

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA



Histología de Plantas Injertadas de Melón con Diferentes Tensiones Hídricas

Por:

HILDA ORTIZ MENDOZA

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

Saltillo, Coahuila, México

Marzo 2018

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Histología de Plantas Injertadas de Melón con Diferentes Tensiones Hídricas

Por:

HILDA ORTIZ MENDOZA

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

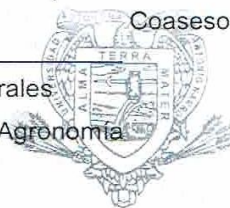
Aprobada por el Comité de Asesoría:

Dr. Marcelino Cabrera De La Fuente
Asesor Principal

Dr. Adalberto Benavides Mendoza
Coasesor

Dra. Francisca Ramírez Godina
Coasesor

Dr. Gabriel Gallegos Morales
Coordinador de la División de Agronomía



Saltillo, Coahuila, México: Coordinación
de Agronomía

Marzo 2018

AGRADECIMIENTOS

Le doy gracias a dios por darme vida y salud.

Le doy gracias en especial a mis padres Santiago Ortiz Aguilar † y Juana Mendoza que los amo con todo mi corazón, quienes siempre cuidaron de mí, por todos los consejos por todo el apoyo por todo el amor y cariño, por estar al pendiente de mí que gracias a ellos culmino otra etapa más de mi vida.

Les doy gracias a mi hermano Ruben quien siempre me apoyo desde el principio y hasta el final, por sus consejos y por su apoyo, de igual manera a mi hermana Edith y a mi pequeña hermana Pilar que siempre se preocupaban por mí y por todos los ánimos que me daban.

Le doy gracias a la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro por la oportunidad de formar parte de ella, por los servicios que me brindaron durante mi instancia, al departamento de Horticultura y todos los profesores que lo conforman.

Gracias a mis compañeros y amigos: Teresa, Tannya, Luis, Victorino, Cesar, Eric, Jorge Luis, Roberto, Miguel, Víctor Emiliano, Martín, Samuel, Joshua y Néstor con quienes conviví mucho tiempo.

Le doy gracias en especial al Dr. Marcelino Cabrera por la oportunidad que me brindo, a la Dra. Francisca Ramirez, Dr. Adalberto Benavides y al Dr. Alberto Sandoval por ser mis coasesores. Le doy muchas gracias al Lic. Marco A. Villegas Olguín por todo el apoyo que me brindo, y a las técnico académicas Martina De la Cruz Casillas y Mariela Villela Orejon.

DEDICATORIA

A mí padre

Santiago Ortiz Aguilar †

Eres y serás siempre una de las bendiciones más hermosas que he tenido en esta vida.

Quiero agradecerte de todo corazón por todo el apoyo que me brindaste, por las motivaciones, por los consejos, por cuidar de mí en todo momento, por todas las cosas maravillosas que vivimos en familia, por estar siempre pendiente de mí, fuiste el mejor padre del mundo, te admire muchísimo por todo el valor que tuviste con la fuerza que enfrentaste las cosas, por el cariño que siempre me tuviste y por todo el esfuerzo que hacías para que no me faltara nada.

Me hubiera encantado que estuvieras aun conmigo, que las cosas salieran como planeábamos pero me toco perderte, solo dios sabe porque hace las cosas. Yo sé que desde arriba me sonríes y estás orgullosos de mí y que nunca me vas abandonar, ahora donde quiera que voy no voy sola te llevo conmigo en el corazón.

Quiero dedicarte este logro y todos los que vengan a tí padre mío.

Muchas gracias por confiar en mí

ÍNDICE

AGRADECIMIENTOS.....	I
DEDICATORIA	II
ÍNDICE	III
ÍNDICE DE FIGURA	VI
LISTA DE CUADROS.....	VIII
RESUMEN.....	X
I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Objetivo general.....	2
1.2. Objetivos específicos	2
1.3. Hipótesis	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1 Origen.....	3
2.2 Clasificación taxonómica	3
2.3 Características botánicas.....	4
2.3.1 Sistema radical	4
2.3.2. Tallo.....	4
2.3.3 Hojas	4
2.4 Tipos de Melón.....	5
2.4.1 Tipo Galia	5
2.4.2 Tipo cantalupo	5
2.4.3 Tipo Amarillo	6
2.4.4 Tipo piel de Sapo.....	6
2.5 Temperatura	6
2.6 Humedad.....	6
2.7 Luminosidad	6
2.8 Requerimientos edáficos	7

2.9 Producción del melón a nivel Nacional y Mundial	7
2.10 Injerto.....	8
2.10.1 Importancia del injerto en Hortalizas.....	9
2.10.2 Efecto del injerto en la Anatomía de la planta	10
2.10.3 Efecto del injerto en la calidad Nutracéutica.....	11
2.10.4 Efecto del injerto en el rendimiento	12
2.11 Importancia del agua para el desarrollo de las plantas.....	13
2.11.1 Efecto del estrés hídrico en la producción de hortalizas.....	14
2.11.2 Efecto del estrés hídrico en la calidad nutraceutica	15
2.11.3 Efecto del estrés hídrico en la anatomía y morfología de las plantas	16
2.12 Importancia del índice estomático	18
2.13 Importancia de los tubos conductores	20
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
3.1 Localización del experimento	22
3.2 Material vegetativo	22
3.3 Siembra	22
3.4 Riego.....	22
3.5 Realización del Injerto.....	23
3.6 Trasplante	23
3.7 Fertilización.....	23
3.8 Tratamientos.....	23
3.9 Estudio estomático	24
3.9.1 Densidad estomática (DE)	24
3.9.2 Índice estomático (IE)	25
3.10 Análisis histológico	25
3.10.1 Toma de muestras	25
3.10.2 Preparación del material vegetativo.....	26
3.11 Análisis de imágenes	29
3.11.1 Número de haces vasculares.....	29

3.11.2 Área de los vasos del xilema.....	29
3.11.3 Número de vasos del xilema	29
3.12 Diseño experimental	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
4.1 Densidad estomática.....	31
4.2 Índice estomático	32
4.3 Número de haces vasculares en tallo	33
4.4 Número de haces vasculares en raíz	34
4.5 Número de vasos de xilema en raíz	36
4.6 Número de vasos de xilema en tallo.....	37
4.7 Número de vasos de xilema en hoja	39
4.8 Área de vasos de xilema en tallo	40
4.9 Área de vasos de xilema en raíz	42
4.10 Área de vasos xilema en hoja	43
V. CONCLUSIÓN	45
VI. LITERATURA CITADA	46
VII. ANEXOS.....	55

ÍNDICE DE FIGURA

Figura 1. Densidad estomática en el haz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	31
Figura 2. Índice estomático en el haz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	32
Figura 3. Número de haces vasculares en tallo de plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	33
Figura 4. Microfotografías de los haces vasculares en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40.	34
Figura 5. Número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	35
Figura 6. Microfotografías de los haces vasculares en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40.	35
Figura 7. Número de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	36
Figura 8. Microfotografías de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40....	37
Figura 9. Número de vasos de xilema en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	38
Figura 10. Microfotografías de vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40....	38
Figura 11. Número de vasos de xilema en hoja en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.....	39
Figura 12. Microfotografías de vasos de xilema en hoja de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40....	40
Figura 13. Área de vasos de xilema en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.	41
Figura 14. Microfotografías de vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40....	41

Figura 15. Área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.	42
Figura 16. Microfotografías de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40...	43
Figura 17. Área de vasos de xilema en hoja en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.	44
Figura 18. Microfotografías de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40...	44
Figura 19. Estomas en haz de hojas de melón.	63

LISTA DE CUADROS

CUADRO 1. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto sometidas a estrés hídrico de 20kpa, 30kpa y 40kpa.	55
CUADRO 2. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto.....	56
CUADRO 3. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto.....	56
CUADRO 4. Análisis de varianza para la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón.	57
CUADRO 5. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto.....	57
CUADRO 6. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	57
CUADRO 7. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.....	57
CUADRO 8. Análisis de varianza para la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón.....	58
CUADRO 9. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto.	58
CUADRO 10. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	58
CUADRO 11. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.....	58
CUADRO 12. Análisis de varianza para la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón.	59
CUADRO 13. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto.....	59
CUADRO 14. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.....	59

CUADRO 15. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.....	59
CUADRO 16. Análisis de varianza para la variable densidad estomática en plantas de melón.....	60
CUADRO 17. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con injerto y sin injerto.	60
CUADRO 18. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	60
CUADRO 19. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.....	60
CUADRO 20. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en hoja de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	61
CUADRO 21. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en hoja de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	61
CUADRO 22. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en raíz de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	61
CUADRO 23. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en tallo de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	62
CUADRO 24. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en tallo de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	62
CUADRO 25. Comparación de medias del variable índice estomático de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kpa.	62

RESUMEN

El melón (*Cucumis melo* L.) es uno de los cultivos de mayor importancia económica y social para nuestro país. El injerto en hortalizas es una alternativa en los sistemas de producción de cultivos bajo condiciones adversas. El déficit hídrico tiene importantes consecuencias para la fisiología y la morfología de las plantas a corto y medio plazo.

El objetivo de este trabajo fue determinar la micromorfología en la planta de melón con y sin injerto en presencia de tres tensiones hídricas. Se utilizó la variedad de melón cantaloupe E25F.001 F1 y como porta injerto se utilizó la calabacita criolla (*Cucurbita maxima* D.) Ferro R2. El diseño experimental fue de un diseño completamente al azar con arreglo factorial (2X3), el primer factor fue el injerto, que incluyó plantas con y sin injerto; el segundo factor fue la tensión hídrica, con niveles de 20, 30 y 40 kPa dando lugar a 6 tratamientos con 4 repeticiones cada uno. Las variables determinadas fueron índice estomático (IE), densidad estomática (DE), número de haces vasculares en raíz, número de haces vasculares en tallo, número de vasos del xilema en raíz, número de vasos del xilema en tallo, número de vasos del xilema en hoja, área de vasos de xilema en raíz, área de vasos de xilema en tallo, área de vasos de xilema en hoja. Como resultado el índice estomático fue mayor en plantas sin injerto con estrés hídrico de 30 kPa; las plantas injertadas con estrés hídrico de 20 kPa obtuvieron más haces vasculares en tallo; el mayor número de vasos de xilema en raíz se encontró en las plantas sin injerto con estrés hídrico de 40 kPa; la mayor área de vasos de xilema en tallo se obtuvo en plantas con injerto y un estrés de 30 kPa y la mayor área de vasos de xilema en raíz se encontró en plantas con injerto y estrés de 20 kPa. De acuerdo a los resultados obtenidos se concluye que el injerto con estrés hídrico influye en la micromorfología de las plantas de melón.

Palabras clave: Tensión hídrica, Injerto, Histología, Haz vascular.

I. INTRODUCCIÓN

El origen del melón (*Cucumis melo* L.) se encuentra en África Occidental (Cabrera, 2004), después se extendió a los países mediterráneos como Egipto, posteriormente llegó al continente Americano (Kemble, 1996). El melón (*Cucumis melo* L.; $2n = 2x = 24$) es un cultivo hortícola de importancia económica que pertenece a la familia *Cucurbitaceae* (Kirkbride, 1993).

Hoy en día, el melón se encuentra ampliamente distribuido por todo el mundo y es muy popular en el mercado, posee abundante agua (cerca del 92 % de su composición), esta fruta posee un alto nivel de vitaminas y minerales como: hierro, fósforo, potasio y sodio (SAGARPA, 2017).

Coahuila aporta el 21 % de la producción nacional; Sonora 19 %; Michoacán 16.5 %; Guerrero 16.5 % y Durango el 9.6 % (SAGARPA, 2017).

Algunos de los propósitos para el uso de injertos en hortalizas son: evitar el daño causado por enfermedades, tolerancia a temperaturas extremas, mejorar el aprovechamiento de agua y nutrientes, incrementar el vigor de plantas, aumentar el periodo de producción o cosecha, mayor rendimiento y calidad de fruto (Gaytan y Chew, 2014).

La eficiencia en el uso del agua a menudo se considera un determinante importante del rendimiento bajo estrés e incluso como un componente de la resistencia a la sequía del cultivo (Blum, 2009).

El déficit hídrico tiene importantes consecuencias para la fisiología y la morfología de las plantas (Medrano, 2007). Investigaciones sobre anatomía del tallo, han encontrado que los factores más importantes durante la conducción del agua, es el diámetro y cantidad de vasos del xilema en un haz vascular (Nemec *et al*, 1975).

De acuerdo a lo anterior se plantea evaluar el efecto del estrés hídrico en las estructuras anatómicas en plantas injertadas de melón principalmente en tallo, hoja y raíz.

1.1. Objetivo general

Evaluar el efecto del estrés hídrico en la histología de plantas injertadas de melón.

1.2. Objetivos específicos

- ❖ Cuantificar el número de haces vasculares en raíz y tallo de plantas de melón injertadas y tratadas con diferentes tensiones hídricas.
- ❖ Evaluar el número de vasos de xilema y su área en raíz, tallo y hoja de plantas de melón injertadas y tratadas con diferentes tensiones hídricas.
- ❖ Determinar el índice y densidad estomática en hojas de plantas de melón injertadas y tratadas con diferentes tensiones hídricas.

1.3. Hipótesis

Los tratamientos a evaluar tendrán un comportamiento heterogéneo en función al injerto y al estrés hídrico.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Origen

El melón (*Cucumis melo* L.) es originario de África Occidental y posiblemente se encuentre en forma silvestre en el Este de África tropical, al Sur del Sahara (Cabrera, 2004). Las formas silvestres fueron transportadas a la India y Pakistán, en donde ocurrió la domesticación hacia frutos dulces (Cabrera, 2004).

Los melones fueron cultivados en Egipto en el año 2400 a. c., sin embargo, existe poca información que describa cómo se usó la planta en la antigüedad. El cultivo de melón nació en los países del Oriente Medio y posterior a ello se extendieron a Europa. En el siglo XV, los melones se hicieron populares en España y pronto se introdujeron en el Nuevo Mundo. Para mediados del siglo XVII, el cultivo de melón se extendía desde Florida hasta Nueva Inglaterra (Kemble, 1996).

2.2 Clasificación taxonómica

Según el Departamento de Agricultura de los Estados Unidos (USDA, por sus siglas en inglés), el melón se puede clasificar botánicamente de la forma siguiente:

Taxonomía	
Reino:	Plantae
Subreino:	Tracheobionta
Superdivisión:	Spermatophyta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Dilleniidae
Orden:	Violales
Familia:	Cucurbitaceae
Género:	<i>Cucumis</i>
Especie:	<i>Cucumis melo</i> L.

2.3 Características botánicas

2.3.1 Sistema radical

Planta herbácea de porte rastrero o trepador. Tiene un sistema radicular abundante muy ramificado y de rápido desarrollo (SIAP, 2016).

El sistema radical de la planta de melón presenta una raíz principal, pivotante, que puede alcanzar de 120 a 150 cm de profundidad. Aunque la mayoría se encuentra entre los 30 a 50 cm, simultáneamente se generan raíces adventicias y ramificaciones (Abarca, 2017).

2.3.2. Tallo

Su tallo principal está cubierto por formaciones pilosas y presenta nudos en los que se desarrollan hojas, zarcillos y flores.

Su crecimiento se inicia con un tallo principal y en los nudos de éste nacen los tallos de 2° orden y generalmente no antes de que el tallo principal tenga 5-6 hojas bien formadas. De los nudos de los tallos secundarios nacen los tallos de 3^{er} orden y así sucesivamente (Reche, 1996).

2.3.3 Hojas

Sus hojas son de limbo orbicular a ovado, reniforme o pentagonal, divididas en 3 a 7 lóbulos con los márgenes dentados y vellosas por el envés (SIAP, 2016).

Las hojas presentan fototropismo positivo y se mueven según la posición del sol para mantener el balance energético y el contenido de agua en los tejidos (Abarca, 2017).

2.3.4 Flor

La planta de melón tiene flores unisexuales en el mismo pie, masculinas y femeninas (Japon, 1981). Las flores masculinas son axilares y agrupadas en una inflorescencia; consta de cinco estambres, dos pares están unidos con las anteras, son las primeras en aparecer. En la base de la corola aparece un estilo rudimentario y está cercado por los nectarios. Las flores femeninas son mayores que las masculinas, se

presentan solitarias tienen anteras y un estigma grande con tres lóbulos, en cuya base está el nectario. Las flores del melón abren en las primeras horas del día, aproximadamente de las 7:00 – 8:00 h de la mañana (Cabrera, 2004). Se cierran permanentemente por la tarde, alrededor de las 17:00 h (McGregor, 1976).

2.3.5 Fruto

Puede ser de pequeño a muy grande, redondo y ovalado, ya que existen muchas variedades. La pulpa puede ser blanca, amarilla o anaranjada. La placenta contiene las semillas y es gelatinosa o acuosa en función de su consistencia (SIAP, 2016).

2.4 Tipos de Melón

Existen varios tipos de melón Gómez y Gómez (2017):

2.4.1 Tipo Galia

La planta es de vigor medio, y en general de menor tamaño que los otros tipos de melón. Los frutos son redondeados, de color verde que viran a amarillo anaranjado durante la madurez. Son reticulados y de 800 a 1200 g de peso, aromáticos, con un contenido en azúcar de 14 – 16 °Brix, de endospermo blanco ligeramente verdoso y poco consistente. Suele tener una buena producción precoz y hay variedades adaptados al cultivo entutorado y de frutos de larga vida.

2.4.2 Tipo cantalupo

La planta es vigorosa, con frutos redondos o elípticos, de piel lisa o reticulada, de color verde grisáceo y con suturas en color verde. El peso oscila entre 800 y 1200 g. El endospermo es de color naranja, dulce y de aroma característico, pudiendo alcanzar los 12 – 14 °Brix. Algunas variedades son utilizadas como portainjertos de melón por su resistencia a algunas razas de *Fusarium*.

2.4.3 Tipo Amarillo

La planta de este tipo de melón suele ser menos vigorosa que en el resto, con frutos ovalados o redondos, de piel lisa o ligeramente rugosa y color amarillo en la madurez. De endospermo blanco, consistente y dulce (14 – 15 °Brix). El peso oscila alrededor de los 1800 g, aunque puede haber variedades desde unos 1000 hasta 2500 g.

2.4.4 Tipo piel de Sapo

La planta es vigorosa, con frutos elípticos u ovalados, a veces ligeramente asurcados, de color verde con manchas oscuras características. El endospermo es blanco, jugoso y crujiente, de sabor tradicional con un alto contenido en azúcar (15 – 16 °Brix). El peso oscila alrededor de los 3 kg.

2.5 Temperatura

El melón requiere temperaturas promedio entre 18 y 30 °C. A mayor temperatura y menor humedad relativa aumenta la calidad del fruto, ya que aumenta el porcentaje de azúcar y aroma, además, se disminuye la incidencia de enfermedades. La temperatura óptima para la fase de germinación se encuentra entre los 22 y 28°C, en la etapa de desarrollo está entre 25 y 30°C, y en la polinización entre 20 y 23°C (Ruiz y Russián, 2017).

2.6 Humedad

El melón pertenece a climas cálidos y secos. No prosperan adecuadamente en climas húmedos con baja insolación y se producen fallas en la maduración y calidad de los frutos. La humedad relativa óptima para el desarrollo de las plantas es de 65 - 75%, para la floración, 60 - 70% y para la fructificación 55 - 65% (Escalona *et al*, 2009).

2.7 Luminosidad

Los rayos solares estimulan la producción de frutos dulces y firmes. En ambiente de sol y poca humedad atmosférica prosperan menos las enfermedades fungosas. La

caída de las hojas trae como consecuencia una disminución del tamaño de los frutos, los cuales, además, pueden ser afectados por manchas o quemaduras por efectos de los rayos solares directos, y perder sabor y contenido de azúcar (Giaconi y Escaff 2004).

2.8 Requerimientos edáficos

El melón se puede cultivar en diferentes tipos de suelos, desde franco arenoso y arenoso hasta limo y arcilla franco, siendo el franco arenoso como ideal.

La planta no es muy exigente en cuestión del suelo, pero tiene mejores resultados en aquellos ricos en materia orgánica, profundos, mullidos, bien drenados, con buena aireación y pH comprendido entre 6 y 7 (SIAP, 2016).

2.9 Producción del melón a nivel Nacional y Mundial

El melón (*Cucumis melo* L.) es una planta dicotiledónea, herbácea y anual, que pertenece a la familia Cucurbitaceae (Fornaris, 2001). Es una de las frutas tropicales más conocidas y demandadas por los países desarrollados. Entre los melones que tienen una mayor comercialización a nivel mundial, se encuentran los tipos Cantaloup y Honeydew, que se cultivan e importan. México exporta principalmente a EE.UU. melón del tipo Cantaloup (Torres y Miquel 2003).

Durante el 2016, la superficie sembrada de melón fue de 20 mil ha con un volumen de producción de 593 mil toneladas (SIAP, 2016). Los principales estados productores de este fruto son Coahuila, Sonora, Michoacán, Guerrero y Durango, que representan el 82.4 por ciento del total generado en el país (SAGARPA, 2017). En la Comarca Lagunera el melón es la hortaliza de mayor importancia económica y social (Ríos *et al.* 2000).

Las exportaciones de esta cucurbitácea dieron a México una balanza superavitaria en cuanto al comercio internacional de dichos frutos. Compitiendo con los países centroamericanos, los cargamentos de sandías y melones mexicanos llegan a los

mercados entre octubre y junio, siendo abril y mayo los meses de mayor producción (Martínez *et al.* 2006).

Entre 2013 y 2016, en el caso del melón se registró un aumento de 6.8 por ciento en la exportación al pasar de 99.3 millones de dólares a más de 106.1 millones. El principal comprador de melón mexicano es Estados Unidos, con adquisiciones en 2016 por 89.7 millones de dólares, le siguen Japón, con 15.1 millones de dólares y Hong Kong, 1.2 millones de dólares (SAGARPA, 2017).

México es el mayor productor de hortalizas en la región, seguido por Brasil. Estos dos países son el décimo y el duodécimo productores mundiales de hortalizas respectivamente (FAO, 2014).

2.10 Injerto

El injerto es una tecnología hortícola, practicada durante muchos años y en muchas partes del mundo (Martínez *et al.*, 2006). Consiste en juntar dos plantas de manera que sus tejidos vasculares logren formar una unión funcional y, así, ambas pasen a comportarse como una sola. Lo habitual es juntar el sistema radical de una planta con la parte aérea (tallo y hojas) de otra. La planta que aporta las raíces se conoce como patrón o porta injerto, mientras que a la que contribuye con tallo y hojas se le denomina injerto (Moreno *et al.*, 2015).

Ozores *et al.* (2010) lo define como nuevos brotes que son removidos de una planta que se denomina 'variedad de injerto' y la raíz que es provista por una planta que se denomina 'patrón' o 'portainjertos'. El injerto en hortalizas es una alternativa en los sistemas de producción de cultivos bajo condiciones adversas, siendo de mayor importancia portainjertos del género *Cucurbita*.

El uso de plantas injertadas en la producción de cultivos de hortalizas es todavía raro en comparación con el uso de injertos en cultivos arbóreos (Martínez *et al.*, 2006).

2.10.1 Importancia del injerto en Hortalizas

En muchas partes del mundo, el injerto es una técnica de rutina en sistemas de cultivo continuo. Se usó por primera vez en Japón a finales de la década de 1920 mediante el injerto de sandía [*Citrullus lanatus* (Thunb.) Matsum. y Nakai] en portainjertos de calabaza [*Cucurbita moschata* Duchesne ex. Poir]. Poco después, las sandías fueron injertadas en portainjertos de calabaza de botella [*Lagenaria siceraria* (Molina) Standl.] (Davis *et al.*, 2008).

El injerto de vegetales es una técnica de siglos de antigüedad, primero utilizada en Asia para mejorar la producción, reducir la susceptibilidad a enfermedades y aumentar el vigor de la planta (Kubota *et al.*, 2008). La producción comercial y la demanda de plantas hortícolas injertadas continúan aumentando a través de Asia y Europa. En Estados Unidos esta producción y demanda son relativamente nuevas (Miles *et al.*, 2014).

Esta práctica se está extendiendo rápidamente en todo el mundo. El injerto de hortalizas se ha adaptado de forma segura para la producción de productos ecológicos y respetuosos con el medio ambiente y minimiza la absorción de residuos de agroquímicos indeseables. El número y tamaño de los productores comerciales de plántulas de hortalizas se ha incrementado notablemente, lo que refleja el aumento de las preferencias de los agricultores por las plántulas injertadas de alta calidad y mejor rendimiento (Lee *et al.*, 2010).

El injerto es una técnica de control de enfermedades de suelo, no contaminante y actualmente muy difundida (De Miguel, 2009), propicia la tolerancia a temperaturas extremas, mejora el aprovechamiento de agua y nutrientes, incrementa el vigor en las plantas, aumenta el período de producción y mayor rendimiento además de la calidad de fruto (Mascorro, 2014).

Es una tecnología efectiva para su uso en combinación con prácticas de producción de cultivos más sostenibles, que incluyen tasas reducidas y el uso general de fumigantes del suelo en muchos otros países (Kubota *et al.*, 2008).

El uso de portainjertos puede mejorar el vigor de la planta mediante el logro vigoroso de nutrientes del suelo, la tolerancia a las bajas temperaturas del suelo, la salinidad y las condiciones del suelo húmedo (Davis *et al.*, 2008). También se utiliza para perpetuar clones, acelerar la madurez reproductora, obtener formas especiales de crecimiento y estudiar enfermedades virales (Acosta, 2005).

Por esto, el injerto es una alternativa interesante para reducir las aplicaciones de agroquímicos al suelo, además tiene una serie de ventajas frente a otras técnicas como solarización, uso de vapor de agua, utilización de cultivares resistentes, biofumigación y el cultivo sin suelo, que en la mayoría de las situaciones ha sido la opción elegida (Hoyos, 2007).

Sin embargo, esta técnica ahora se está ampliando enormemente y el uso de portainjertos puede mejorar el rendimiento de la planta mediante el logro vigoroso de los nutrientes del suelo (Martínez *et al.*, 2006).

En muchas áreas irrigadas de la región mediterránea, los agricultores se ven obligados a utilizar agua salina para regar sus cultivos debido a un suministro inadecuado de agua dulce. El injerto puede representar una herramienta efectiva para mejorar la tolerancia de los cultivos a la salinidad (Colla *et al.*, 2006).

2.10.2 Efecto del injerto en la Anatomía de la planta

Las posibles características de calidad que muestran estos efectos pueden ser la apariencia del fruto (tamaño, forma, color y ausencia de defectos y pudrición), firmeza, textura, sabor (azúcar, ácidos y sustancias volátiles aromáticas) y compuestos relacionados con la salud (compuestos deseados como minerales, vitaminas y carotenoides) (Rouphael *et al.*, 2010).

Un estudio realizado por Edelstein *et al.* (2004) encontró una correlación positiva entre el número de hojas, la longitud del tallo y el peso fresco de las plantas de melón usando 22 diferentes portainjertos de *Cucurbita spp.* Con injerto se logró también mejorar la tasa neta de fotosíntesis, la conductancia estomática, la concentración de CO₂ intercelular y tasa de transpiración (Liu *et al.*, 2011).

De acuerdo a un estudio realizado por Perkins y Veazie (2005) para valorar los efectos secundarios sobre el vigor de las plantas y la calidad de la fruta de sandías injertadas, concluyen que la forma del fruto, determinada por la longitud, la circunferencia y su relación, no cambió significativamente con respecto a la fruta cosechada de las plantas injertadas y no injertadas. El grosor de la corteza se incrementó en las frutas injertadas en el rizoma de la calabaza '451'.

En plantas de tomate el crecimiento de las plantas injertadas 'Fanny' fue mayor que el de las plantas no injertadas. La turgencia de la hoja no mostró diferencias significativas entre las plantas injertadas y las no injertadas o entre los niveles de salinidad. La conductancia estomática (Gs) fue mayor para plantas injertadas que para plantas no injertadas (Fernández *et al.*, 2004).

2.10.3 Efecto del injerto en la calidad Nutracéutica

Proietti *et al.* (2008) reportan que el contenido de licopeno, deshidroascorbato (DAsCA) y el contenido total de vitamina C para las plantas injertadas de mini sandia fue mayor en un 40,5%, 13% y 7,3%, respectivamente, que los de las plantas no injertadas. De forma similar Huang *et al.* (2009) reporta que las plantas de pepino injertadas en Figleaf Gourd y Chaofeng Kangshengwang tuvieron una calidad general de fruta mejorada bajo estrés de NaCl debido a un aumento en el contenido de azúcar soluble, acidez titulable y vitamina C. Sin embargo Di Gioia *et al.* (2010) reporta que el contenido de vitamina C disminuyó en un 14-20% en el fruto de plantas injertadas de tomate.

Davis y Perkins, (2005) informaron que el injerto puede aumentar el contenido de licopeno y firmeza del mesocarpio de sandía, sin embargo puede disminuir el contenido de sólidos solubles totales (SST).

La combinación de injerto Zhongmi1 / Shengzhen1 redujo todas las clases de contenido de azúcares principales, excepto galactinol y estaquiosa durante todo el desarrollo de la fruta de melón (Liu *et al.*, 2009).

Turhan *et al.* (2012) reportan que los indicadores de calidad de fruta tales como materia seca, sólidos solubles totales, contenido de azúcar total y ácido valorable fueron menores en plantas injertadas de sandía, mientras que el contenido de licopeno permaneció sin cambios.

En un estudio realizado en plantas de melón injertadas y cultivadas en condiciones salinas concluye que la acidez titulable y el contenido de SST fueron ligeramente inferiores en comparación con los de las plantas no injertadas, mientras que las cualidades físicas como la firmeza de la fruta y los valores de color Hunter (L^* y a^*/b^*) fueron superiores en comparación con las plantas cultivadas con sus propias raíces. Las plantas injertadas podrían reducir las concentraciones de los iones Na^+ y Cl^- en las hojas (Colla *et al.*, 2006).

2.10.4 Efecto del injerto en el rendimiento

El efecto de los portainjertos en el crecimiento de la planta, rendimiento de fruto y calidad de sandía cv. Crimson Tide injertado en diferentes portainjertos fueron estudiados. El injerto dio como resultado un mayor rendimiento aumentando tanto en número de fruta como en peso, sin embargo, no hay efecto perjudicial en la calidad de la fruta, como el índice de fruta, el grosor de la corteza y el contenido de SST en plantas injertadas (Ozlem *et al.*, 2007).

El efecto del injerto de híbridos de sandía “Obla F1 y “Vanesa F1” en *Cucurbita máxima* x *Cucurbita moschata* portainjerto TZ 148 y *Lagenaria* sp. Portainjerto Dias F1. Demostró que el crecimiento de la planta, el rendimiento y la calidad de la fruta se vio afectado, dando la opción de portainjertos y vástagos de mayor importancia para lograr el mayor rendimiento y calidad de la fruta de sandía (Petropoulos *et al.*, 2014).

El injerto con calabaza puede controlar el marchitamiento de la sandía ya que Shahidul *et al.* (2013) demostró que plantas de sandía injertadas permanecieron vivas hasta la cosecha, mientras que más de un tercio de las plantas no injertadas murieron de etapa vegetativa a fructificación. La producción de fruta se observó

150% más alto en los campos injertados en comparación con las contrapartes no injertadas.

Un estudio en cultivo de melón demostró que el índice de forma del fruto, el grosor de la corteza de éste, el peso del fruto, el rendimiento total y el rendimiento comercial se vieron significativamente influenciados por el injerto en comparación con plantas no injertadas (Turhan *et al.*, 2012).

Cohen *et al.* (2005) realizaron un estudio para evaluar los rendimientos hortícolas y patológicos de los melones injertados de tipo Galia 'Carrera', 'NUN-5554', '6003' y 'Arava' realizados en suelos infestados y no infestados con *Monosporascus*, donde obtuvo que el rendimiento del '6003' fue significativamente mayor que el de su control no injertado.

Al evaluar la calidad de sandía mini, no injertada e injertada en un patrón híbrido de calabaza, y cultivada bajo diferentes regímenes de riego se obtuvieron resultados con mayores rendimientos de fruta en plantas injertadas con 1.0 de tasa de evapotranspiración (ET) y 0.75 ET con respecto a 0.5 ET, al igual que la acidez titulable (AT), la conductividad eléctrica del jugo, la relación de sólidos solubles totales (SST) / Acidez titulable (AT), las concentraciones de potasio (K) y magnesio (Mg) mejoraron en el cultivo injertado (Proietti *et al.*, 2008). Llevando a cabo la actividad del injerto se consigue mayor contenido de sólidos solubles totales, sobre todo si se hace sobre Shintoza (Martín, 2010).

2.11 Importancia del agua para el desarrollo de las plantas

El agua constituye entre el 80 y 95% de la masa de los tejidos de las plantas en crecimiento, proporciona el medio para el movimiento de las moléculas tanto en el interior celular como entre células, e influye notablemente en la estructura de las proteínas, los ácidos nucleicos, los polisacáridos y otros componentes celulares (Taiz y Zeiger, 2006). También es importante el agua en las vacuolas de las células vegetales, ya que ejerce presión sobre el protoplasma y la pared celular,

manteniendo así la turgencia en hojas, raíces y otros órganos de la planta (Azcón-Bieto y Talón, 2000). El agua es el medio en el que se producen la mayoría de las reacciones bioquímicas de la célula, y participa directamente en numerosas reacciones químicas esenciales (Taiz y Zeiger, 2006).

La mayoría del agua que pierde la planta se evapora desde las hojas al mismo tiempo que el CO₂, necesario para la fotosíntesis es absorbido de la atmosfera. Este proceso de pérdida de agua desde la superficie de la hoja se denomina transpiración (Taiz y Zeiger, 2006). Es así que en función de la disponibilidad de agua, las plantas ajustan el tamaño y la cantidad de hojas y, cuantas más hojas hay, mayor es el porte y más abierta la copa, y por ello mayor es el gasto de agua (Medrano *et al.* 2007).

El agua es vital para el crecimiento y desarrollo de las plantas. La carencia del agua constituye una de las principales fuentes de estrés en las plantas (Florido y Bao, 2014). El estrés hídrico, permanente o temporal, limita el crecimiento y la distribución de la vegetación natural y el rendimiento de las plantas cultivadas más que cualquier otro factor ambiental (Shao *et al.* 2008). En los sistemas agrícolas, el estrés de la planta por el déficit hídrico conduce a una disminución de los rendimientos de los cultivos (Luna *et al.*, 2015).

2.11.1 Efecto del estrés hídrico en la producción de hortalizas

Las situaciones de déficit hídrico son muy frecuentes en la vida de las plantas, y la disponibilidad hídrica resulta ser el primer factor limitante del crecimiento vegetal y del rendimiento de las cosechas en todo el mundo (Medrano *et al.*, 2007).

Debido a la gran demanda del mercado de vegetales fuera de temporada y la disponibilidad limitada de tierras cultivables, las plántulas de hortalizas se cultivan en condiciones ambientales cambiantes que pueden provocar estrés (Martínez *et al.*, 2010). Las plantas responden para sobrevivir bajo condiciones de déficit de agua a través de una serie de procesos fisiológicos, celulares y moleculares que culminan en la tolerancia al estrés (Shinozaki y Yamaguchi, 2007).

El estrés hídrico de la vegetación comienza en el nivel de humedad del suelo correspondiente al cierre estomático incipiente y alcanza una intensidad máxima en el punto de marchitez, causa una reducción de la turgencia celular y del contenido relativo de agua que provoca una secuencia de daños de gravedad creciente (Porporato *et al.*, 2001).

El déficit hídrico por sequía impuesto a las plantas ocasiona afectaciones estadísticamente significativas en rendimiento, número de frutos por planta, masa promedio de los frutos y su diámetro polar y ecuatorial (Gómez *et al.*, 2011).

Un estudio realizado para cuantificar los efectos del estrés hídrico en el crecimiento y el rendimiento de los tomates concluye que el estrés hídrico redujo la altura de la planta en 24%, el diámetro de tallo en un 18% y la concentración de clorofila en un 32% en comparación con el control. La mayor reducción de rendimiento del 69% fue observado en las plantas más estresadas. La disminución en el crecimiento y rendimiento de la planta como resultado del estrés hídrico se puede atribuir a los efectos del agua en la fisiología del cultivo (Sibomana *et al.*, 2013).

2.11.2 Efecto del estrés hídrico en la calidad nutraceutica

Las condiciones de limitación de agua afectan a las plantas, en los cambios fisiológicos y metabólicos que ocurren se encuentran la disminución en la síntesis de proteínas y, por tanto, en la velocidad de crecimiento, el aumento de cera en la cubierta de las hojas, cambios en la transpiración, en la respiración, en la fotosíntesis y en la distribución de nutrientes (Medrano *et al.*, 2007).

Entre las primeras respuestas bioquímicas que se pueden detectar en la planta ante la escasez de agua es el incremento en los niveles del ácido abscísico (ABA) y como consecuencia modificaciones que alteran la funcionalidad de proteínas con diferentes actividades, ya sea quinasas, fosfatasa, transportadores de iones, fosfolipasas que degradan ciertos lípidos para producir segundos mensajeros como el inositol trifosfato (InsP3), enzimas que hidrolizan el ATP (ATPasas) y que están implicadas

en la generación del gradiente de protones necesario para la activación de transportadores y factores transcripcionales (Covarrubias, 2007).

Martin *et al.* (2016) al usar 10 tipos de combinaciones variedad/patrón en pimiento sometido a estrés hídrico con riego al 50%, obtuvo un efecto favorecedor sobre los niveles de ácido ascórbico (CAA), fenoles totales (FT) y materia seca (MS), en comparación con el control, especialmente en MS en fruto inmaduro y FT en fruto inmaduro y maduro. De hecho, en muchas combinaciones variedad/portainjerto los niveles de MS, contenido en CAA y FT fueron superiores en condiciones de estrés hídrico que sus equivalentes con riego control.

Ramos (2016) obtuvo en un estudio que la práctica de melón injertado, mejoró la producción y tuvo una repercusión significativa en el pH, SST y el contenido mineral. Estudios hechos por Quick *et al.* (1992) en donde se presentó un agotamiento de almidón en las hojas debido a un estrés hídrico, se demostró que se mantuvieron altos niveles de azúcar a pesar de tener menores tasas de fotosíntesis de campo, tasas de exportación y bajas cantidades de almidón en plantas de altramuces, eucalipto, vid y girasol.

Las limitaciones de los procesos fotosintéticos provocados por el déficit hídrico no son únicamente limitaciones a la difusión de CO₂ hacia el estroma, sino que también son importantes las limitaciones en las reacciones fotoquímicas, en el Ciclo de Calvin y en el transporte de asimilados. Se puede producir una acumulación excesiva de poder reductor (NADPH), lo que puede provocar una «sobrecumulación» de los compuestos intermediarios de la cadena de transporte de electrones, provocando un exceso de excitación de los centros de reacción de las clorofilas, que puede causar fotoinhibición y fotooxidación (Medrano *et al.*, 2007).

2.11.3 Efecto del estrés hídrico en la anatomía y morfología de las plantas

El déficit hídrico tiene importantes consecuencias para la fisiología y la morfología de las plantas provocando, a corto y medio plazo un descenso del potencial hídrico, del

contenido hídrico relativo y de la conductividad hídrica, así como un aumento de la síntesis de ácido abscísico (ABA) (Medrano *et al.*, 2007). A nivel morfológico, los síntomas principales son la altura de la planta, el diámetro del tallo, la biomasa, la expansión de la hoja, el crecimiento del tallo y el crecimiento de la raíz (Luna *et al.*, 2015).

Peralta *et al.*, (2016) reporta los resultados obtenidos en micromorfología del pepino obtenido mediante injerto y desarrollado en dos sistemas de fertilización donde los tratamientos con injerto produjeron mayor área foliar específica respecto a las no injertadas.

La fotosíntesis es uno de los primeros procesos que se ve afectado por la escasez de agua (Gálvez, 2014). La pérdida de turgencia se debe a la pérdida de agua en las células de las plantas, principalmente de las vacuolas.

Estos hechos dan lugar a un descenso de la conductancia estomática y del área foliar total, así como a cambios metabólicos provocados por la disminución de la concentración de agua en las células (Medrano *et al.*, 2007).

El cierre estomático tiene también como consecuencias la reducción de la tasa de transpiración y, por tanto, el incremento de la eficiencia en el uso del agua (Medrano *et al.*, 2007).

Otras de las consecuencias son la disminución del potencial hídrico, la reducción de la fotosíntesis y el limitado intercambio de gases. Las adaptaciones más conocidas que las plantas han desarrollado para reducir los efectos de este tipo de estrés son la deciduocidad, las hojas con una cutícula gruesa, una mayor densidad de flujo de savia, una menor expansión de la hoja y un mayor crecimiento de las raíces (Luna *et al.*, 2015). Una de las respuestas mejor caracterizadas ante la limitación de agua es el cierre, parcial o total de los estomas, lo cual evita que la planta se deshidrate. Este cierre de los estomas no sólo tiene como consecuencia la disminución de la pérdida de agua por la hojas, sino también la reducción en la entrada del CO₂, lo cual repercute directamente en el proceso fotosintético y, por tanto, en la formación

eficiente de fuentes carbonadas necesarias para la nutrición vegetal. La inducción de estos procesos está perfectamente coordinada con la disminución en la velocidad de crecimiento (Covarrubias, 2007).

Con el objetivo de evaluar la respuesta agromorfológica y fisiológica de la cebolla (*Allium cepa* L.) al estrés hídrico, se obtuvo que el volumen de riego aplicado al cultivo de esta especie, variedad roja arepiqueña afectó caracteres como la altura de la planta, número de hojas, diámetro y peso del bulbo, longitud de raíz y periodo de cosecha (Salinas y Cusi, 2013).

La respuesta más sensible al estrés hídrico es el crecimiento celular, y es durante esta condición que las células permanecen más pequeñas y las hojas tienen menor desarrollo y, en consecuencia, se reduce el área foliar fotosintéticamente activa (Parra *et al.*, 1999). Así, por ejemplo, las hojas cambian su ángulo de inclinación, se enrollan o se recambian, y se incrementa la relación del peso entre la raíz y la parte aérea (la raíz mantiene su velocidad de crecimiento, en tanto que la parte aérea la disminuye) (Covarrubias *et al.*, 2007).

Keck y Boyer (1974) concluyen que los resultados son generalmente consistentes con la idea de que la actividad del cloroplasto comienza a disminuir con los mismos potenciales hídricos foliares que causan el cierre de estomas en las hojas de girasol.

Se midió el efecto del estrés hídrico a corto plazo sobre la fotosíntesis de dos híbridos de girasol (*Helianthus annuus* L. cv Sungro-380 y cv SH-3622), como resultado no se redujo la conductancia estomática (o "parche" estomático) (Gimenez y Lawlor, 1992).

2.12 Importancia del índice estomático

El índice estomático proporciona una herramienta importante para la valoración del medio en que viven (o vivían) las plantas (Rojas, 2011). Los estomas tienen valor diagnóstico para la identificación de grupos taxonómicos, predominante en el rango de familia, menos importante en el nivel de género y más débil en el específico, se

localizan en la epidermis de las plantas vasculares, particularmente en las hojas, sobre todo en el envés, aunque se pueden encontrar en rizomas, pétalos, estambres y gineceo (Rojas, 2011), representa el coeficiente entre el número de estomas y la cantidad de células epidérmicas (Croxdale, 2000). La densidad estomática (DE) corresponde al número de estomas por unidad de superficie foliar y representa un valor diagnóstico para fragmentos de láminas foliares, siempre y cuando su uso se restrinja a órganos de la misma edad de desarrollo y de la misma taxonomía (Croxdale, 2000).

Estudio realizado por Peralta *et al.* (2016) en micromorfología del pepino con injerto y desarrollado en dos sistemas de fertilización reporta que disminuyó el IE y DE en el lado adaxial y abaxial con valores de hasta 114.3 y 224.3 estomas mm^{-2} en “Esparón”, y 141.2 y 188.2 estomas mm^{-2} en “Modan”.

Mientras que Parés *et al.* (2004) reporta los valores de IE para *A. muricata* y *A. montana* a pie franco resultaron ser 15,74 y 17,43, respectivamente, siendo superiores a los de las plantas injertadas. La DE en *A. muricata* a pie franco (132,32 estomas· mm^{-2}) resultó ser superior a la de los materiales injertados. Los resultados obtenidos permiten concluir que la injertación promovió la reducción de tanto el IE como la DE en las especies estudiadas.

Ayala Arreola *et al.* (2010) reporta los siguientes resultados obtenidos en aguacate. 'Colín V-33' como interinjerto promovió la mayor densidad estomática, mayor densidad de células epidérmicas y grosor de la capa de parénquima en empalizada I. En la comparación intra genotipos se encontró que 'Hass' y 'Fuerte' con interinjerto incrementaron en 18.8 y 17.8 % el número de estomas, mientras que en 'Duke 7' disminuyó en un 25.4 %. La densidad de células epidérmicas se incrementó de manera significativa en 'Fuerte' (23.3 %) con la presencia del interinjerto. 'Fuerte' y 'Duke 7' con interinjerto incrementaron significativamente el grosor de la epidermis inferior en 14.9 y 12.1 %, respectivamente, mientras que 'Duke 7', 'Hass' y 'Colín V-33' con interinjerto disminuyeron el grosor de epidermis inferior en 19.5 y 1.0 %. Se encontró que 'Hass' como interinjerto promovió la tasa de asimilación neta de

CO₂ más alta, siendo diferente 'Duke 7'. Para resistencia estomática le correspondió el menor valor a 'Colín V-33' y presentó diferencias con 'Duke 7'.

2.13 Importancia de los tubos conductores

Las plantas terrestres desarrollan tejidos vasculares que permiten el transporte a larga distancia de agua y nutrientes en el xilema y el floema, proporcionan soporte mecánico para su crecimiento vertical y producen células en crecimiento radial. Los tejidos vasculares se producen en muchas partes de la planta y durante diferentes etapas de desarrollo. El desarrollo vascular temprano se centra en los meristemos procambiales, y en algunas especies continúa durante la fase secundaria del desarrollo de la planta en meristemos cambiales (Furuta *et al.*, 2014).

El floema se encuentra generalmente en la parte exterior de los tejidos vasculares primarios y secundarios.

Las células de floema conducen los azúcares y otros materiales orgánicos por la planta, se denominan elementos cribosos. Además de los elementos cribosos, el tejido del floema contiene células de compañía y células parenquimáticas. En algunos casos, el tejido del floema también contiene fibras y esclereidas (para la protección y resistencia del tejido) y laticíferos (células que contiene látex) (Taiz y Zeiger, 2006). Mientras que el floema conduce azúcares, nutrientes y hormonas de las hojas a las raíces y a los órganos de almacenamiento (Kumar, 2011).

La principal misión del floema es transportar y repartir por todo el cuerpo de la planta las sustancias carbonadas producidas durante la fotosíntesis, o aquellas movilizadas desde los lugares de almacenamiento, y otras moléculas como hormonas. El floema está formado por más tipos celulares que el xilema. Se compone de dos tipos de células: los elementos conductores y los no conductores. Los elementos conductores son los tubos o elementos cribosos y las células cribosas. Ambos tipos celulares son células vivas, aunque sin núcleo, y tienen la pared primaria engrosada con depósitos de calosa (Taiz y Zeiger, 2006).

El xilema transporta agua e iones disueltos a través del vegetal. En el tejido maduro los elementos del vaso conductor principal están compuestos por células muertas que carecen de membrana plasmática. La pared celular ha aumentado de espesor en forma secundaria y se ha lignificado mucho (reforzado por moléculas de lignina conectadas por medio de uniones cruzadas) (Alberts y Bray, 2006).

El xilema está también involucrado en el transporte de agua desde la raíz hasta las partes aéreas (Kumar, 2011).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización del experimento

El presente trabajo de investigación se realizó bajo condiciones de casa sombra con cubierta de malla 30% color negro, localizada en el 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.

La evaluación de las variables histológicas se llevó a cabo en el laboratorio de citogenética del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

3.2 Material vegetativo

Se utilizó melón tipo cantaloupe (*Cucumis melo* L.) semillas E25F.001 F1 de la casa semillera Enza Zaden. Como porta injerto se utilizó la calabacita criolla (*Cucurbita maxima* D.) Ferro R2 de la casa semillera Rijk Zwaan.

La planta del melón cantaloupe es vigorosa, frutos redondos o elípticos, el endospermo de color naranja y dulce, resistente a algunas razas de *Fusarium* (Gómez y Gómez, 2017).

3.3 Siembra

Las semillas de melón se sembraron en charolas de poliestireno expandido de 60 cavidades utilizando como sustrato para germinar peat moss Mezcla 3 Fina Especial (Sunshine®), de igual manera se realizó la siembra de las semillas del porta injerto pero esta se realizó siete 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 de esta manera se buscó asegurar una unión exitosa entre ambos tubos conductores.

3.4 Riego

En la etapa de germinación de la semilla el riego fue diario así hasta la etapa de plántula. Una vez realizado el trasplante se determinó la cantidad de agua a regar en

base a los tensiómetros instalados en plantas elegidas aleatoriamente, considerando que 200 mL de agua por maceta disminuían la tensión hídrica en 10 kPa en el suelo utilizado.

3.5 Realización del Injerto

La realización del injerto se realizó después de 12 días de la siembra de la variedad y 5 días de la siembra del patrón, cuando ambas plántulas tenían 5 mm de grosor. Se esterilizó con alcohol el área de trabajo, las herramientas al igual que las manos para no contaminar el material vegetal. Con la ayuda de un bisturí y clips se realizó el tipo de injerto de aproximación.

3.6 Trasplante

Previo al trasplante de las plantas ya injertadas se mantuvieron en condiciones de invernadero cuidando que hubiese un humedad relativa elevada, para lograr este ambiente se rociaba agua con la ayuda de un aspersor tres veces al día. Transcurridos 12 días de haberse llevado a cabo la técnica de injerto se procedió al trasplante en bolsas de plástico con una capacidad de 12 L utilizando suelo obtenido de una zona productora de melón ubicada en el municipio Matamoros, en Coahuila, las cuales se distribuyeron bajo la casa sombra, a una distancia de 0.75 m entre plantas y 1 m entre hilera.

3.7 Fertilización

Para la fertilización se utilizó la solución nutricional Steneir (1961). Al inicio del crecimiento vegetativo se aplicó a una concentración del 25%, durante el crecimiento vegetativo pleno se aplicó a una concentración del 50%, durante la floración y crecimiento de frutos se aplicó a una concentración del 75%, mientras que el transcurso de llenado de fruto y cosecha se aplicó a una concentración del 100%.

3.8 Tratamientos

Se evaluaron un total de 6 tratamientos con 4 repeticiones cada uno, quedando de la siguiente manera:

Tratamiento	Descripción
SI20	Sin injerto-Tensión hídrica de 20 kPa
SI30	Sin injerto-Tensión hídrica de 30 kPa
SI40	Sin injerto- Tensión hídrica de 40 kPa
CI20	Con injerto- Tensión hídrica de 20 kPa
CI30	Con injerto- Tensión hídrica de 40 kPa
CI40	Con injerto- Tensión hídrica de 60 kPa

3.9 Estudio estomático

Para el estudio de estomas, se evaluaron las siguientes variables; Densidad estomática adaxial (DE) e índice estomático adaxial (IE).

3.9.1 Densidad estomática (DE)

Las muestras se tomaron del 28 de agosto al 01 de septiembre a 118 días después del injerto, se utilizaron cuatro plantas por tratamiento, de las que se tomaron tres hojas con madurez fisiológica de cada una, totalmente expandidas de la guía principal y con la misma orientación, de éstas se tomó una impresión epidérmica del haz (adaxial) de la parte media de cada hoja, utilizando esmalte transparente en forma líquida, el cual se aplicó sobre la superficie foliar con un pincel. Después de que se secó la película, esta fue removida con un trozo de cinta adhesiva transparente, la cual se montó sobre un portaobjetos. En cada impresión se observaron al azar tres campos microscópicos a 40X, tomando 36 observaciones por tratamiento, de cada observación se tomó una microfotografía, en las que se contaron el número de estomas y de células epidérmicas, se utilizó un microscopio Carl Zeiss con cámara digital Pixera Winder Pro.

Para determinar la densidad estomática se utilizó la siguiente fórmula (Ramírez *et al.* 2013):

$$DE = \frac{\text{Número de estomas}}{0.02479 \text{ mm}^2}$$

Donde el DE= número de estomas mm², 0.02479 mm²= área de la fotografía de la imagen.

3.9.2 Índice estomático (IE)

Para estimar el índice estomático se utilizó un microscopio Carl Zeiss con cámara digital Pixera Winder Pro. El índice estomático es el número de estomas en relación al total de células epidérmicas, para su estimación se utilizó la siguiente formula (Wilkinson, 1979):

$$IE = \frac{\text{Número de estomas}}{\text{NCE} + \text{Número de estomas}} * 100$$

Donde NCE= Número de células epidérmicas

3.10 Análisis histológico

Las variables histológicas a evaluar fueron: Número de haces vasculares en raíz, numero de haces vasculares en tallo, numero de vasos de xilema en raíz, numero de vasos de xilema en tallo, numero de vasos de xilema en hoja, área de vasos de xilema en raíz, área de vasos de xilema en tallo y área de vasos de xilema en hoja.

3.10.1 Toma de muestras

Se recolectaron las muestras del 23 al 30 de septiembre del 2017, se tomaron cuatro plantas por tratamiento de cada repetición, esto se realizó al final del ciclo del cultivo. De la raíz principal se cortó un fragmento de tejido aproximadamente de 2 cm con la ayuda de una tijera de podar, en el caso del tallo se tomó la muestra de la guía principal a la altura de pecho, se cortaron obteniendo 4 muestras por tratamiento de

aproximadamente de 2 – 3 cm, en hoja se tomaron las primeras hojas maduras de cada planta tomando en cuenta que no tuvieran ningún daño mecánico, se cortó una sección de 2x2 cm del centro de la hoja considerando la nervadura principal, cada una de las muestras obtenidas se colocaron en frascos con fijador (FAA), cuya metodología se describe a continuación.

3.10.2 Preparación del material vegetativo

Fijación

Inmediatamente después de realizar los cortes se sumergieron las piezas de raíz, tallo y hoja en frascos de vidrio con capacidad de 14 ml, con fijador Formaldehído Ácido Acético Glacial (FAA), 5 ml de formaldehído, 5 ml de ácido acético glacial y 90 ml de alcohol etílico al 70%. Se agregaron datos como el identificador de la muestra, fecha, y parte seleccionada, con lápiz y en papel cartoncillo.

Mezclas de FAA es una de las más importantes en los estudios anatómicos y morfológicos y es considerada en la microtécnica como el “preservativo estándar”. El formaldehído y el alcohol contraen los tejidos, mientras que el ácido acético los dilata. En este fijador las muestras permanecieron en un periodo de 24-30 días (Hernández, 1984).

Deshidratación

La deshidratación consiste en quitar el agua de los tejidos fijados y endurecidos. para esto se pasaron por diferentes agentes deshidratantes, soluciones de alcohol etílico al 50, 60, 70, 85 y 96 % más colorante eosina para diferenciarlos; continuando con alcohol etílico absoluto I, alcohol etílico absoluto II, alcohol etílico absoluto más xilol en proporciones de 3:1, alcohol etílico absoluto más xilol en proporciones de 1:1, alcohol etílico absoluto más xilol en proporciones de 1:3, xilol puro I y xilol puro II, en esta secuencia permanecieron por intervalos de dos horas cada uno (Hernández, 1984).

Inclusión en parafina

Primero se cortaron pedazos de papel de aluminio con medidas de 8.3 x 9.2 cm, se centró el molde en el pedazo de aluminio y se doblaron las partes salientes (orillas), de tal manera que el molde quedó envuelto, se extrajo el molde y se sujetaron los lados con cinta skotch® transparente y entonces el molde de inclusión quedó listo, se colocó una etiqueta con los datos de la muestra de tal manera que se pudo leer posteriormente de una manera fácil.

Se fueron colocando los tejidos en frascos de xilol y parafina, se taparon y posteriormente se fueron metiendo en la estufa a temperatura de 35°C, aquí permanecieron por un periodo de 24 horas.

Después se cambió la temperatura de la estufa a 45°C, destapando los frascos y agregando parafina hasta saturar, se subió suavemente la temperatura de la estufa a 55°C, la mezcla de xilol y parafina que contienen los frascos con tejidos se cambió y se agregó parafina pura derretida posteriormente se fueron vaciando en los moldes de aluminio, con la ayuda de una aguja de disección se fue moviendo constantemente el tejido para evitar que se quede fijado a la parafina al igual para ubicar el tejido en la parte central del molde. Se utilizó un mechero y la lámpara de alcohol para dar calor a la parafina y así evitar que se solidifique en la parte superior, además de eliminar burbujas; se dejaron reposando los bloques para después cortarlos (Portos, 2016). Se utilizó una estufa GCA precisión scientific THELCO modelo 18.

Seccionamiento (micrótopo de rotación)

Se ajustó el micrótopo de mano LEICA RM2125 RTS al grosor de 20 µm y se colocó el bloque de parafina en el portabloque asegurándolo fuertemente, quedando así en posición perpendicular a la cuchilla, de manera que al moverse la platina hacia arriba o hacia abajo, pasa por el borde de la navaja; esto se logró girando la manivela desbastando el exceso de parafina lo que contribuyó a la formación de un listón en capas (Portos, 2016).

Montaje de tejidos en portaobjetos

La tira de parafina obtenida, se cortó en partes seleccionando 5 cortes, los que posteriormente se colocaron con ayuda de una aguja de disección, sobre portaobjetos con adhesivo Haupt (1g de gelatina, 15 ml de glicerina, 2g de metabisulfito de sodio por cada 100 ml de agua destilada) y unas gotas de agua destilada, se le dio calor en una lámpara de alcohol tratando de que quedara bien adherido y extendido el tejido. Se retiró el exceso de agua con un trapo, ya listas las muestras en el portaobjetos se colocaron en gradillas, identificándolas de acuerdo al tratamiento y fechas correspondientes y se dejaron secar por 24 h (Portos, 2016).

Tinción

Una de las principales funciones de los colorantes es teñir los diferentes componentes celulares de una muestra para facilitar su análisis y observación. La safranina tiñe de rojo cutina, paredes lignificadas, nucléolos, cromatina y taninos condensados y de pardo rojizo, la suberina. Mientras que el verde rápido FCF proporciona un color verde azulado a las paredes celulósicas y un tono verde violáceo al citoplasma.

Primero se prepararon todos los reactivos en frascos de Coplin con una capacidad de ocho portaobjetos, con la ayuda de unas pinzas se pasaron los portaobjetos con la muestra ya pegada e identificada en el reactivo Xilol I para desparafinar por 10 a 15 min, se pasó de igual manera en alcohol etílico absoluto I por 2 a 5 min, se pasó en alcohol etílico de 96% por 2 a 5 min, se pasó en alcohol etílico de 85% por 2 a 5 min, se pasó en alcohol etílico de 70% por 2 a 5 min, se pasó en alcohol etílico de 60% por 2 a 5 min, se pasó en agua destilada por 2 a 5 min, posteriormente se pasó en safranina acuosa al 1.0% por 1 a 12 horas, de igual manera se enjuagaron uno por uno en agua corriente, agua destilada, alcohol etílico 60%, alcohol etílico 70%, alcohol etílico 85%, alcohol etílico 96%, se colocaron en verde rápido en alcohol etílico de 96% por 5 a 30 segundos, posteriormente se enjuagaron en alcohol etílico absoluto I, se pasaron por Carbol-Xilol 10 min y por último en Xilol I, II de igual forma por 10 min (Portos, 2016).

3.11 Análisis de imágenes

3.11.1 Número de haces vasculares

Una vez realizado el teñido de los tejidos se procedió a observarlos al microscópico (Carl Zeiss) con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, con objetivo de 2.5x donde se pudieron apreciar claramente los tejidos, por consiguiente se contaron todos los haces vasculares por tratamiento con su respectiva repetición en tallos y raíz, los resultados que se obtuvieron se reportaron como total de haces vasculares.

3.11.2 Área de los vasos del xilema

Para obtener las áreas se analizaron las muestras con el microscopio (Carl Zeiss) con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, se procedió a observar con objetivo 10x, en hoja, tallo y raíz de las cuales se tomó fotografía de un haz vascular por tratamiento con su respectiva repetición (Wilkinson 1979), con el programa AxioVision LE se midieron las áreas de 6 vasos de xilema considerando 2 grandes, 2 medianos y 2 pequeños de los cuales se promediaron y se reportaron en (μm^2).

3.11.3 Número de vasos del xilema

Se procedió a observarlos al microscópico (Carl Zeiss) con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, posteriormente se analizaron con objetivo 5x en un haz vascular enfocando a los vasos de xilema, en el caso de las hojas se tomó en cuenta la nervadura principal con un objetivo de 10x de las cuales se fotografiaron (Wilkinson 1979), por consiguiente se contaron todos los vasos del xilema del haz vascular fotografiada por tratamiento con su respectiva repetición los cuales se reportaron como total de vasos del xilema.

3.12 Diseño experimental

El diseño experimental fue diseño de bloques completamente al azar con un arreglo factorial (2X3), los factores fueron con injerto y sin injerto con tres tensiones hídricas dando lugar a 6 tratamientos con 4 repeticiones cada uno. Los datos obtenidos se analizaron en el programa InfoStat para determinar si presentaban normalidad o no. Los datos con distribución normal se procesaron en LSD Fisher con una diferencia mínima de ($p \leq 0.005$), mientras las que no presentaron distribución normal se procesaron con un análisis de varianza no paramétrica de Friedman.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Densidad estomática

En la interacción de los factores para esta variable muestran que no hay diferencia significativa entre tratamientos, sin embargo el valor más alto se obtuvo en plantas con injerto y estrés de 20 kPa con un valor de 223.37mm². En la comparación de medias en injerto y sin injerto no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos, de igual manera en factor estrés hídrico no hubo diferencia significativa.

Bakker (1991) menciona que cuanto más áridas sean las condiciones de crecimiento de la planta, mayor será la densidad estomática. Por otro lado, en condiciones más húmedas, la densidad estomática tiende a ser más baja, mientras que el tamaño de los estomas suele cambiar de forma inversa. Pares *et al.* (2003) menciona que la técnica del injerto afecta los valores de DE disminuyendo el número de estomas/mm², lo que provoca un aumento en la resistencia estomática, incrementando así la adaptabilidad de las plantas a condiciones de estrés. Salas *et al.* (2001) menciona que una reducción de la densidad estomática es debido principalmente a estrés hídrico, condiciones ambientales y latitud. Kebede *et al.*, (1994) obtuvieron una disminución de la frecuencia estomática en hojas sometidas a estrés hídrico en plantas de tomates tolerantes a la salinidad en comparación con plantas de tomate susceptibles.

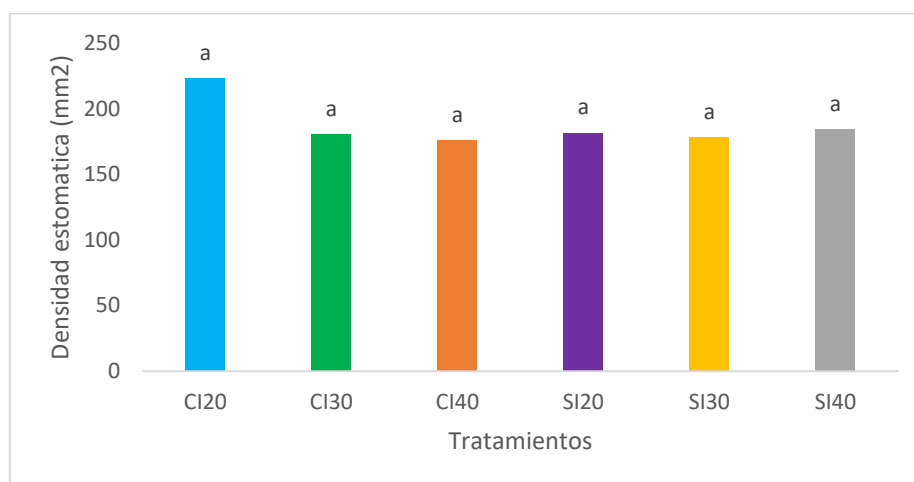


Figura 1. Densidad estomática en el haz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

4.2 Índice estomático

En la interacción de los factores para esta variable se encontró diferencia significativa ($p \leq 0.005$) entre tratamientos obteniendo el valor más alto de 5.50 % en plantas sin injerto con estrés de 30 kPa. Los resultados obtenidos son similares a los que reporta Peralta (2016) quien obtuvo diferencias altamente significativas en plantas de pepino donde el índice estomático fue menor en dos variedades con injerto y con una tendencia a ser mucho menos con fertilización orgánica. En tomate, Rudich y Luchinsky (1986) señalan que diferentes tipos de estrés pueden afectar la distribución de los estomas. Roth *et al.* (1986), menciona que el índice estomático pueden variar de acuerdo a las condiciones ambientales, así como de la parte de la hoja que se utilice para realizar el estudio.

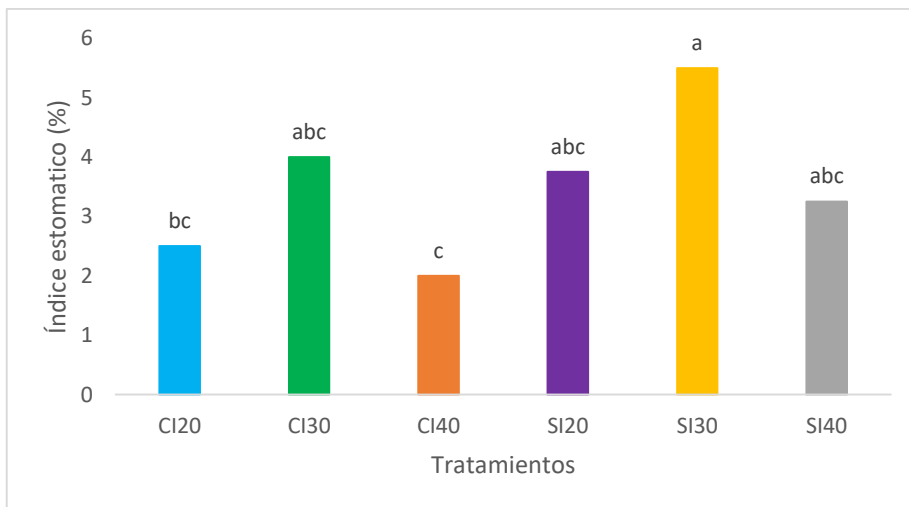


Figura 2. Índice estomático en el haz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

4.3 Número de haces vasculares en tallo

En la interacción de los factores para esta variable se encontró diferencia significativa ($p \leq 0.005$) en el número de haces vasculares en tallo sobre plantas injertadas con tensión hídrica de 20 kPa y plantas sin injerto con estrés hídrico de 40 kPa, los cuales tuvieron un valor de 10.75. En la comparación de medias en cuanto a injerto y sin injerto no se encontraron diferencias significativas entre tratamientos, de igual manera en el factor estrés hídrico no hubo diferencias significativas.

González *et al.* (2003), menciona que el diámetro del tallo del patrón es un factor determinante en el éxito de los injertos, asociado ello a la regeneración de haces vasculares. Durante la formación de la unión del injerto, muchos investigadores han observado la proliferación del callo (del portainjerto y el vástago), la formación de puentes callosos, la diferenciación del nuevo tejido vascular de las células del callo y la producción de xilema y floema secundario (Hartmann *et al.*, 1997).

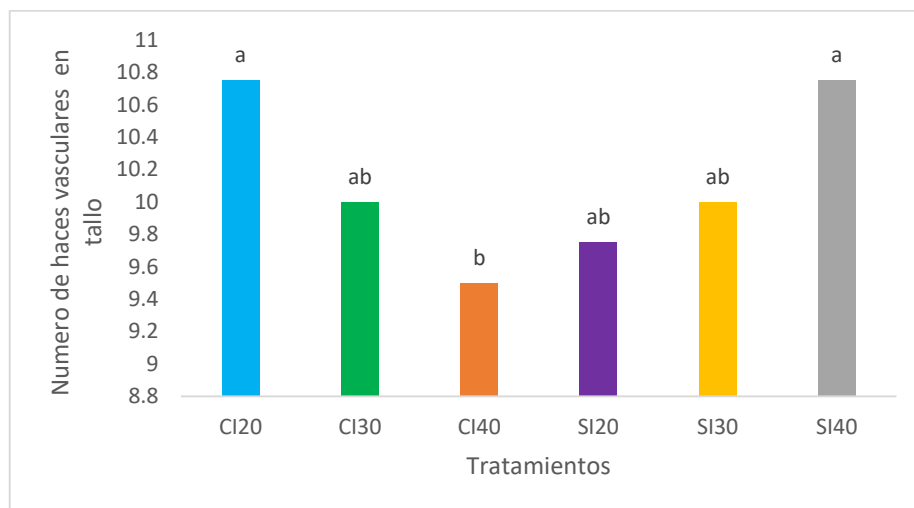


Figura 3. Número de haces vasculares en tallo de plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 4 se muestran las microfotografías de los haces vasculares en tallo de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

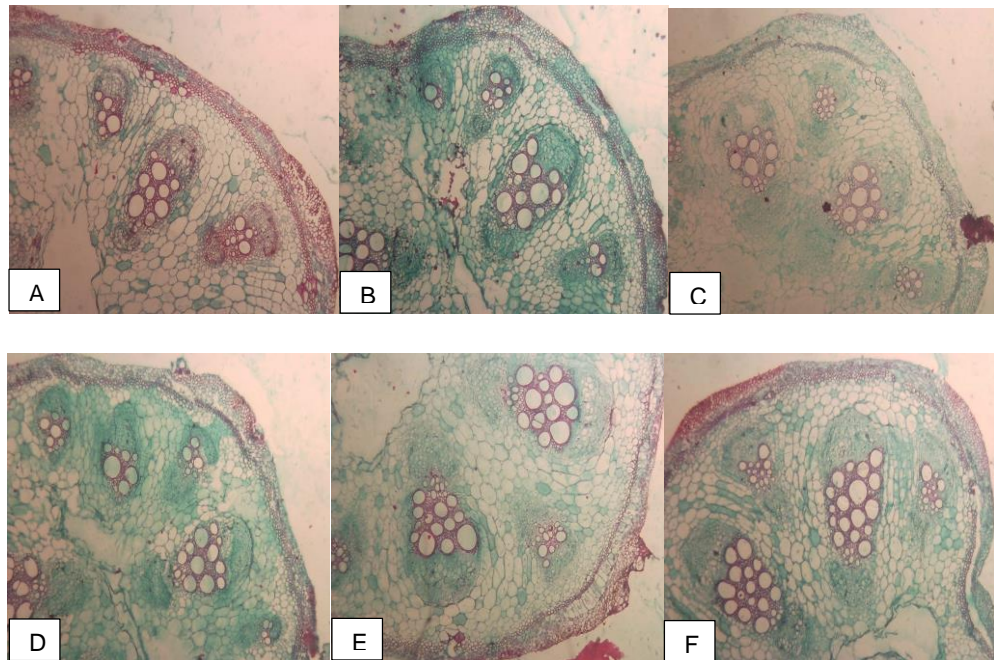


Figura 4. Microfotografías de los haces vasculares en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 2.5x

4.4 Número de haces vasculares en raíz

En la interacción de los factores para esta variable no se encontró diferencia significativa entre tratamientos. En la comparación de medias en injerto y sin injerto no se encontraron diferencias significativas de igual manera en el factor estrés hídrico no hubo diferencia significativa. Martínez *et al.* (2010) menciona que la morfología del sistema vascular se modifica durante formación de unión de injerto. Cabe mencionar que para tener una exitosa unión del injerto, la variedad y porta injerto deben tener diámetros de vástago similares en el momento del injerto; así sus haces vasculares se pueden alinear y estén en contacto completo uno con el otro (Miles *et al.*, 2014). La conexión insuficiente de los haces vasculares entre el vástago y el portainjerto disminuye el flujo de agua (Torii *et al.*, 1992).

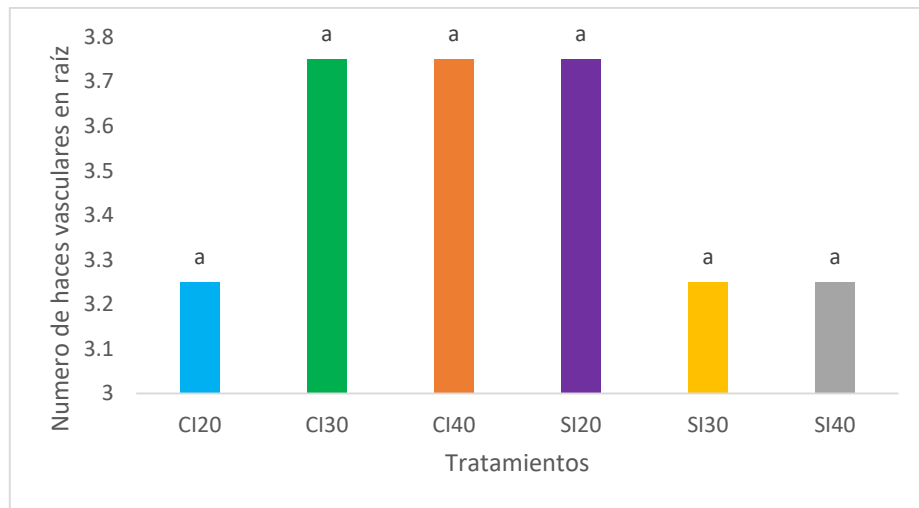


Figura 5. Número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 6 se muestran las microfotografías de los haces vasculares en raíz de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

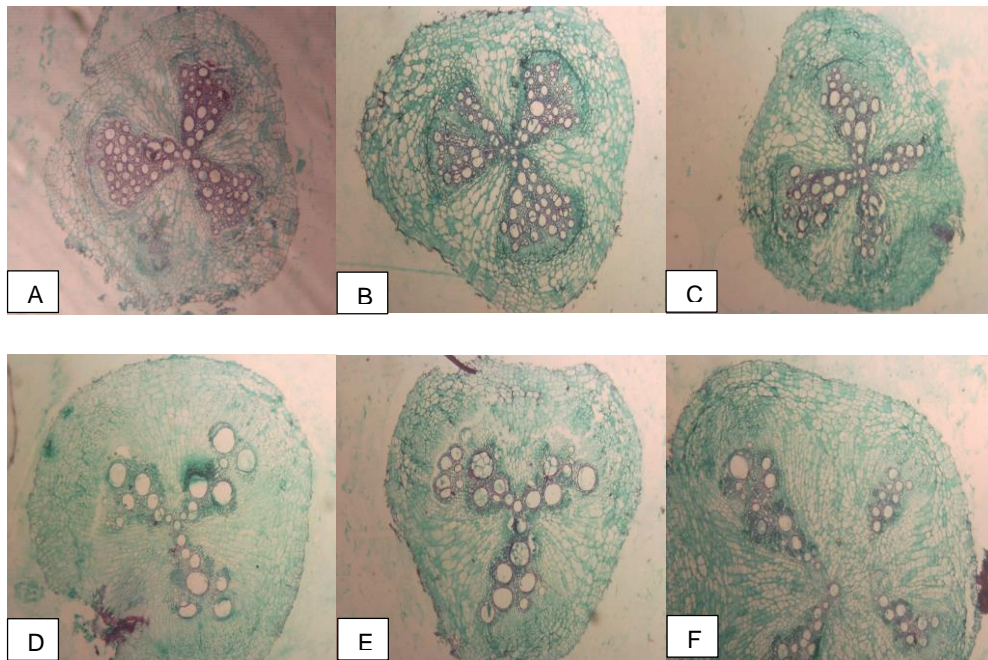


Figura 6. Microfotografías de los haces vasculares en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 2.5x

4.5 Número de vasos de xilema en raíz

En la interacción de los factores para esta variable se encontró una alta diferencia significativa ($p \leq 0.005$) sobre plantas sin injerto con estrés de 40 kPa y 20 kPa. Zarate *et al* (2017) obtuvo que el testigo absoluto presento mayor número de vasos de xilema en raíz con un valor de 39.5. Castro (2017) obtuvo que el número de vasos de xilema en la raíz fue 35.24 % superior al testigo relativo, plantas con la aplicación solamente con silicio en comparación con el testigo.

Como respuesta al déficit hídrico en el suelo, las plantas producen una molécula reguladora del crecimiento, el ácido abscísico (ABA) que es transportado por el xilema desde la raíz a hojas maduras en donde induce el cierre de los estomas, evitando una mayor pérdida de agua (Ruiz *et al.*, 2001). Otra respuesta observada es un menor crecimiento de la parte aérea de la planta con relación a la raíz (León *et al.*, 2004).

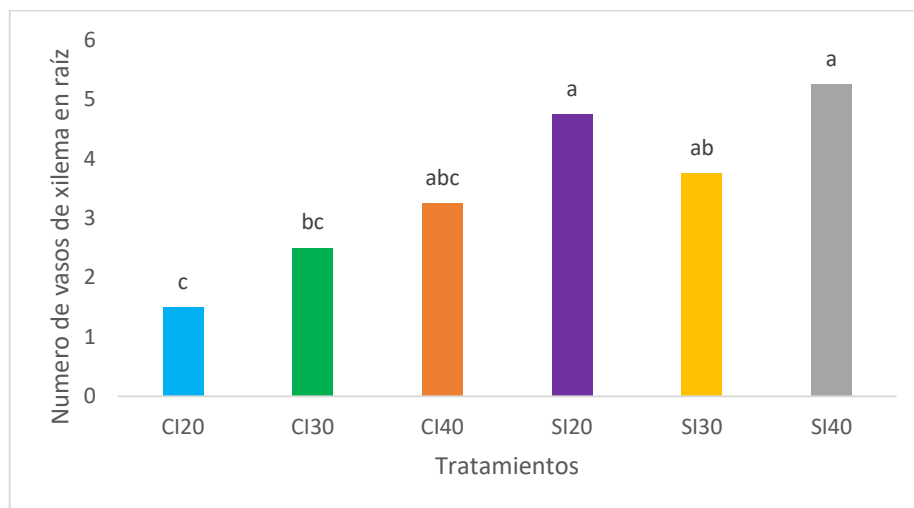


Figura 7. Número de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 8 se muestran las microfotografías de los vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

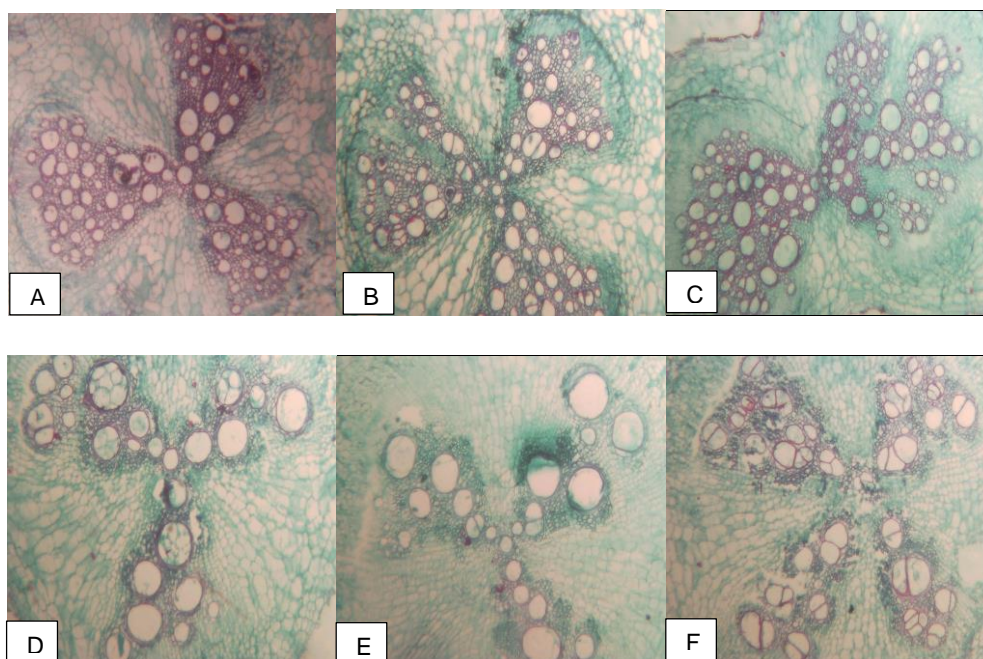


Figura 8. Microfotografías de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 5x.

4.6 Número de vasos de xilema en tallo

En la interacción de los factores para esta variable no se encontró diferencia significativa entre tratamientos, sin embargo el mayor número de vasos de xilema se obtuvo en plantas injertadas con estrés de 20 kPa. Esto concuerda con Johkan *et al.* (2009) quien reporta que las plantas de chile dulce injertadas mostraron conexiones de xilema poco desarrolladas en el sitio del injerto. Sin embargo Sosa (2014) obtuvo diferencias significativas en el número de vasos del xilema en plantas de melón.

Zimmermann (1983) menciona que 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. En injertos, la unión y continuidad de los vasos del xilema es una de las formas más confiables para estimar compatibilidad entre injerto/portainjerto, y conocer así los posibles problemas que pudieran ocurrir en el desarrollo de plantas injertadas (Nieto y Borys, 1999).

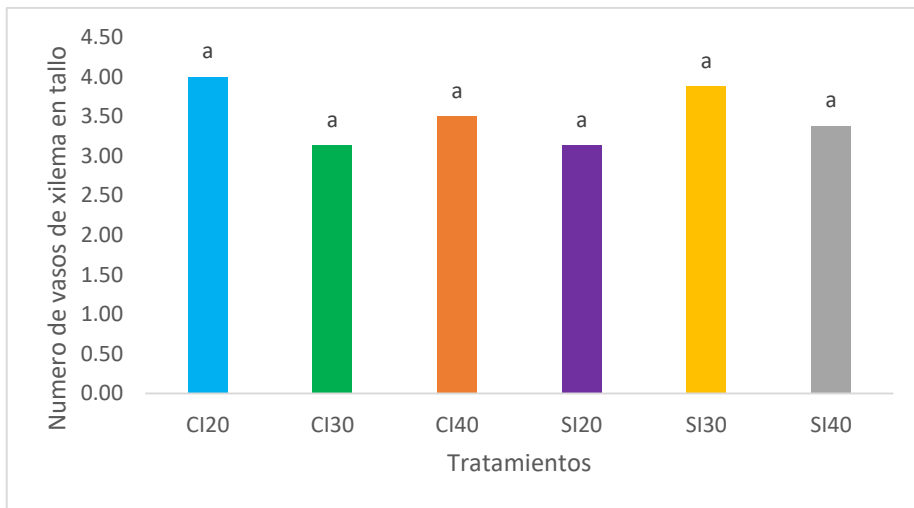


Figura 9. Número de vasos de xilema en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 10 se muestran las microfotografías de los vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

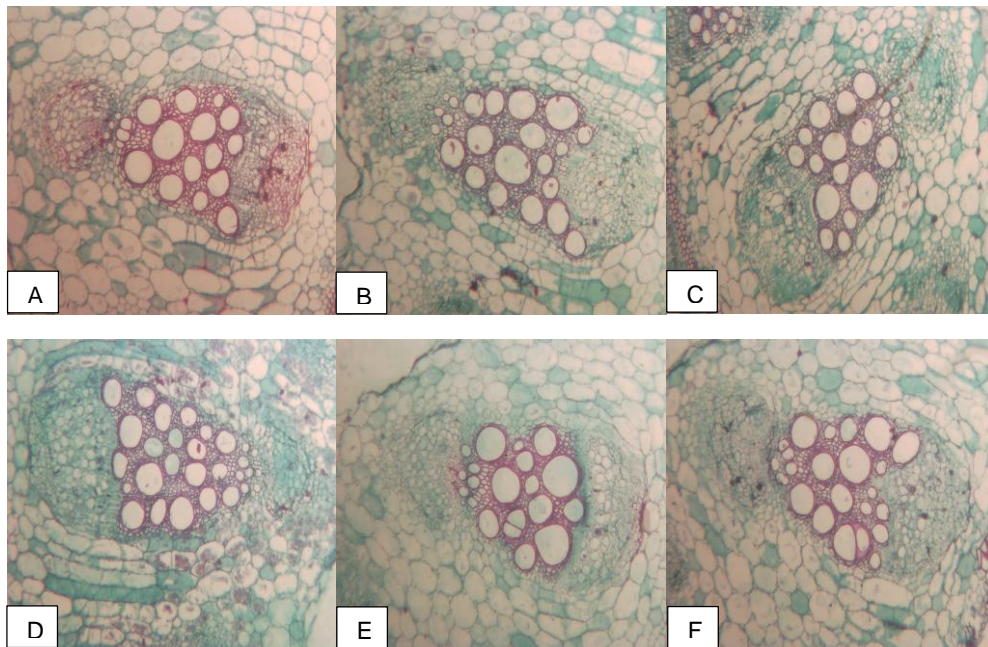


Figura 10. Microfotografías de vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 5x.

4.7 Número de vasos de xilema en hoja

En la interacción de los factores para esta variable no se encontró diferencia significativa entre tratamiento sin embargo los mayores valores se obtuvieron en plantas sin injerto con estrés de 20 kPa, 30 kPa y 40 kPa. Zarate *et al.* (2017) reporta que en plantas de tomate con estrés biótico no se encontró diferencia estadística en número de vasos de xilema. Castro (2017) obtuvo un menor número de vasos de xilema en todos los tratamientos respecto al testigo, siendo el tratamiento plantas con la aplicación de silicio e inoculadas con *F. oxysporum* f. sp. *lycopersici* la que presentó la mayor reducción con 25%.

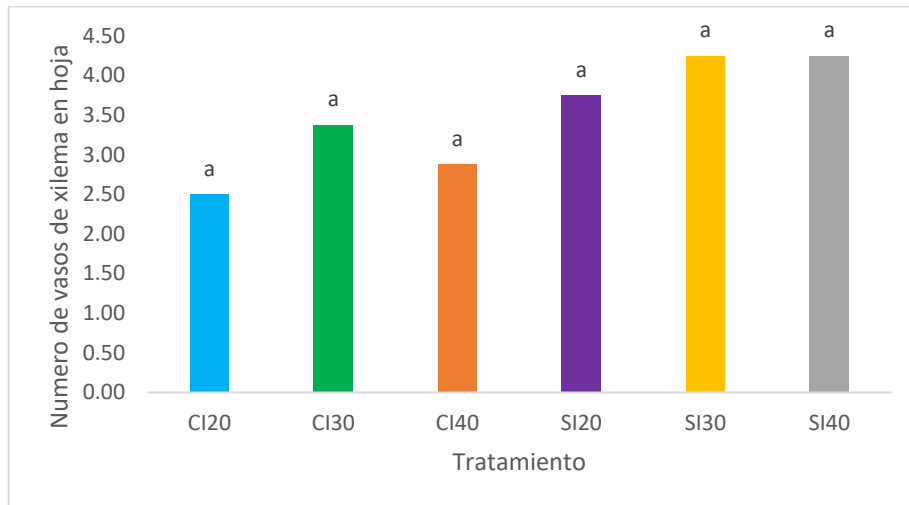
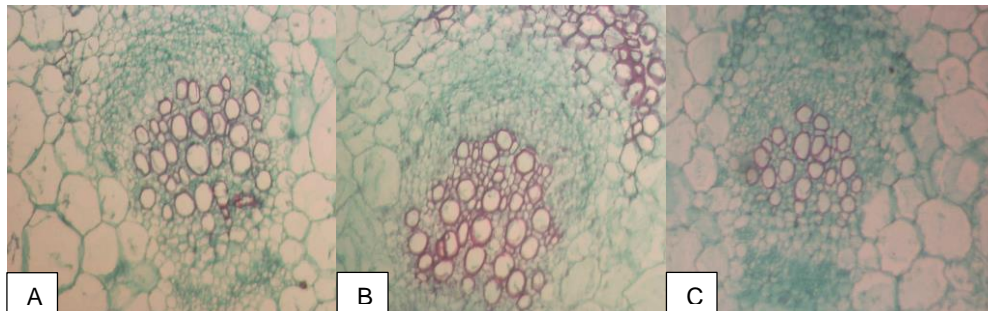


Figura 11. Número de vasos de xilema en hoja en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 12 se muestran las microfotografías de los vasos de xilema en hoja de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.



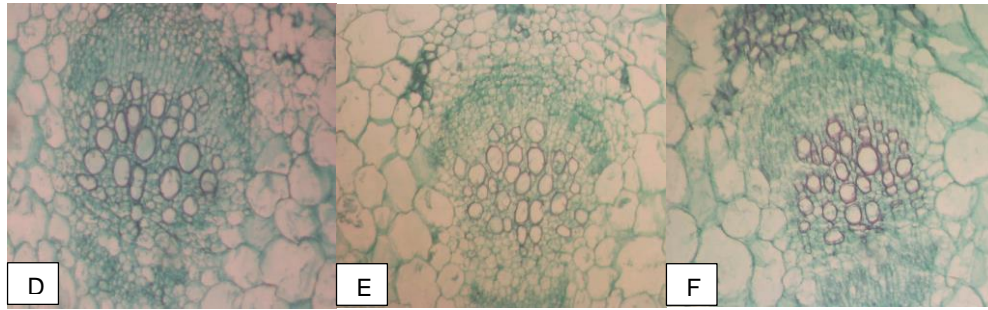


Figura 12. Microfotografías de vasos de xilema en hoja de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 10x.

4.8 Área de vasos de xilema en tallo

En la interacción de los factores para esta variable se encontró una diferencia significativa ($p \leq 0.005$) entre tratamientos, obteniendo la mayor área de vasos de xilema del tallo en plantas con injerto con estrés de 30 kPa. Esto concuerda con Sory *et al.* (2010) quienes obtuvieron que el área de los vasos del xilema del tallo en tomate fueron estadísticamente superiores en plantas injertadas. Sosa (2014) obtuvo diferencias altamente significativas en área del xilema en tallo y el ancho del haz vascular en plantas de melón.

La presencia de numerosos vasos cortos y de diámetro estrecho constituye una respuesta ante el déficit hídrico, evitando los problemas de embolismo que bloquean la conducción del agua (Laskowski, 2000). En relación a la histología general del tallo de *M. emarginata*, se observaron en el xilema secundario vasos de menor diámetro, más cortos y menos abundantes (Laskowski, 2000).

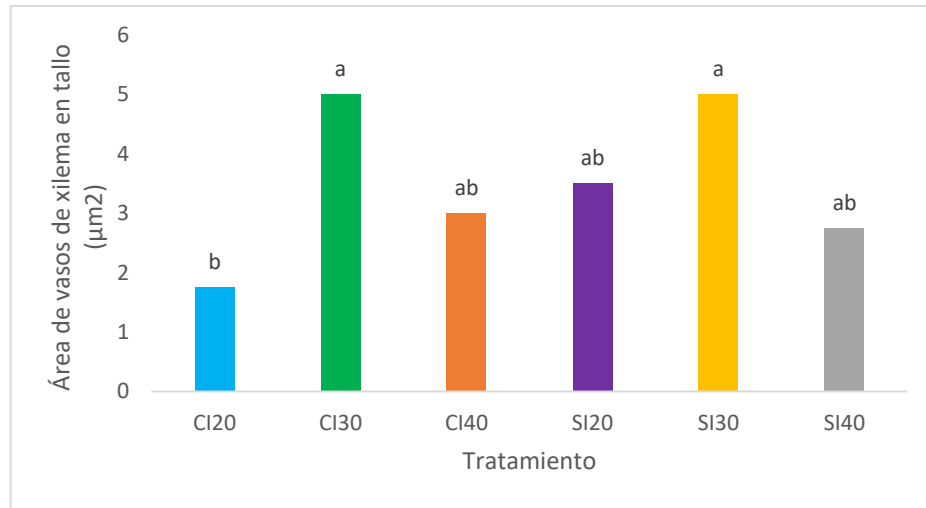


Figura 13. Área de vasos de xilema en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 14 se muestran las microfotografías de áreas de vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

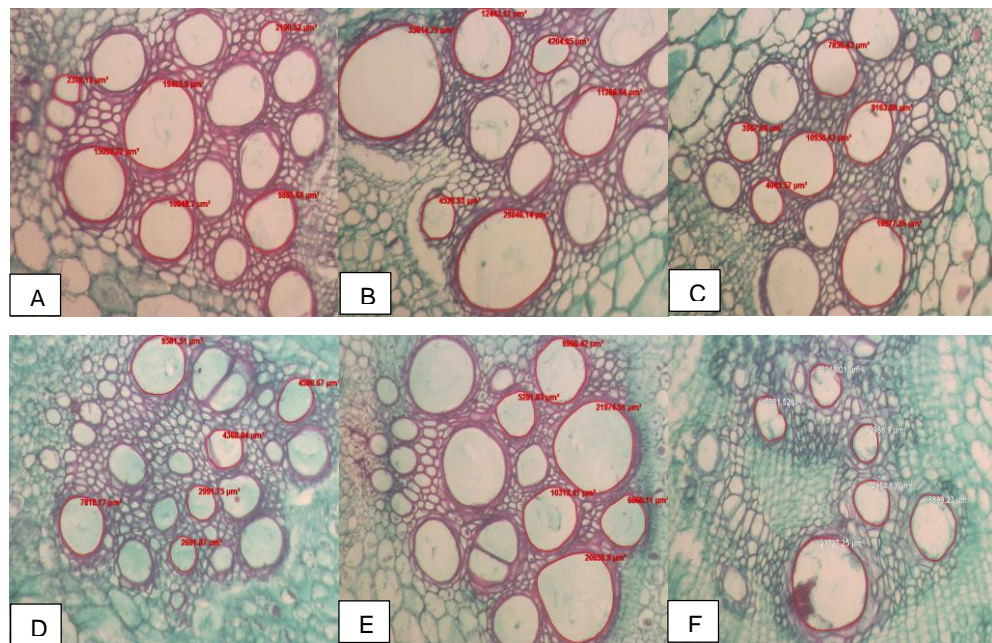


Figura 14. Microfotografías de áreas de vasos de xilema en tallo de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 10x.

4.9 Área de vasos de xilema en raíz

En la interacción de los factores para esta variable se encontró una diferencia significativa ($p \leq 0.005$) entre tratamientos, obteniendo mayor área de vasos de xilema en plantas con injerto con estrés de 20 kPa, obteniendo un valor de 12,432.54 μm^2 . En la comparación de medias con injerto y sin injerto se encontraron diferencias significativas ($p \leq 0.005$) en plantas con injerto, en el factor estrés hídrico no hubo diferencia significativa.

Zarate *et al.*, (2017) obtuvo un valor de 3,477.8 μm^2 de área de vasos de xilema en raíz sobre plantas de tomate con estrés biótico inoculadas con *Clavibacter michiganensis* sub. *Michiganensis*. Ramos *et al.*, (2004) reporta que la salinidad modificó la distribución de frecuencias de los diámetros internos de los elementos conductores del xilema en raíz de *Pappophorum philippianum*. Mientras que Ramírez *et al.*, (2015) obtuvo en plantas autotetraploides un promedio de 1,309.68 μm^2 de área de vasos de xilema en raíz superando a plantas diploides y tetraploides.

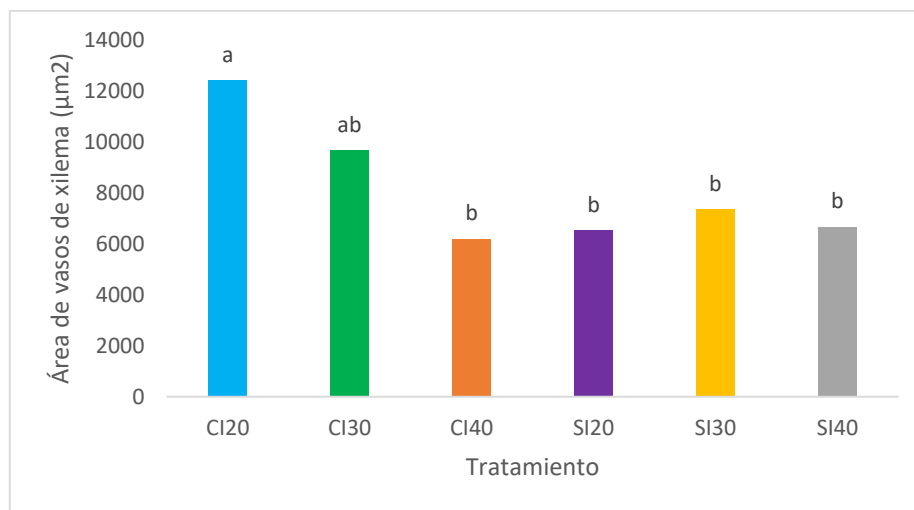


Figura 15. Área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 16 se muestran las microfotografías del área de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

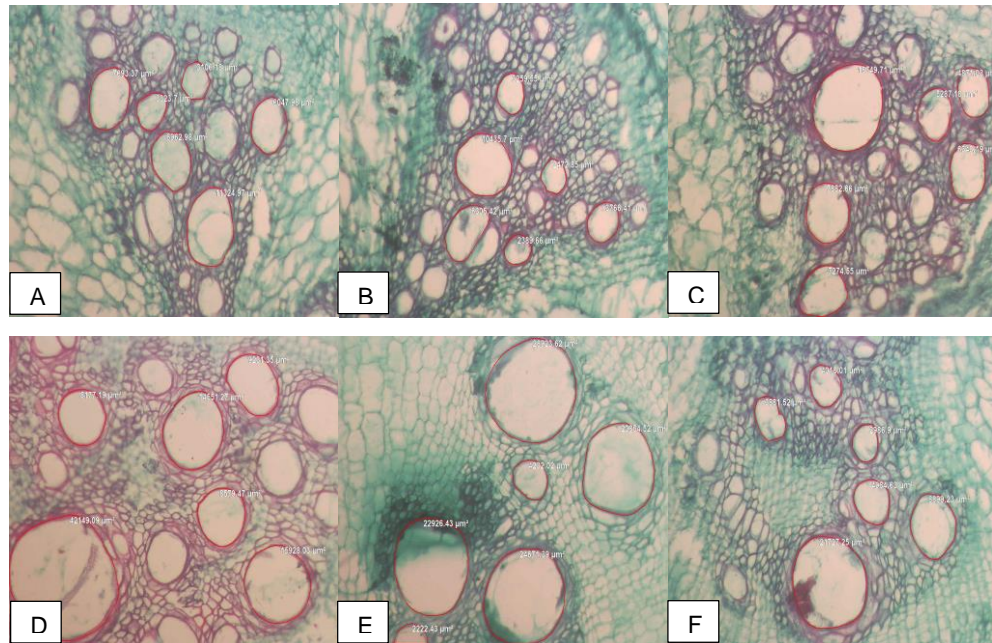


Figura 16. Microfotografías de área de vasos de xilema en raíz de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 10x.

4.10 Área de vasos xilema en hoja

En la interacción de los factores para esta variable no se encontró diferencia significativa entre tratamientos, sin embargo el mayor valor se obtuvo en plantas sin injerto con estrés de 20 kPa, esto concuerda con Ayala *et al.* (2010), quien reporta que sin injerto mostró los mayores valores para el área en las células del xilema en plantas de aguacate. Ramírez *et al.* (2015) reporta que en plantas de tomate de cáscara el área de vasos de xilema de la nervadura central de la hoja (AXH) diploide presentó $655.08 \mu\text{m}^2$ mientras que los autotetraploides presentaron en promedio de $602.81 \mu\text{m}^2$. Para Fahn y Cluter (1992) las células pequeñas pueden resistir mejor las presiones negativas que las grandes, y puede ser una adaptación a condiciones de sequedad.

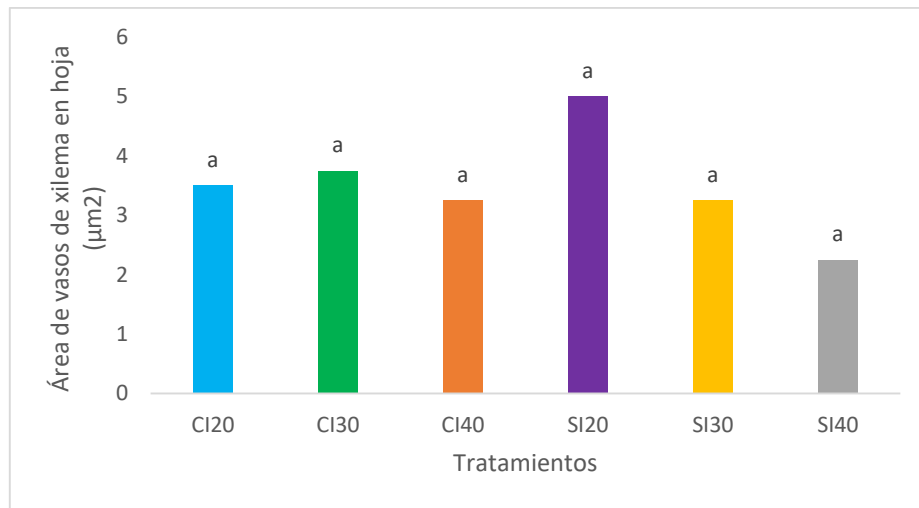


Figura 17. Área de vasos de xilema en hoja en plantas de melón con injerto y sin injerto bajo tres ambientes de estrés hídrico.

En la Figura 18 se muestran las microfotografías del área de vasos de xilema en hoja de plantas injertadas de melón sometidas a diferentes tensiones hídricas.

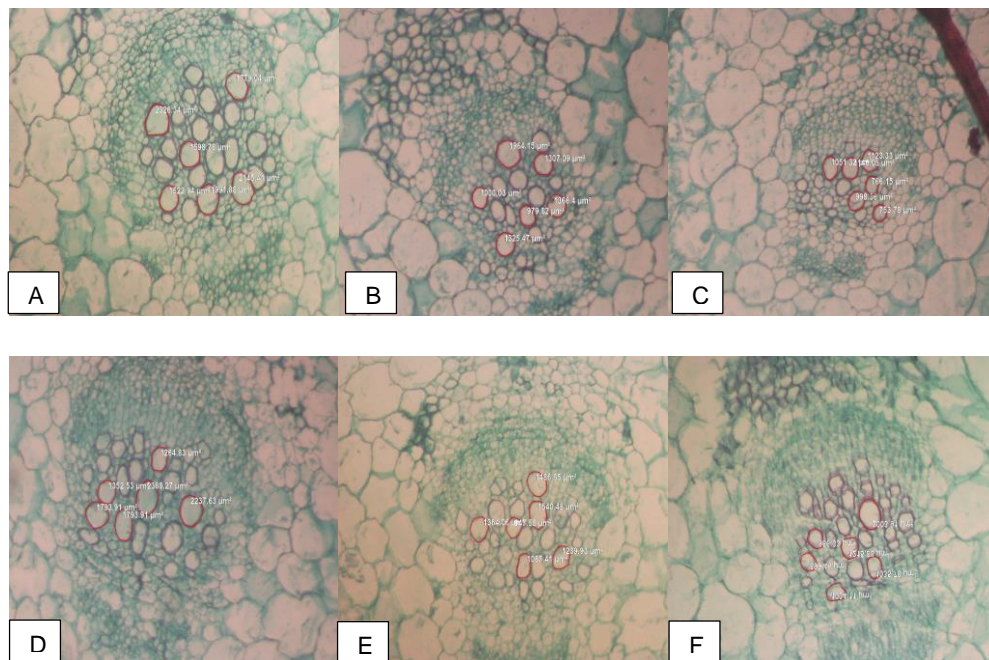


Figura 18. Microfotografías de áreas de vasos de xilema en hoja de plantas injertadas de melón con diferentes tensiones hídricas. A) SI20; B) SI30; C) SI40, D) CI20; E) CI30; F) CI40. Objetivo 10x.

V. CONCLUSIÓN

Se concluye que el injerto influyó de manera significativa con estrés hídrico de 20 kPa en el número de haces vasculares en tallo, de la misma manera con injerto y estrés hídrico de 30 kPa se obtuvo mayor área de vasos de xilema en tallo, y con injerto a estrés hídrico de 20 kPa se obtuvo significancia entre tratamientos en el área de vasos de xilema en raíz. Con el uso de injertos se obtuvieron los mayores valores en densidad estomática mientras que en índice estomático con injerto se obtuvo una reducción.

VI. LITERATURA CITADA

- Abarca R. P. 2017.** Manual de manejo agronómico para cultivo de melón (*Cucumis melo* L). Instituto de Desarrollo Agropecuario-Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Boletín INIA/N°01.
- Acosta M. A. 2005.** La técnica del injerto en plantas hortícolas. Horticultura Revista de Industria Distribución y Socioeconomía Hortícola, ISSN: 1132-2950.
- Aloni B., Karni L., Deventurero G., Levin Z., Cohen R., Katzir N., Lotan P. M., et al. 2008.** “Physiological and biochemical changes at the rootstock-scion interface in graft combinations between Cucurbita rootstocks and a melon scion”. The Journal of Horticultural Science and Biotechnology. 83 (6): 777–83.
- Ayala A. J., Barrientos P. A. F., Colinas L. M. T., Sahagún C. J., y Reyes A. J. C. 2010.** “Relaciones injerto-interinjerto y características anatómicas y fisiológicas de la hoja de cuatro genotipos de aguacate”. Revista Chapingo. Serie horticultura 16 (2): 147–54.
- Azcón B. J. y Talón M. 2003.** Fundamentos de fisiología vegetal. Edicions Universitat de Barcelona. 133 pp.
- Bakker J.C. 1991.** Effects of humidity on stomatal density and its relation to leaf conductance. Scientia Hort, culturae, 48 205-212.
- Blum A. 2009.** “Effective use of water (EUW) and not water-use efficiency (WUE) is the target of crop yield improvement under drought stress”. Field Crops Research 112 (2): 119–23.
- Cabrera F. A. V. 2004.** Producción de hortalizas de clima cálido. Univ. Nacional de Colombia.
- Castro R. L. 2017.** Efecto del Silicio en la Micromorfología de Plantas de Tomate (*Solanum lycopersicum* L.) Inoculadas con *Fusarium oxysporum* f. sp. *lycopersici*. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.

- Covarrubias R. A. A. 2007.** Sobrevivir al estrés: cómo responden las plantas a la falta de agua. *Biotecnología V14 CS3.indd* 253.
- Colla G., Roupael Y., Cardarelli M., Massa D., Salerno A., y Rea E. 2006.** “Yield, fruit quality and mineral composition of grafted melon plants grown under saline conditions”. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 81 (1): 146–52.
- Cohen R., Burger Y., Horev C., Porat A., y Edelstein M. 2005.** “Performance of Galia-type Melons Grafted on to Cucurbita Rootstock in *Monosporascus Cannonballus*-infested and Non-infested Soils”. *Annals of Applied Biology* 146 (3): 381–87.
- Croxdale J. 2000.** Stomatal patterning in angiosperms. *American Journal of Botany* 87 (8):1069-1080.
- Davis A. R., Perkins V. P., Sakata Y., López G. S, Maroto J. V., Lee S. G., Huh Y. C., et al. 2008.** “Cucurbit Grafting”. *Critical Reviews in Plant Sciences* 27 (1): 50–74.
- Davis A. R and. Perkins V. P. 2005.** Rootstock effects on plant vigor and watermelon fruit quality. *Cucurbit Genet.* 28:39-42.
- De Miguel A. 2009.** Evolución del Injerto de hortalizas en España. *Horticultura Internacional*.
- Di Gioia F., Serio F., Donato B., Osman A., y Santamaria P. 2010.** Influence of rootstock on vegetative growth, fruit yield and quality in “Cuore di Bue”, an heirloom tomato. Vol. 85.
- 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”. *The Journal of Horticultural Science and Biotechnology* 79 (3): 370–74.

- Escalona V., Alvarado P., Monardes, H. 2009.** Manual de Cultivo de Sandía (*Citrullus lanatus*) y Melón (*Cucumis melo*). Innova- Chile.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura). 2014.** Anuario estadístico de la FAO.
- Fahn A. DF. Cutler. 1992.** Encyclopedia of Plant Anatomy. Vol 13-Xerophytes .176 pp.
- Fernández G. N., Martínez V., y Carvajal M. 2004.** Effect of salinity on growth, mineral composition, and water relations of grafted tomato plants. Vol. 167.
- Florido B. M. y Bao F. L. 2014.** “Tolerancia a Estrés por Déficit Hídrico en Tomate (*Solanum lycopersicum* L.)”. Cultivos Tropicales 35 (3).
- Fornaris G. J. 2001.** Conjunto Tecnológico para la Producción de Melón “Cantaloupe” y “Honeydew”. Características de la planta. San Juan, P. R. 161:2-7.
- Gaytán M. A. y Chew M. Y. I. 2014.** Injerto en melón y sandía. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Núm. 14.
- Gálvez L. A y López M. J. 2014.** Efecto del estrés hídrico en un cultivo en invernadero de pimiento injertado. Hortofruticultura, IMIDA (Instituto Murciano de I+D Agrario y Alimentario). (Murcia), España.
- Giacconi M. V y Escaff G. M. 2004.** Cultivo de Hortalizas. Editorial Universitaria. Santiago Chile. 229 pp.
- Gimenez C., Mitchell V. J y Lawlor D. W. 1992.** “Regulation of Photosynthetic Rate of Two Sunflower Hybrids under Water Stress”. Plant Physiology 98(2): 516–24.
- Gómez G. L y Gómez C. R. 2017.** El melón en invernadero. Instituto Hortofruticultura Subtropical y Mediterránea “La Mayora” UMA-CSIC/Algarrobo, Málaga-España.
- Gómez M. Y., Boicet F. T., Murillo A. B., Larrinaga M. J., Tornes O. N., Boudet A. A. D., Meriño H. Y. 2011.** Rendimiento y sus componentes en variedades de

tomate (*Solanum lycopersicon* Mill.) bajo condiciones de sequía en campo. Centro Agrícola, 38(1): 13-17.

González J.M., Radillo F., Martínez F. De J. y Bazán M. 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. 43 pp.

Hartmann H.T., Kester D.E., Davies F.T., Geneve R.L. 1997. Plant Propagation: Principles and Practices. Prentice Hall, Upper Saddle River, NJ, USA, 770 pp.

Hernández S. M. 1984. Manual de laboratorio citología y citogenética. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Pp 87.

Hoyos P. 2007. Situación del injerto en horticultura en España: Especies, zonas de producción de plantas, portainjertos. Horticultura 199: 12-15.

Japon Q. J. 1981. El cultivo de melón y sandía. Hojas divulgadoras del Ministerio de Agricultura y Pesca. Núm. 23-24/81 HD.

Johkan M., Mitukuri K., Yamasaki S., Mori G., y Oda M. 2009. "Causes of defoliation and low survival rate of grafted sweet pepper plants". Scientia Horticulturae 119 (2): 103–7.

Kebede H., Martin B., Nienhuis J., y King G. 1994. "Leaf Anatomy of Two *Lycopersicon* Species with Contrasting Gas Exchange Properties". Crop Science 34 (1): 108–13.

Kemble J. M. 1996. Guide to the Commercial Production of Muskmelon (Cantaloupe) and Related Melons. Alabama Cooperative Extension System. ANR-974.

Kirkbride J. JH. 1993. Biosystematics monograph of the genus *Cucumis* (Cucurbitaceae). Parkway Publishers, Boone, North Carolina.

Kumar G.N.M. 2011. Propagation of Plants by Grafting and Budding. Washington State University. A Pacific Northwest Extension Publication. Pp19.

- Laskowski L. E. 2000.** “Características anatómicas de la hoja y el tallo del semeruco (*Malpighia emarginata* DC) cultivado en dos localidades del Estado Lara”. *Bioagro* 12 (2).
- León R. M. de JE., Xoconostle C. B., Ruiz M. R. 2004.** Comunicación intercelular a distancia a través del floema en plantas. *Ciencia al Día internacional*. Vol. 5, No. 2. ISSN 0717-3849.
- Luna F. W., Estrada M. H., Morales M. E., y Álvarez R. O. 2015.** “Plant stress by water deficit: A review”. *Chilean Journal of Agricultural and Animal Sciences* 31: 61–69.
- Martínez B. M. C., Alcaraz L. C., Muries B., Mota C. C., Carvajal M. 2010.** Physiological aspects of rootstock-scion interactions. *Scientia Horticulturae* 127 112-118.
- Martín R. J. A. 2016.** Efecto de la combinación patrónportainjerto, estado de maduración del fruto y condiciones de estrés hídrico o salino sobre el contenido en compuestos bioactivos del pimiento (*capsicum annum* l.). Master universitario en mejora genética vegetal. Universitat Politècnica de Valencia.
- Mascorro G. A., Chew M. Y. 2014.** Injerto en melón y sandía. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Centro de Investigación Regional Norte Centro Campo Experimental La Laguna, Matamoros, Coahuila. Núm. 14.
- McCreight, J. D., Nerson H., y Grumet R. 1993.** “20 - Melon: *Cucumis melo* L.” En *Genetic Improvement of Vegetable Crops*, editado por G. Kalloo y B. O. Bergh, 267–94. Amsterdam: Pergamon.
- McGregor S. E. 1976.** Insect pollination of cultivated crop plants. USDA, Agricultural Handbook 476:1-411. U.S. Government printing office, Washington, D.C, USA.
- Metcalf C. y Chalk L. 1950.** *Anatomy of the Dicotyledons*. Vol. 1. Clarendon Press, Londres.

- Miles C., Flores M., Estrada E. 2014.** Injertos Hortícolas: Sandía. Universidad Estatal de Washington. FS100ES.
- Moreno M. B., Contreras E. S., Krarup H. C. 2015.** Tecnología para mayor sostenibilidad. Agronomía y Forestal n°51.
- Nemec S., Constant R. y Patterson M. 1975.** Distribution of obstructions to water movement in citrus with and without blight. Proc. Florida State Hort. Soc. 88:70-75.
- Ozlem A., Ozdemir N. y Gunen Y. 2007.** Efecto del injerto en el crecimiento, el rendimiento y la calidad de las plantas de sandía. Journal of Agronomy, 6: 362-365.
- Parés M. J., Arizaleta M., Sanabria M. E., y Brito L. 2004.** “Características de los estomas, densidad e índice estomático y su variación en función a la injertación en *Annona muricata* L. Y *A. Montana* madfac.” Bioagro 16 (3).
- Parra Q. R. A., Rodríguez O. J. L., González H. V. A. 1999.** Transpiración, potencial hídrico y prolina en zarzamora bajo déficit hídrico. TERRA Latinoam. 17:125-130.
- Peralta M. R. M., Cabrera De la F. M., Morelos M. A., Benavides M. A., Ramírez G. F., y González F. J. A. 2016.** “Micromorfología del pepino obtenido mediante injerto y desarrollado en dos sistemas de fertilización”. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, núm. 17.
- Petropoulos S. A., Olympios C., Ropokis A., Vlachou G., Ntatsi G., Paraskevopoulos A. and Passam H. C. 2014.** FruitVolatiles, Quality, and Yield of Watermelon as Affected by Grafting. FruitVolatiles, Quality, and Yield of Watermelon as Affected by Grafting. J. Agr. Sci. Tech. Vol. 16: 873-885.
- Portos G. N. L. 2016.** Manual de Procedimiento y Técnicas sobre la Elaboración de Preparaciones Histológicas en Microtomía. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Laboratorio de Citogenética. Pp 46.

- Ramírez G. F., Robledo T. V., Reyes V. M. H., Escobedo B. L., Torres T. M. A. y García O. H. T. 2015.** “Estudio histológico y morfológico de plantas autotetraploides y diploides de tomate de cáscara”. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas, núm. 12.
- Ramírez G. F., Robledo T. V., Foroughbakhch P. R., Benavides M. A y Alvarado V. M. A. 2013.** Viabilidad de polen, densidad y tamaño de estomas en autotetraploides y diploides de *Physalis ixocarpa*. Botanical Sciences 91 (1): 11-18, 2013.
- Reche M. J. 1996.** Poda de hortalizas en invernadero. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. España. Núm. 1-2/95HD.
- Rojas G. V. 2011.** Botánica General. Desde Los Musgos Hasta Los Árboles.
- Roth I., Merida T. y Lindorf H. 1986.** Morfología y anatomía foliar de plantas de la Selva Nublada de Rancho Grande. Parque Nacional “Henry Pittier”. El ambiente físico, ecología general y anatomía vegetal. Fondo Editorial Act. Cient. Venezolana. 205-241 pp.
- Rudich J. y Luchinsky V. 1986.** Water economy. In: J. G. Atherton y J. Rudich (eds.) The Tomato Crop. Chapman Hall. London. 335-389 pp.
- Ruiz S. CA. y Russián L. T. 2017.** Melón: cultivo y poscosecha en la península de Paraguaná. Maracay, Venezuela, Instituto Nacional de Investigaciones. 112 pp.
- SAGARPA** (Secretaría de agricultura, ganadería, desarrollo rural, pesca y alimentación). 2017.
- Salas J. A., Sanabria M. E. y Pire R. 2001.** “Variación en el índice y densidad estomática en plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) sometidas a tratamientos salinos”. Bioagro 13 (3).
- Sass J.E. 1958.** Botanical Microtechnique. 3th ed. The Iowa State College Pres.

- Shahidul I.M., Bashar H.M.K., Howlader M.I.A., Sarker J.U and Al-Mamun M.H. 2013.** Effect of grafting on watermelon growth and yield. KHON KAEN AGR. J. 41 SUPPL. 1.
- SIAP (Servicios de Informacion Agroalimentaria y Pesquera), 2016.**
- Sibomana C. I., Aguyoh N. J., Opiyo M. A. 2013.** Water stress affects growth and yield of container grown tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) plants. Global journal of bio-science and biotechnology. vol.2 (4) 2013: 461-466. ISSN 2278 – 9103.
- Sosa F. V. P. 2014.** Irradiación de semillas de melón (*Cucumis melo* L.) con UV-B causa modificaciones morfológicas e histológicas en las plantas. Tesis maestría. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Pp 61.
- Sory T. A., Nieto A. R., Rodríguez P. J. E., Barrientos P. A. F., Ibáñez C. L. A., Romanchik K. E y Núñez C. C. A. 2010.** “Variación anatómica del xilema en tallo de cultivares de tomate injertados en un tipo criollo”. Revista Chapingo. Serie horticultura 16 (1): 67–76.
- Taiz L y Zeiger E. 2006.** Fisiología Vegetal. Publicaciones de la Universidad Jaime I, D. L. 583 pp.
- Torres J y Miquel J. 2003.** La geografía del comercio del melón. Horticultura internacional. Departamento de Producción y desarrollo de Anecoop.
- Torii T., Kawazaki M., Okamoto T., Kitani O. 1992.** Evaluation of graft-take using athermal camera. Acta Hortic. 319, 631–634.
- Wilkinson H. P.1979.** The plant superface (mainly leaf). In: Metcalfe C.R. y Chalk L. Eds. Anatomy of the Dicotyledons, 2 nd ed. Vol. 1, pp. 97-165. Claredon Press, Oxford.
- Zárate M. W., González M. S., Pliego Z. C. A., Ramírez G. F., Juárez M. A. 2017.** Efecto de los Ácidos Fenólicos en la Micromorfología de Plantas de Tomate

bajo Condiciones de Estrés Biótico. Sexto congreso Internacional de Investigación en Ciencias Básicas y Agronómicas. 280 pp.

Zimmermann M.H. 1983. Xylem structure and the ascent of sap. In: Springer Verlag, Berlin. España.

VII. ANEXOS

Cuadro 1. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto sometidas a estrés hídrico de 20 kPa, 30 kPa y 40 kPa.

Integración	NHV raíz	NHV tallo	NVX raíz	NVX tallo	NVX hoja	AVX-raíz (µm ²)	AVX-tallo (µm ²)	AVX-hoja (µm ²)	DE (mm ²)	IE (mm ²)
CI20	3.25a	10.75a	1.50c	4.00a	2.50a	12432.54a	1.75b	3.50a	223.37a	2.50bc
CI30	3.75a	10ab	2.50bc	3.13a	3.38a	9675.11ab	5.00a	3.75a	180.59a	4.00abc
CI40	3.75a	9.50b	3.25abc	3.50a	2.88a	6197.63b	3.00ab	3.25a	176.01a	2.00c
SI20	3.75a	9.75ab	4.75a	3.13a	3.75a	6514.71b	3.50ab	5.00a	181.51a	3.75abc
SI30	3.25a	10.00ab	3.75ab	3.88a	4.25a	7345.89b	5.00a	3.25a	177.84a	5.50a
SI40	3.25a	10.75a	5.25a	3.38a	4.25a	6670.07b	2.75ab	2.25a	184.26a	3.25abc
Significancia	ns	**	**	ns	ns	**	**	ns	ns	**
CV (%)	17.17	7.08	8.454	12.38	11.66	36.99	9.404	11.43	18.83	9.89

**= significativo al 0.005, ns= no significativo, medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$), NHV= Numero de haces vasculares, NVX=Numero de vasos de xilema, AVX=área de vasos de xilema, DE=Densidad estomática, IE=Índice estomática.

Cuadro 2. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto.

Factor	NHV raíz	NHV tallo	AVX-raíz (µm ²)	AVX-tallo (µm ²)	DE (mm ²)
CI	3.58a	10.08a	9435.09a	11018.69a	193.32a
SI	3.42a	10.17a	6843.55b	11367.82a	181.20a
Significancia	ns	ns	**	ns	ns
CV (%)	17.17	7.08	36.99	25.69	18.83

**= significativo al 0.005, ns= no significativo, medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$), NHV= Numero de haces vasculares, AVX= Área de vasos de xilema, DE=Densidad estomática.

Cuadro 3. Comparación de medias de las variables evaluadas en plantas de melón con injerto y sin injerto.

Factor	NHV raíz	NHV tallo	AVX-raíz (µm ²)	AVX-tallo (µm ²)	DE (mm ²)
20	3.75a	10.25a	9473.62a	10599.22ab	202.44a
30	3.25a	10.00a	8510.50a	13131.95a	179.22a
40	3.50a	10.13a	6433.85a	9848.59b	180.13a
Significancia	ns	ns	ns	**	ns
CV (%)	17.17	7.08	36.99	25.69	18.83

**= significativo al 0.005, ns= no significativo, medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p \leq 0.05$), NHV= Numero de haces vasculares, AVX= Área de vasos de xilema, DE=Densidad estomática.

Cuadro 4. Análisis de varianza para la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.50	5	0.30	0.83	0.5445
Injerto	0.17	1	0.17	0.46	0.5055
Tensión hídrica	1.00	2	0.50	1.38	0.2758
Injerto*Tensión hídrica	0.33	2	0.17	0.46	0.6376
Error	6.50	18	0.36		
Total	8.00	23			

Cuadro 5. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto.

Injerto	Medias	E.E
CI	3.58	0.17 A
SI	3.42	0.17 A

Cuadro 6. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tensión hídrica	Medias	E.E
20	3.75	0.21 A
30	3.25	0.21 A
40	3.5	0.21 A

Cuadro 7. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Injerto	Tensión hídrica	Medias	E.E
CI	20	3.25	0.3 A
CI	30	3.75	0.3 A
CI	40	3.75	0.3 A
SI	20	3.75	0.3 A
SI	30	3.25	0.3 A

SI	40	3.25	0.3 A
----	----	------	-------

Cuadro 8. Análisis de varianza para la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	5.58	5	1.08	2.09	0.1137
Injerto	0.04	1	0.04	0.08	0.7791
Tensión hídrica	0.25	2	0.13	0.24	0.7866
Injerto*Tensión hídrica	5.08	2	2.54	4.95	0.0194
Error	9.25	18	0.51		
Total	14.63	23			

Cuadro 9. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto.

Injerto	Medias	E.E
CI	10.08	0.21 A
SI	10.17	0.21 A

Cuadro 10. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tensión hídrica	Medias	E.E
20	10.25	0.25 A
30	10.00	0.25 A
40	10.13	0.25 A

Cuadro 11. Comparación de medias de la variable número de haces vasculares en tallo en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Injerto	Tensión hídrica	Medias	E.E
CI	20	10.75	0.36 A
CI	30	10	0.36 AB

CI	40	9.50	0.36 B
SI	20	9.75	0.36 AB
SI	30	10.00	0.36 AB
SI	40	10.75	0.36 A

Cuadro 12. Análisis de varianza para la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	119952663.72	5	23990532.74	2.65	0.0580
Injerto	40296399.68	1	40296399.68	4.45	0.0493
Tensión hídrica	38614250.00	2	19307125.00	2.13	0.1478
Injerto*Tensión hídrica	41042014.04	2	20521007.02	2.26	0.1328
Error	163178192.09	18	9065455.12		
Total	283130855.81	23			

Cuadro 13. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto

Injerto	Medias	E.E
CI	9435.09	869.17 A
SI	6843.55	869.17 A

Cuadro 14. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tensión hídrica	Medias	E.E
20	9473.62	1064.51 A
30	8510.50	1064.51 A
40	6433.85	1064.51 A

Cuadro 15. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en raíz en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Injerto	Tensión hídrica	Medias	E.E
CI	20	12432.54	1505.44 A

CI	30	9675.11	1505.44 AB
CI	40	6197.63	1505.44 B
SI	20	6514.71	1505.44 B
SI	30	7345.89	1505.44 B
SI	40	6670.07	1505.44 B

Cuadro 16. Análisis de varianza para la variable densidad estomática en plantas de melón.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	6423.59	5	1284.72	1.83	0.4282
Injerto	881.50	1	881.50	0.71	0.4109
Tensión hídrica	2767.31	2	1383.65	1.11	0.3503
Injerto*Tensión hídrica	2774.78	2	1387.39	1.12	0.3494
Error	22385.85	18	1243.66		
Total	28809.43	23			

Cuadro 17. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con injerto y sin injerto.

Injerto	Medias	E.E
CI	193.32	10.18 A
SI	181.20	10.18 A

Cuadro 18. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tensión hídrica	Medias	E.E
20	202.44	12.47 A
30	179.22	12.47 A
40	180.13	12.47 A

Cuadro 19. Comparación de medias de la variable densidad estomática en plantas de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Injerto	Tensión hídrica	Medias	E.E
---------	-----------------	--------	-----

CI	20	223.37	17.63 A
CI	30	180.59	17.63 A
CI	40	176.01	17.63 A
SI	20	181.51	17.63 A
SI	30	177.84	17.63 A
SI	40	184.26	17.63 A

Cuadro 20. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en hoja de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	14.00	3.50	A
CI30	15.00	3.75	A
CI40	13.00	3.25	A
SI20	20.00	5.00	A
SI30	13.00	3.25	A
SI40	9.00	2.25	A

Cuadro 21. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en hoja de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	10.00	2.50	A
CI30	13.50	3.38	A
CI40	11.50	2.88	A
SI20	15.00	3.75	A
SI30	17.00	4.25	A
SI40	17.00	4.25	A

Cuadro 22. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en raíz de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	6.00	1.50	C
CI30	10.00	2.50	BC
CI40	13.00	3.25	ABC
SI20	19.00	4.75	A

SI30	15.00	3.75	AB
SI40	21.00	5.25	A

Cuadro 23. Comparación de medias del variable número de vasos de xilema en tallo de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	16.00	4.00	A
CI30	12.50	3.13	A
CI40	14.00	3.50	A
SI20	12.50	3.13	A
SI30	15.50	3.88	A
SI40	13.50	3.38	A

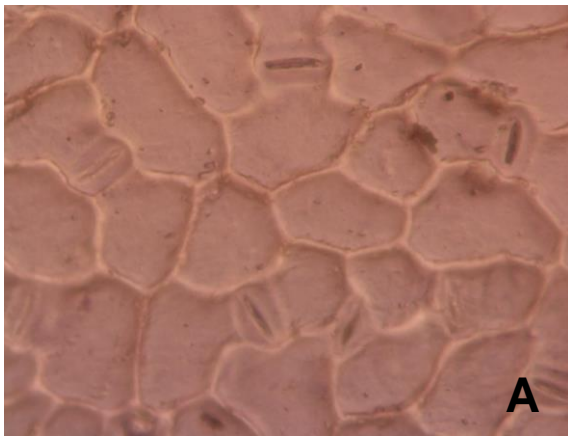
Cuadro 24. Comparación de medias de la variable área de vasos de xilema en tallo de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	7.00	1.75	B
CI30	20.00	5.00	A
CI40	12.00	3.00	AB
SI20	14.00	3.50	AB
SI30	20.00	5.00	A
SI40	11.00	2.75	AB

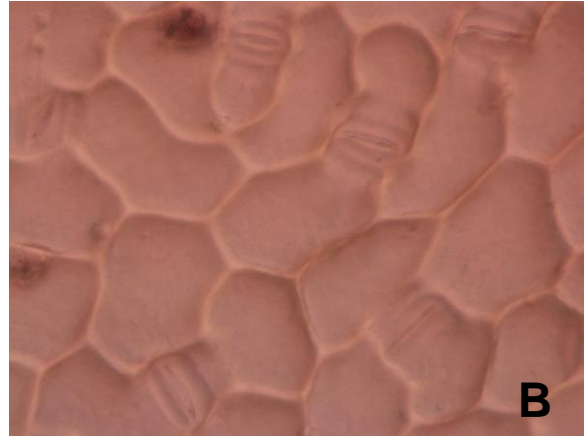
Cuadro 25. Comparación de medias del variable índice estomático de melón con injerto y sin injerto con tensión hídrica de 20, 30 y 40 kPa.

Tratamiento	Suma(Banks)	Media (Ranks)	
CI20	10.00	2.50	BC
CI30	16.00	4.00	ABC
CI40	8.00	2.00	C
SI20	15.00	3.75	ABC
SI30	22.00	5.50	A
SI40	13.00	3.25	ABC

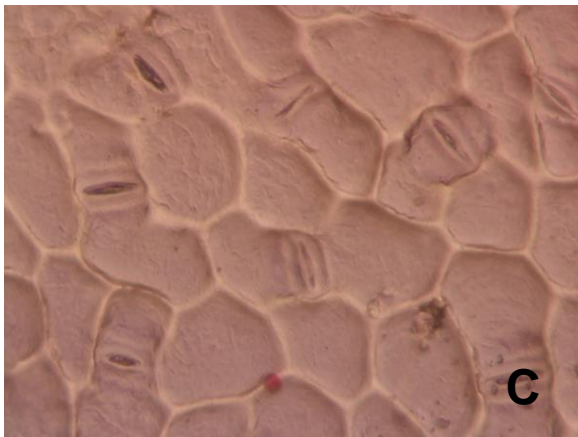
Figura 19. Estomas en haz de hojas de melón.



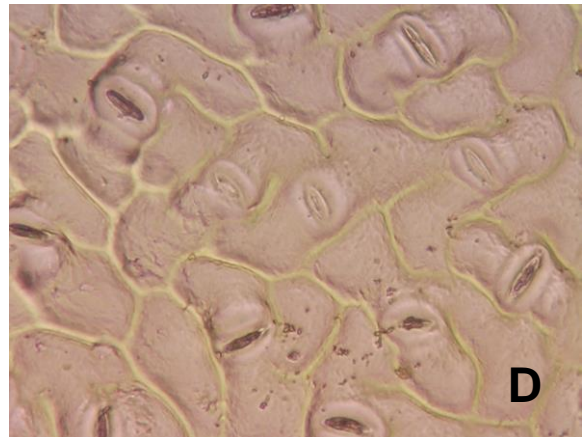
A. Estomas en el haz de hoja sin injerto con 20 kPa. Objetivo



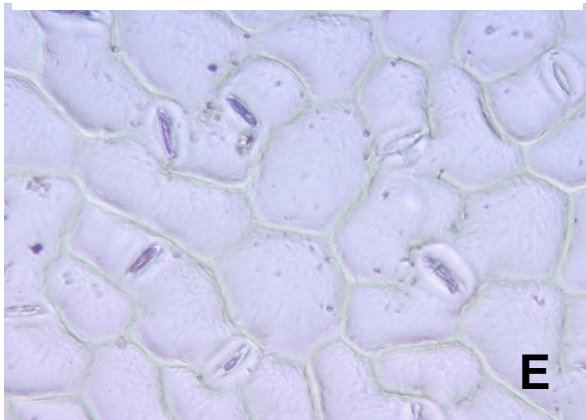
B. Estomas en el haz de hoja sin injerto con 30 kPa. Objetivo 40 x.



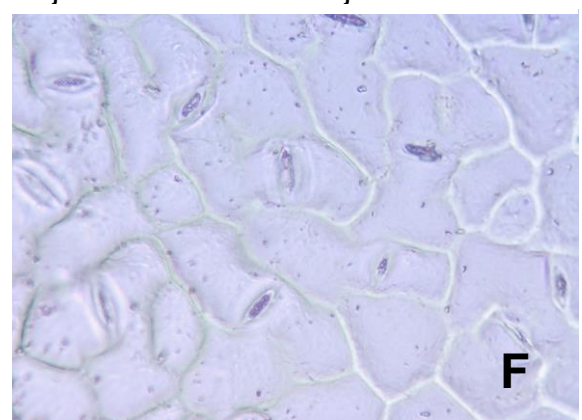
C. Estomas en el haz de hoja sin injerto con 40 kPa. Objetivo 40x.



D. Estomas en el haz de hoja con injerto con 20 kPa. Objetivo 40x.



E. Estomas en el haz de hoja con injerto con 30 kPa. Objetivo 40x.



F. Estomas en el haz de hoja con injerto con 40 kPa. Objetivo 40x.