012.** Análisis de crecimiento, área foliar específica y concentración de nitrógeno en hojas de pasto "mulato" (*Brachiaria* híbrido, cv.). *Rev. Mex. Cienc. Pec.* 42(3): 447-458.
- Arredondo V., C. 1996.** Aplicación de estiércol bovino como complemento a la fertilización química del maíz de temporal. p. 194. In: *Memorias del XXVII Congreso Nacional de la Ciencia del Suelo*. Cd. Obregón, Sonora, México.
- Belda. M. Rosa y L. C. HO. 1993.** Salinity effects on the network bundles during tomato fruit development. *J. of Horticulture Science*: 68 (64) 557- 564.
- Benton, J. 2008.** Tomato plant culture. CRC Press. Segunda edición. pp. 1-35.
- Blancard, D., H. Lecoq Y M. Pitrat. 1991.** Enfermedades de las cucurbitáceas: observar, identificar, luchar. 301 p. Mundi-Prensa, Madrid, España.
- Bisognin D.A. 2002.** Origin and evolution of cultivated cucurbits. *Ciência Rural*, Volumen 32, Número 5 Bolaños, H.A.1998. Introducción a la olericultura, Editorial Universal Estatal a Distancia, San José, C. R.
- Burgueño, H. Y M. Barba .2001.** El injerto en hortalizas. *Hortalizas, Frutas y Flores*. Ed. Agro Síntesis. México. 31: 8-13
- Camacho, F., F. y Fernández, R., E. 1996.** Influencia de patrones utilizados en el cultivo de sandía bajo plástico. *Caja rural de Almería España*. Tesis pp. 5-35.
- Cánovas, F. 2005.** Principios Básicos de la hidroponía. Aspectos comunes y diferenciales de los cultivos con y sin suelo. En: *Curso superior de especialización sobre cultivos sin suelos*. Armería España: I.E.A.- F.I.A.P.A, 60-73p.
- Carpio, J.L. 2008.** Usos de Vermicompost y Humus Líquido de Lombriz en la producción de plántula de pepino (*Cucumis sativus* L.) variedad poinsett 76 bajo

condiciones de invernadero. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro
Unidad Saltillo. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Colla, G., Raphael, Y., Leonardi, CH. y Bie, Z. 2010. Role of grafting in vegetable crops grown under saline conditions. *Scientia Horticulturae* 127: 147–155.

Casaca, Á. D. 2005. El cultivo del pepino (*Cucumis sativus* L.). Guías tecnológicas de frutas y verduras, volumen 15, 13p.

Cushman, K.E. y Huan J. 2008. Performance of four triploid watermelon cultivars grafted onto five rootstock genotypes: yield and fruit quality under commercial growing conditions. *Acta Horticulturae* 782:335–342.

Chung, H.D. y Lee, J.M., 2007. Rootstocks for grafting. *Horticulture in Korea*. Korean Society for Horticultural Science: 162–167.

Edelstein, M., Burger, Y. Horev, C., Porat, A., Meir, A. y Cohen, R. 2004. Assessing the effect of genetic and anatomic variation of *Cucurbita* rootstocks on vigour, survival and yield of grafted melons. *J. of Hort. Sci. & Biotech.* 79: 370-374.

Esau K. 1982. Anatomía de las Plantas con Semilla. Traducido al Español por: P A Izaguirre, A A M Laguardia. Hemisferio Sur, S. A. Buenos Aires, Argentina. 550 p.

Fahn A. 1969. *Plant Anatomy*. Oxford Pergamon Press. Gran Bretaña. 354p.

FAOSTAT-Trade, 2011. Tops exports. Cucumbers and gherkings-2008. FAOSTAT.

Fernandez-Garcia, N., Martinez, V., Cerdá, A. y Carvajal, M. 2004. Fruit quality of grafted tomato plants grown under saline conditions. *J. Hortic. Sci. Biotechnol* 79:995–1001.

Fernández-García, N., Cerdá, A. y Carvajal, M. 2003. Grafting, a useful technique for improving salinity tolerance of tomato? ISHS *Acta Horticulturae* 609. International Symposium on Managing Greenhouse Crops in Saline Environment.

- Gálvez H. F. 2004.** El cultivo de pepino en invernadero. In: Manual de Producción Hortícola en Invernadero, 2a ed. R J Castellanos (ed). INTAGRI. Celaya, Guanajuato. México. pp: 282-293.
- Giles, F. 2009.** Tomates injertados. Una alternativa al Bromuro de metilo para combatir patógenos del suelo. Productores de Hortalizas CA, Tercer trimestre. Nov. 2009.
- Gómez C. M. Á. Schwentesius R. R., Gómez T. L. y Lobato G. A. J. 2005.** Alcultura orgánica en México ¿Un panorama verde? III Encuentro mesoamericano y del Caribe de productores experimentadores e investigadores en producción orgánica. Universidad Autónoma de Chapingo, México. Pp 8.
- González, J.M., F. Radillo, F. DE J. Martínez Y M. Bazán. 2003.** Evaluación de diferentes portainjertos en el desarrollo vegetativo del cultivo de la sandía (*Citrullus lanatus*) variedad Tri-x 313. Memorias del X Congreso Nacional de la Sociedad de Ciencias Hortícolas. México. p. 43.
- Guenkov, Guenko. 1974.** Fundamentos de la horticultura cubana. Instituto Cubano del Libro. La Habana. 355 p
- Guerrero, R., V. Montenegro y M. Ross. 2000.** Fertilización con magnesio para más y mejores rendimientos en papa. En: Papas Colombianas con el mejor entorno ambiental. Fedepapa. Bogotá. pp. 96- 99.
- Hartmann, H.T. y Kester, D.E., 1991.** Propagación de Plantas. (Tercera edición). Ed. CECSA, México.
- Hartmann, T. H., y Kester, E. D. 2002.** Plant propagation principles and practices. 7 th. Ed. Prentice Hall New York, NJ, USA. pp 411-460.
- Hernández-González, Z.; Sahagún-Castellanos, J.; Espinosa-Robles, P.; Colinas-León, M. T. y Rodríguez-Pérez, J. E. 2014.** Efecto del patrón en el rendimiento y tamaño de fruto en pepino injertado. Rev. Fitotec. Mex. 37(1):41-47.
- Heuvelink, E. and M. Dorais. 2005.** Crop growth and yield. pp. 85-144. In: Heuvelink (ed.). Tomatoes. CAB Publishing. Wallingford, UK.

- Hoyos, P., Molina, S., Pérez, R., Ramos, D., Robles, P., Rodríguez, A. y Tena, P. 2009.** Influencia de la desinfección del suelo con vapor de agua y del injerto en la producción de tomate. En: Experimentación Hortícola en las campañas 2006/2007 y 2007/2008 en el C.A. de Marchamalo (Guadalajara): 9-36. Edición conjunta: J.C.C.L.M y EUITA de la U.P.M.
- Hoyos Echevarría, P. 2012.** El injerto en pepino corto tipo español (*cucumis sativus* L.). Recomendaciones para su empleo en la zona central española. (Tesis doctoral). Universidad Politécnica de Madrid. Madrid.
- Ko, K.D. 2008.** Current status of vegetable seedling production in Korea and its prospects. Inauguration Seminar of Korean Plug Growers Assoc. June (2008).
- Lacono, F.; Buccella, A.; Peterlunger, E. 1998.** Water stress and rootstock influence on leaf gas exchange of grafted and ungrafted grapevines. *Scientia Horticulturae* 75(1): pp 27–39,
- Lee, J. 1994.** Cultivation of grafted vegetables I. Current status, grafting methods, and benefits. *HortScience* 29: 235-239.
- Lee, J.M. y Oda M. 2003.** Grafting of herbaceous vegetable and ornamental crops. *Hort. Rev.* 28 (Capt.2):61-124. Editor Jules Janick.
- Lee J-M., Kubota C., Tsao S.J., Bie Z., Hoyos Echevarría P., Morra L. y Oda M. 2010.** Current status of vegetable grafting: Difusión, grafting techniques, automation. *Scientia Horticulturae* 127:93-105.
- León, H. 2006.** Manual para el cultivo de tomate en invernaderos. SEPINDAUTOR. Segunda edición. pp. 19-26.
- Leonardi, C. y Romano D. 2004.** Recent Issues on Vegetable Grafting. Proc. XXVI IHC. ISHS 2004. Acta Hort. 631: 163-174.
- Liu, S.; Li, H.; Lv, X.; Ahammed, G. J.; Xia, X.; Zhou, J.; Shi, K.; Asami, T.; Yu, J. and Zhou Y. 2016.** Grafting cucumber onto luffa improves drought tolerance by increasing ABA biosynthesis and sensitivity. *Sci Rep.* 6:20212.

- López, A. C. 2003.** Guía técnica; cultivo de pepino. Centro Nacional de America. HortScience 43:235-239.
- Lockard, R. G.; Schneider, G. W. 1981.** Stock and scion relationships and the dwarfing mechanism in apple. Horticultural Reviews 3: 315–375.
- López-Elías,J.; Romo, A. A. R. Fco.; y Domínguez S. G. 2008.** evaluación de métodos de injerto en sandía (*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. & Nakai) sobre diferentes patrones de calabaza. IDESIA, 26(2): 13-18.
- Lough, TJ, y Lucas, WJ (2006).** Integradora biología de las plantas: el papel de De larga distancia tráfico macromolecular floema. Annu. Rev. Plant Biol. 57 , 203-232.
- Madrigal, A.A. 2006.** Diseño de un manual de buenas prácticas agrícolas para ser utilizado en la producción de pepino en un invernadero de alta tecnología, en Zarcero, Alajuela. Instituto tecnológico de costa rica escuela de ingeniería agropecuaria administrativa, Cartago. Pp 34-38.
- Mármol R. J. 2011.** Cultivo del pepino en invernadero. Edit. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural Marino. Madrid, España. Pp 22.
- Maršić, N. K. and Jakše, M. 2010.** Growth and yield of grafted cucumber (*Cucumis sativus* L.) on different soilless substrates. J. Food Agric. Environ. 8(2):654-658.
- Martínez-Ballesta M.C., Alcaraz-López C., Muries B., Mota-Cadenas C. y Carvajal M. 2010.** Physiological aspects of rootstock–scion interactions. Scientia Horticulturae. 127(2):112-118.
- Mencuccini, M. 2003.** The ecological significance of long-distance water transport: short-term regulation, long-term acclimation and the hydraulic costs of stature across plant life forms. Plant Cell Environ. 26:163-182.
- Mengel K. y Kirkby E. A. 2001.** Principles of Plant Nutrition. 5th. Ed. Kluwer Academic Pub. Neterlands. Pp 849.

- Miguel, G., A. 1997.** Injerto de hortalizas. 88 p. Generalitat Valenciana. Conselleria de Agricultura, Pesca y Alimentación, Valencia, España.
- Miguel G., A. 2004.** El injerto de hortalizas como método de prevención de enfermedades de suelo. En: I Congreso Internacional de Horticultura Intensiva: 106-110. Ed. Fundación Ruralcaja. Valencia.
- Miguel G., A. y Camacho F. 2010.** El injerto en hortícolas como técnica para el control de los patógenos del suelo. En Tello y Camacho 2010. "Organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos. Prácticas culturales para una agricultura 475- 510.
- Miguel, A.; De la F Torre; C. Baixauli; J. V. Maroto; C. Jorda; M. López; J. Garcías. 2007.** Injerto de Hortalizas. -1ed.España: Editorial Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación pp. 79-81.
- Mudge, K.W. 2008.** Grafting: Theory and Practice. En: Beyl y Trigiano Eds.Plant Propag.
- Muller, D.S. and S. LI. 2002.** Use of aeroponic chambers and grafting to study partial resistance to *Fusarium solani* f. sp. *Glycines* in soybean. Plant Disease 86: 1223-1226.
- Nemec, S., R. Constant, and M. Patterson. 1975.** Distribution of obstructions to water movement in citrus with and without blight. Proc. Florida State Hort. Soc. 88:70-75.
- Oda, M. 1993.** Present state of vegetable production using grafted plants in Japan. Agr. Hort. 68: 442-446.
- Peña E. 2008.** Portainjertos en tomate. ¿Es este sistema adecuado para usted? Productores de Hortalizas octubre 2008.
- Porras, P. 2005.** Problemática general del sistema productivo de papa con énfasis en fisiología y manejo de suelos. En: Fisiología y nutrición vegetal en el cultivo de la papa. Cevipapa, Bogotá. 99 p.

- Rodríguez C., E. 1986.** El cultivo de pepino (*Cucumis sativus*) en hidroponía bajo el sistema de grava con subirrigación. Tesis Profesional. Universidad Autónoma de Chapingo. Departamento de Fitotecnia. Pp 92
- Rodríguez, D. N., cano, R.P., Favela, C.E., Figueroa, V. U., de paúl, A.V., Palomo, G.A., Márquez, H.C y Moreno, R.A. 2007.** Vermicomposta como alternativa orgánica en la producción de tomate en invernadero. Revista chapingo serie horticultura 13(2):185-192.
- Rojas P. L. y Riveros B. F. 2001.** Efecto del método y edad de las plántulas sobre el rendimiento y desarrollo de injertos de melón (*Cucumis melo*). Agricultura Técnica. Vol. 61, No. 3, 262-274.
- Rothenberger R.R. y C.J. Starbuck. 2008.** Grafting. Extension University of Missouri.G6971.
- Rouphael, Y., Cardarelli, M., Colla, G., Rea, E. 2008.** Mineral composition, water relations, and water use efficiency of grafted mini-watermelon plants under deficit irrigation. HortScience 43 (3): 730-736.
- Salehi-Mohammadi, R., Khasi, A., Lee, S.G., Huh, Y.C., Lee J.M., and M. Delshad, 2009.** Assessing survival and growth performance of Iranian melon to grafting onto Cucurbita rootstocks. Korean J. Hortic. Sci. Technol., 27 (1): 1–6.
- Schwarz, D.; Rouphael, Y.; Colla, G. and Venema, J. H. 2010.** Grafting as a tool to improve tolerance of vegetables to abiotic stresses: thermal stress, water stress and organic pollutants. Sci. Hort. 127:162-171.
- Shimada, N. y Moritani, M. 1977.** Nutritional studies on grafting of horticultural crops. (2) Absorption of minerals from various nutrient solutions by grafted cucumber and pumpkin plants. J. Japan Soc. Soil Sci. Plant Nutr. 48:396-401.
- Steiner, A. A.1961.** A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. Plant Soil 15: 134-154.
- Steiner, A. A. 1968.** Soilles culture. In: Proceedings of the 6th Colloquium of the International Potash Institute. Florence, Italy. Pp. 324-341.

- Taylor, S. H.; Franks, P. J.; Hulme, S. P.; Spriggs, E.; Christin, P. A.; Edwards, E. J.; Woodward, F. and Osborne, C. P. 2012.** Photosynthetic pathway and ecological adaptation explain stomatal trait diversity amongst grasses. *New Phytol.* 193(2):387-396.
- Tello J.C. y Camacho F. 2010.** Organismos para el control de patógenos en los cultivos protegidos. *Prácticas culturales para una agricultura sostenible.* Fundación Cajamar. Colección Agricultura. Almería. 528 pp.
- Trottin-Caudal, Y. 2011.** Maîtrise de la protection intégrée. Tomate sous serres et abris. CTIFL. Paris.
- Urquiza, A. R., Ortega, D., Rodes, G. R., (1998).** *Fisiología vegetal.* EditorialPueblo y Edición. Habana Cuba: 235 Pp.
- Veladez, L. A.1998.** *Producción de Hortalizas,* Editorial Limusa, México, D.F.
- Vasco M. R. (2003)** El cultivo del pepino bajo invernadero. In: *Técnicas de Producción en Cultivos Protegidos.* F F Camacho (ed). Caja Rural Intermediterránea, Cajamar. Almería, España. pp: 691722.
- Wehner, T.C.; Maynard, D.N. 2003** Cucumbers, melons, and other cucurbits. Volume 1. *Encyclopedia of food and culture.* New York, USA. 474-479.
- Yassin, S. H. 2015.** Review on role of grafting on yield and quality of selected fruit vegetables. *Global J. Sci. Frontier Res.* 15(1):65-78.
- Zamudio, G. B. y Félix R. A. 2014.** Producción de pepino bajo invernaderos en valles altos en el estado de México. *Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas Y Pecuarias.* Pp 9-12.
- Zimmermann, M.H. 1983.** Xylem structure and the ascent of sap. In: Springer Verlag, Berlin. España.

VII. ANEXOS

ANEXO A Anova de la variable área foliar

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	65488618.62	13097723.72	14.71	<.0001
Error	15	13357604.62	890506.97		
Total corregido	20	78846223.23			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	AF Media
0.830587	13.00380	943.6668	7256.852

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	44724589.88	22362294.94	25.11	<.0001
INJERTO*FERT	3	20764028.74	6921342.91	7.77	0.0023

ANEXO B Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área foliar.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Sin Injerto Vs injertos	1	46476239.27	46476239.27	48.71	<.0001
Fert Quimica sin injerto Vs injertos	1	8689510.73	8689510.73	9.11	0.0107
Fert Organica sin injerto Vs injertos	1	40968134.63	40968134.63	42.94	<.0001

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Sin injerto Vs injerto Pua	1	27020698.42	27020698.42	28.32	0.0002
sin injerto vs injerto de aproximación	1	44888927.59	44888927.59	47.05	<.0001
Fert química injerto aprox vs sin injert	1	16921071.38	16921071.38	17.74	0.0012
Fert organica injerto pua vs sin injerto	1	35233609.27	35233609.27	36.93	<.0001
Fert organica injerto aprox vs injerto	1	28017130.64	28017130.64	29.37	0.0002

ANEXO C Anova para los factores injerto y fertilización de la variable conductancia estomática.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	145833.8607	29166.7721	3.68	0.0226
Error	15	118883.4917	7925.5661		
Total corregido	20	264717.3524			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	condEst Media
0.550904	21.70551	89.02565	410.1524

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	102529.2048	51264.6024	6.47	0.0094

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO*FERT	3	43304.6560	14434.8853	1.82	0.1865

ANEXO D Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable conductancia estomática.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Sin Injerto Vs injertos	1	87101.03272	87101.03272	13.03	0.0036
Fert Quimica sin injerto Vs injertos	1	64111.86198	64111.86198	9.59	0.0092
Sin injerto Vs injerto Pua	1	38771.03346	38771.03346	5.80	0.0330
sin injerto vs injerto aproximación	1	94455.71343	94455.71343	14.13	0.0027
Fert química injerto aprox vs sin injert	1	69024.70125	69024.70125	10.33	0.0074

ANEXO E Anova para los factores injerto y fertilización de la variable peso seco aéreo.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	987.259048	197.451810	13.16	<.0001
Error	15	225.133333	15.008889		
Total corregido	20	1212.392381			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	PS Media
0.814307	7.803256	3.874131	49.64762

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	311.5604762	155.7802381	10.38	0.0015
INJERTO*FERT	3	675.6985714	225.2328571	15.01	<.0001

ANEXO F Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable peso seco aéreo.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Sin Injerto Vs injertos	1	128.9237535	128.9237535	8.34	0.0136
injerto Pua vs injerto aprox	1	211.7798236	211.7798236	13.71	0.0030
Fert Quimica sin injerto Vs injertos	1	98.7434581	98.7434581	6.39	0.0265
Fert Organica sin injerto Vs injertos	1	577.8322634	577.8322634	37.39	<.0001
Sin injerto Vs injerto Pua	1	267.8976735	267.8976735	17.34	0.0013
Fert química injerto aprox vs sin injert	1	129.6050000	129.6050000	8.39	0.0134
Fert organica injerto pua vs sin injerto	1	759.5800714	759.5800714	49.16	<.0001
Fert organica injerto aprox vs sin injerto	1	199.6039537	199.6039537	12.92	0.0037

ANEXO G Anova para los factores injerto y fertilización de la variable diámetro de tallo.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	16.46537879	3.29307576	4.27	0.0117
Error	16	12.34916667	0.77182292		

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Total corregido	21	28.81454545			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	DT Media
0.571426	7.806042	0.878535	11.25455

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	13.83246212	6.91623106	8.96	0.0024
INJERTO*FERT	3	2.63291667	0.87763889	1.14	0.3640

ANEXO H Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable diámetro de tallo

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
injerto Pua vs injerto aprox	1	12.46185033	12.46185033	14.86	0.0020
Sin injerto Vs injerto Pua	1	7.70062500	7.70062500	9.18	0.0097
Fert química injerto pua Vs sin injerto	1	7.22000000	7.22000000	8.61	0.0116

ANEXO I Anova para los factores injerto y fertilización de la variable número de los vasos del xilema.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	1731.083333	346.216667	17.22	<.0001

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Error	15	301.583333	20.105556		
Total corregido	20	2032.666667			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	NVASOS Media
0.851632	4.367456	4.483922	102.6667

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	614.095238	307.047619	15.27	0.0002
INJERTO*FERT	3	1116.988095	372.329365	18.52	<.0001

ANEXO J Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable número de los vasos del xilema.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
injerto Pua vs injerto aprox	1	680.0238095	680.0238095	35.88	<.0001
Fert Quimica sin injerto Vs injertos	1	181.3396825	181.3396825	9.57	0.0093
Fert Organica sin injerto Vs injertos	1	673.6570881	673.6570881	35.54	<.0001
sin injerto vs injerto aproximación	1	384.0238095	384.0238095	20.26	0.0007
Fert química injerto pua Vs sin injerto	1	600.0000000	600.0000000	31.66	0.0001
Fert organica injerto pua vs sin injerto	1	338.0000000	338.0000000	17.83	0.0012

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Fert organica injerto aprox vs sin injerto	1	650.9141414	650.9141414	34.34	<.0001

ANEXO K Anova para los factores injerto y fertilización de la variable área del haz vascular

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	7337696325	1467539265	8.51	0.0005
Error	15	2585908214	172393881		
Total corregido	20	9923604538			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	AREAHZ Media
0.739418	8.624481	13129.89	152239.7

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	1959624454	979812227	5.68	0.0145
INJERTO*FERT	3	5378071871	1792690624	10.40	0.0006

ANEXO L Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área del haz vascular.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
injerto Pua vs injerto aprox	1	2059086937	2059086937	12.28	0.0043

ANEXO M Anova para los factores injerto y fertilización de la variable área de los vasos del xilema.

Fuente	DF	Suma de cuadrados	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
Modelo	5	3554013.190	710802.638	9.21	0.0005
Error	14	1080929.059	77209.219		
Total corregido	19	4634942.249			

R-cuadrado	Coef Var	Raíz MSE	AREAVASO Media
0.766787	7.211191	277.8655	3853.254

Fuente	DF	Tipo I SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
INJERTO	2	2353109.387	1176554.694	15.24	0.0003
INJERTO*FERT	3	1200903.803	400301.268	5.18	0.0129

ANEXO N Comparación de medias y contraste ortogonales para los factores injerto y fertilización en la variable área de los vasos del xilema.

Contraste	DF	Contraste SS	Cuadrado de la media	F-Valor	Pr > F
injerto Pua vs injerto aprox	1	2446131.230	2446131.230	44.61	<.0001
sin injerto vs injerto aproximación	1	1018979.176	1018979.176	18.58	0.0012
Fert química injerto aprox vs sin injert	1	719475.428	719475.428	13.12	0.0040

ANEXO O fotografías del injerto de púa y aproximación en plantas de pepino variedad Modan, sobre el patrón calabacita criolla.



Realización del Injerto de púa



Realización del Injerto de aproximación

ANEXO P fotografías de mediciones del área foliar, y conductancia estomática en pepino.

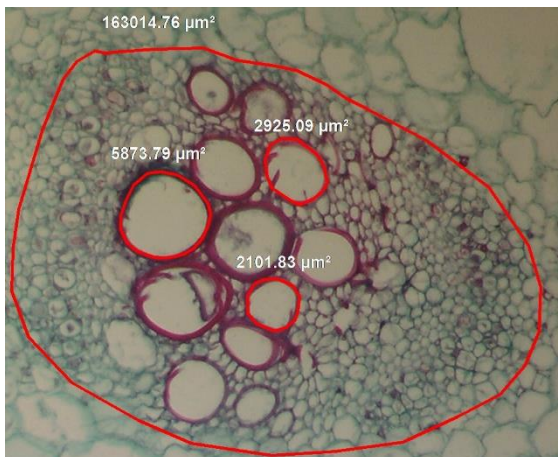


Medición de la área foliar a partir de un medidor portátil modelo LI-500

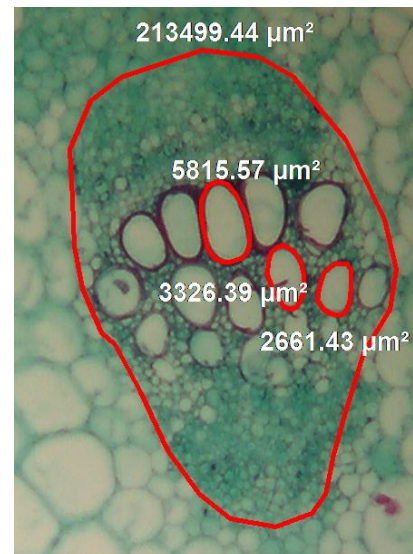


Medición de la conductancia estomática a partir de porómetro digital leaf porometer modelo SC-1

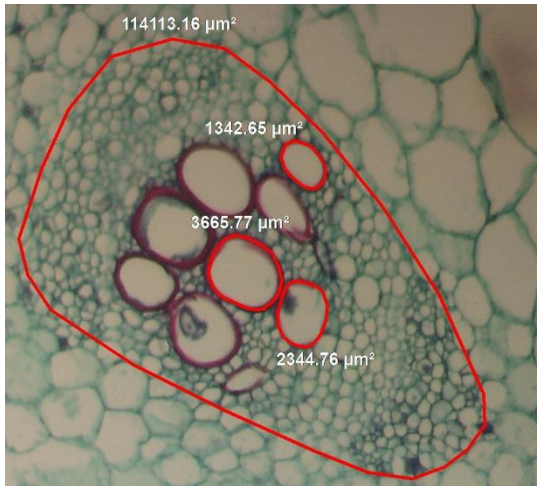
ANEXO Q fotografías de los haces vasculares de pepino injertados y no injertados medidos con ayuda de un microscopio con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, fotografiados con el lente de 10x.



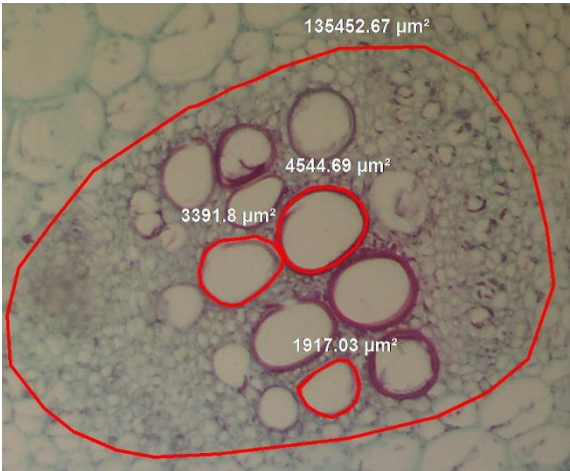
Tratamiento 1: sin injertar con fertilización química.



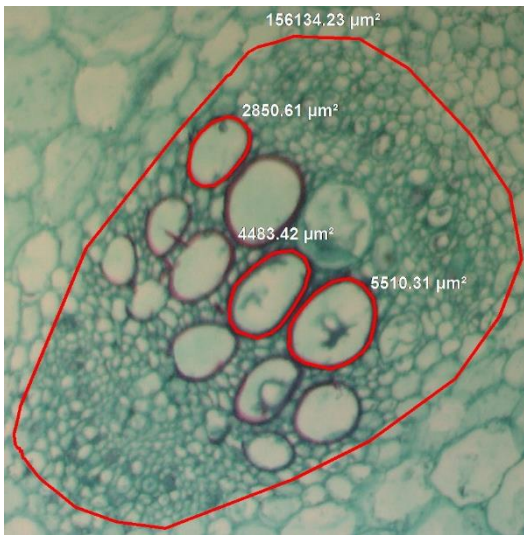
Tratamiento 2: sin injertar con fertilización orgánica.



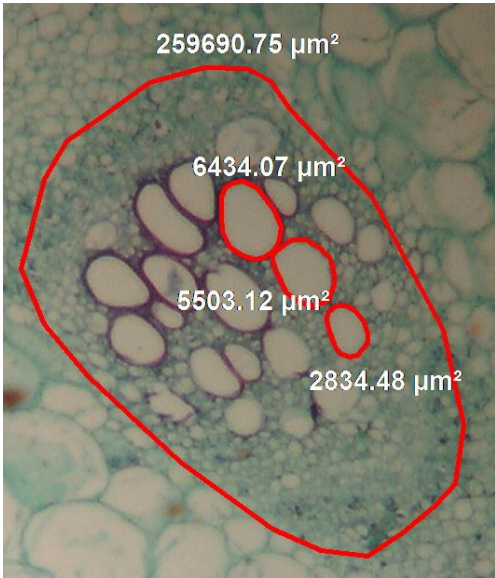
Tratamiento 2: injerto de púa con fertilización química.



Tratamiento 3: injerto de púa con fertilización orgánica.



Tratamiento 5: injerto de aproximación con fertilización química.



Tratamiento 6: injerto de aproximación con fertilización orgánica.

ANEXO R Fuentes y cantidad de fertilizante (g) utilizado para solución química y orgánica.

Fertilización química Steiner

Concentración de nutrientes	Fertilización	Cantidad de fertilizante			
		25%	50%	75%	100%
Nitrógeno 167ppm	Nitrato de calcio	0.2655	0.531	0.7965	1.062
Fosforo 31ppm	Nitrato de potasio	0.07575	0.1515	0.22725	0.303
Magnesio 49ppm	Sulfato de magnesio	0.123	0.246	0.369	0.492
Potasio 277ppm	Sulfato de potasio	0.06525	0.1305	0.19575	0.261
Calcio 183ppm	Fosfato de potasio	0.034	0.068	0.102	0.136
Azufre 67ppm	Acido-etilen-diamin-dihidroxifenil	0.0125	0.025	0.0375	0.05
Hierro 3ppm	Quelato de fierro	0.0125	0.025	0.0375	0.05
Magnesio 1.97ppm	Sulfato de magnesio hidratado	0.0007	0.0014	0.0021	0.0028
Boro 0.44ppm	Ácido bórico	0.00005425	0.0001085	0.00016275	0.000217
Zinc 0.11ppm	Sulfato de zinc heptahidratado	0.0000975	0.000195	0.0002925	0.00039
Cobre 0.02ppm	Sulfato de cobre pentahidratado	0.00001975	0.0000395	0.00005925	0.000079
Molibdeno 0.007ppm	Molibdato de sodio	0.0000225	0.000045	0.0000675	0.00009

CE: 1.8 a 2.0 dSm, pH: 6.8, Ac. Fosfórico para ajustar pH.

Solución Orgánica (Productos comerciales línea Tradecorp®)

Macro-Elem.	Cantidad de producto (g o ml/200lts)			
	Plántula	C. Vegetativo	Floración	Fructificación
Producto	25%	50%	75%	100%
Delfan	50	100	150	200
Trafos Cu	15	30	45	60
Boramin Ca	10	20	30	40
Final K	10	20	30	40
Phostrade Mg	10	20	30	40
Aton Fe	25	50	75	100
Azufre elemental	2.5	5	7.5	10
Aton-Z	4	8	12	16

CE: 1.8 a 2.0 dSm, pH: 6.8, Ac. Nítrico para ajustar pH.