



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

---

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD:

GENÉTICA

**PROPAGACIÓN DE Agave salmiana Otto  
ex Salm Dick EN SUSTRATOS Y DOSIS  
DE FERTIRRIGACIÓN**

LILIANA ARRAZOLA CÁRDENAS

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2019

**CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION**

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Liliana Arrazola Cárdenas, Alumno (a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Dra. Alejandrina Robledo Paz, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis PROPAGACIÓN DE Agave salmiana Otto ex Salm-Dick EN SUSTRATOS Y DOSIS DE FERTIRRIGACIÓN

y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre del colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, a 17 de mayo de 2019

  
Firma del  
Alumno (a)

  
Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

La presente tesis titulada: **Propagación de *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick en sustratos y dosis de fertirrigación**

Realizada por el (la) alumno (a): **Liliana Arrazola Cárdenas bajo** la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

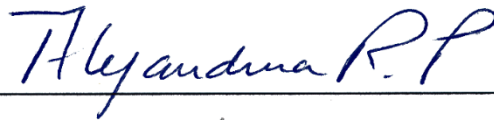
MAESTRA EN CIENCIAS

RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD:

GENÉTICA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERA



DRA. ALEJANDRINA ROBLEDO PAZ

DIRECTOR DE TESIS



DR. JOSÉ RODOLFO GARCÍA NAVA

ASESORA



DRA. MA. CARMEN YBARRA MONCADA

ASESOR



M. EN C. ALFONSO MURATALLA LUA

Montecillo, Texcoco, Estado de México, mayo de 2019

**PROPAGACIÓN DE *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick EN SUSTRATOS Y  
DOSIS DE FERTIRRIGACIÓN**

**LILIANA ARRAZOLA CÁRDENAS M. en C.**

**Colegio de Postgraduados 2019**

**RESUMEN**

La propagación de *Agave salmiana* generalmente se lleva a cabo por la separación de hijuelos lo que puede llevar a la reducción de la variabilidad genética y evitar que las poblaciones respondan a los cambios ambientales, a través de la adaptación y diversificación. El objetivo de este trabajo fue evaluar el efecto de diferentes sustratos y concentraciones de la solución nutritiva Steiner sobre el crecimiento de plantas de *Agave salmiana* obtenidas a partir de semillas. Para ello se evaluó: la emergencia de la hoja cotiledonar y de la primera hoja verdadera; algunos atributos morfológicos como la longitud, ancho de las hojas, peso seco y la acumulación de azúcares solubles en tejido foliar.

Se llevaron a cabo tres experimentos, en el primero se evaluó el efecto de la perlita como sustrato en la emergencia de la hoja cotiledonar y la solución universal de Steiner al 100 y 25 % de su concentración con dos regímenes de aplicación, cada tres días y cada siete días, en el crecimiento de plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' y la acumulación de azúcares solubles.

En el primer experimento, la emergencia de la hoja cotiledonar ocurrió a los 13 días. Las plantas que acumularon más biomasa fueron las que se regaron con solución nutritiva al 25 % cada tres días. La mayor concentración de glucosa se presentó en los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días). Las plantas que concentraron más sacarosa ( $4.18 \mu\text{mol g}^{-1}$  de tejido seco) fueron aquellas a las que se les aplicó la solución nutritiva al 25 % cada siete días en comparación con las plantas a las que se regaron con solución nutritiva al 25 % y 100 % cada tres días. La longitud y ancho de hoja fue significativamente mayor en la hoja 4 en los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3

(Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) y el diámetro de roseta en plantas que se regaron cada tres días con solución nutritiva al 25 y 100 %.

En el segundo experimento se evaluaron los sustratos: perlita, tezontle, aserrín de qurote de agave y una mezcla de tezontle con aserrín de qurote de agave en una proporción 1:2 en la emergencia y crecimiento de los cultivares 'verde' y 'xamini' de *Agave salmiana* y la solución universal de Steiner al 25 % aplicada cada tercer día. La emergencia de la hoja cotiledonar fue menor al 50 % para ambos cultivares en los sustratos perlita y tezontle. En ambos cultivares la emergencia de la hoja cotiledonar inició a los 18 días después de la siembra. La interacción entre el factor cultivar y sustrato no fue significativa.

En el tercer experimento se evaluó la perlita, tezontle, aserrín de qurote de agave y la mezcla de tezontle con aserrín de qurote de agave en una proporción 1:2 y la aplicación de solución nutritiva universal de Steiner al 25 y 100 % cada tercer día. El factor sustrato, generó diferencias significativas en las variables peso seco total y de hojas y en azúcares solubles totales, glucosa, fructosa y sacarosa y número de hojas desplegadas. En contraste, el factor solución nutritiva y la interacción entre los factores sustrato y solución nutritiva no mostró ser significativa.

**Palabras clave: Emergencia de plántulas, azúcares solubles, termo inhibición de la germinación, Agave**

**PROPAGATION OF *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick ON SUBSTRATES  
AND FERTIRRIGATION**

**LILIANA ARRAZOLA CÁRDENAS**

**Colegio de Postgraduados 2019**

**ABSTRACT**

The propagation of *Agave Salmiana* is usually carried out by the separation of young propagules. This asexual reproduction could reduce genetic variability and agave plants can loss adaptation to environmental changes. The objective of this work was to evaluate the effect of different substrate and concentrations of Steiner nutrient solution in plants of *Agave salmiana* obtained from seeds. The seedling emergence and the first leaf, length and width of leaves, dry weight and the sugar accumulation of leaf were evaluated.

The first experiment look the effect of perlite as a substrate in the emergence of the cotyledonary leaf and the Steiner universal solution at 100 and 25 % every three and 7 days on the growth of agave plants and soluble sugars was evaluated. The cotyledonary leaf emergence was at 13 days. The plants with higher dry matter accumulation were those watered with 25 % nutritive solution every three days. The higher glucose accumulation was on the treatments S25-R3 (Steiner 25 %, watered every 3 days), S100-R3 (Steiner 100 %, watered every 3 days) y S100-R7 (Steiner 100 %, watered every 7 days). The plants with higher accumulation of sucrose of  $4.18 \mu\text{mol g}^{-1}$  of dry matter were those with nutritive solution at 25 % ever seven days compared with plants watered with nutritive solution at 25 % and 100 % every three days. The length and width leaf was significative higher at the four leaf of the treatments S25-R3 (Steiner 25 %, watered every 3 days), S100-R3 (Steiner 100 %, watered every 3 days) y S100-R7 (Steiner 100 %, watered every 7 days) and the diameter of the rossete watered every 3 days with nutritive solution at 25 and 100 %.

In a second experiment volcanic rock, perlite, agave stalk and a mix of volcanic rock with agave stalk (1:2). Plants were watered with the universal solution of Steiner at 25 % every three days. The seedling emergence of two cultivars of *Agave salmiana* 'xamini' and 'verde' were assessed. The seedling emergence was under 50 % for both cultivars on perlite and volcanic rock and the cotyledonary leaf started to growth at 18 days after the seed sown. The interaction between the cultivar and the substrate was not significant.

A third experiment investigated substrates of perlite, volcanic rock, agave stalk and a mix of volcanic rock with agave stalk (1:2). On the agave plant growth and soluble sugars, using Steiner's universal nutrient solution at 25 and 100 % every third day. The substrate had significant differences for the dry weight, soluble sugars, glucose, fructose and sucrose. In contrast, the nutritive solution concentration and the interaction between substrate and nutritive solution was not significant.

**Key Words: Agave, seedling emergence, soluble sugars, thermoinhibition of seed germination**

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, CONACYT por la beca otorgada 573903

Al Colegio de Postgraduados Campus Montecillo

Al consejo particular de este trabajo: Dra. Alejandrina Robledo Paz, Dr. Rodolfo García Nava, Dra. Ma. Carmen Ybarra Moncada, M. en C. Alfonso Muratalla Lúa y al M. en C. Antonio García Esteva.

A mi Familia; Abril, Orlando, Ma. Elena y Santos.



## CONTENIDO

RESUMEN .....	iv
ABSTRACT .....	vi
LISTA DE CUADROS .....	xi
LISTA DE FIGURAS .....	xii
INTRODUCCIÓN GENERAL .....	1
REVISIÓN DE LITERATURA .....	3
Taxonomía e importancia del género <i>Agave</i> .....	3
<i>Agave salmiana</i> Otto ex Salm-Dick .....	4
Solución nutritiva .....	5
Sustratos .....	7
Uso de sustratos y solución nutritiva en el cultivo de agaves .....	8
Objetivo general .....	10
Objetivos particulares .....	10
Hipótesis .....	11
MATERIALES Y MÉTODOS .....	12
Material Vegetal .....	12
Experimento 1 .....	12
Preparación de la solución nutritiva .....	13
Variables evaluadas .....	13
Diseño experimental .....	15

Experimento 2.....	16
Variables evaluadas.....	16
Diseño experimental .....	17
Experimento 3.....	17
RESULTADOS Y DISCUSIÓN-----	20
Experimento 1 .....	20
Experimento 2.....	31
Experimento 3.....	38
CONCLUSIONES-----	46
LITERATURA CITADA -----	47

## LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Fertilizantes comerciales usados comúnmente para preparar la solución nutritiva de Steiner. Tomado de Sandoval <i>et al.</i> (2016) <i>In: Trejo et al. Nutrición de Cultivos. Biblioteca básica de Agricultura.</i> -----	6
Cuadro 2. Composición de la solución Steiner utilizada en la presente investigación.-----	13
Cuadro 3. Diseño de tratamientos del experimento 1 <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’ -----	16
Cuadro 4. Diseño de tratamientos del experimento 2. Cultivares ‘xamini’ y ‘verde’ de <i>Agave salmiana</i> Itivar ‘verde’ y ‘xamini’ -----	17
Cuadro 5. Diseño de tratamientos del experimento 3. <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’ -----	19
Cuadro 6. Longitud y ancho de las hojas, y diámetro de roseta de las plantas de <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’ expuestas a distintas concentraciones de la solución nutritiva Steiner y distintas frecuencias de riego durante 168 días después de la siembra. -----	25
Cuadro 7. Propiedades físicas y químicas de los sustratos a base de aserrín de qurote de <i>Agave salmiana</i> . -----	32
Cuadro 8. Longitud y ancho de las hojas y diámetro de roseta de las plantas de <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’ y ‘verde’ con riego a una concentración de 25 % de la solución nutritiva de Steiner en diferentes sustratos a los 153 días después de la siembra. -----	37
Cuadro 9. Significancia de F en las variables de crecimiento, generada por los factores, sustrato, solución nutritiva Steiner y sus interacciones, en plantas de <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’, 119 días después de la siembra.-----	38
Cuadro 10. Longitud y ancho de las hojas y diámetro de roseta de las plantas de <i>Agave salmiana</i> cultivar ‘xamini’ crecidas en diferentes sustratos 119 días después de la siembra. -----	39

## LISTA DE FIGURAS

- Figura 1. Evaluación de las variables de respuesta en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' de 168 días después de la siembra. Longitud de hoja (A). Ancho de hoja (B). ----- 14
- Figura 2. Emergencia acumulada de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* cultivar 'xamini', durante 30 días después de la siembra (dds) en sustrato perlita y suelo de la región del Cardonal Hidalgo. ----- 20
- Figura 3. Acumulación de biomasa seca en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' regadas con solución nutritiva Steiner 168 días después de la siembra. Peso seco total acumulado (A). Peso seco acumulado en la parte aérea (B). Peso acumulado en raíces (C). Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes, Tukey (0.05).----- 24
- Figura 4. Contenido de azúcares solubles (determinado por el método enzimático) de hojas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' cultivadas en perlita y regadas con solución nutritiva Steiner. 168 días después de la siembra. Contenido de glucosa en tejido seco (A). Contenido de fructosa en tejido seco (B). Contenido de sacarosa en tejido seco (C). Contenido en azúcares totales en tejido seco (D).----- 29
- Figura 5. Emergencia acumulada de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* de los cultivares 'xamini' y 'verde' en los sustratos perlita y tezontle, durante 30 días después de la siembra (dds).----- 33
- Figura 6. Acumulación de biomasa seca en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' en diferentes sustratos a los 119 días después de la siembra. Peso seco total acumulado (A). Peso seco acumulado en la parte aérea (B). ----- 41
- Figura 7. Contenido de azúcares solubles (determinado por el método enzimático) de hojas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' mantenidas en diferentes sustratos, a los 119 días después de la siembra. Contenido de glucosa en tejido seco (A). Contenido de fructosa en tejido seco (B). Contenido de sacarosa en tejido seco (C). Contenido de azúcares totales en tejido seco (D). AA: Aserrín de quiole de agave; MT-AA: Mezcla tezontle-

aserrín de quiote de agave. Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes. Tukey, (0.05).----- 44

## INTRODUCCIÓN GENERAL

Los agaves son plantas que solo se encuentran en el continente americano; de las 285 especies descritas 160 se distribuyen en México y 75 % de estas son endémicas (Villaseñor 2016; García, 2007). Los agaves se han empleado y se siguen utilizando para obtener bebidas fermentadas como el mezcal, tequila, pulque y biocombustibles entre otros productos (Escamilla, 2012).

La propagación asexual mediante hijuelos del rizoma, intrafoliares o de la inflorescencia (bulbilos) es una estrategia que tienen las plantas del género *Agave* para ampliar su distribución (Aguilar *et al.*, 2014; García, 2007); no obstante, este tipo de reproducción reduce la variabilidad genética de las poblaciones (Aguilar *et al.*, 2014, Rojas *et al.*, 2007). La producción de bebidas como el mezcal, tequila y pulque conlleva la cosecha de individuos donde la inflorescencia comienza a desarrollarse. Esta práctica implica la extracción del individuo de su ambiente y la pérdida total del polen y la producción de semillas en estas plantas semélparas (Aguirre-Dunga y Eguiarte, 2013). La extracción constante de individuos reproductivos lleva a la reducción de las poblaciones modificando los niveles y distribución de la diversidad genética o la riqueza de los alelos (Sebbenn *et al.*, 2008). La baja diversidad genética puede evitar que las especies respondan a los cambios ambientales, a través de la adaptación y diversificación, y un número reducido de individuos puede conducir a la deriva génica y la endogamia que generalmente resulta en un menor estado físico de la población (Hedrick, 2000). Para mantener la variabilidad genética y estructura de poblaciones de *Agave* es necesaria su reproducción a través de semilla; sin embargo, las especies de este género poseen bajo índice de establecimiento de nuevas plantas debido a la herbivoría y a las condiciones poco favorables en el medio natural (García, 2007). *Agave salmiana* es una especie endémica de México; se encuentra distribuida en el altiplano mexicano desde los 1230 hasta 2460 m.s.n.m. en donde se pueden encontrar poblaciones silvestres y cultivadas. Sin embargo en el centro de México, en los estados de Tlaxcala, Hidalgo y México su cultivo ha disminuido en 80 % de 1940 a 2012 (SIAP, 2013) y con ello su variabilidad genética (Rojas *et al.*, 2007).

El uso de sustratos y soluciones hidropónicas ha incrementado la germinación y establecimiento de las semillas de distintas especies del género *Agave* (Vázquez *et al.*, 2005). Enríquez *et al.* (2012) estudiaron la aclimatación de plantas de *Agave angustifolia*, en mezclas de sustratos inorgánicos (Arena de río- vermiculita y arena de río- perlita 1:1) y varias concentraciones de la solución nutritiva Steiner (5 %, 33 %, 66 %, 100 % y 133 %). Con la aplicación de la solución nutritiva al 33 % las plantas acumularon 74.52 % más biomasa seca con respecto a las que se regaron con solución nutritiva al 5 % en la mezcla de arena de río-vermiculita; mientras que en la mezcla de arena de río-perlita con una solución al 133 % las plantas acumularon 41.69 % más biomasa seca que las que se regaron con solución al 5 %. Por otra parte, Enríquez *et al.* (2012) informaron que en una mezcla de sustrato orgánico e inorgánico (arena-lombricomposta en proporciones de 75:25, 25:75 y 0:100) las plantas que acumularon mayor biomasa fueron las que crecieron en 100 % lombricomposta como sustrato y regadas con la solución Steiner al 50 % (28.4 g). Enríquez *et al.* (2013) en plantas de *Agave americana*, para su aclimatización utilizaron perlita y arena (composición de SiO y tamaño de partícula 0.5 y 2.00 mm de diámetro) y la solución Steiner al 1, 25, 50, y 100 %. A una concentración del 25 y 100 %, las plantas acumularon 40.66 y 49.53 % de biomasa, respectivamente, más materia seca en comparación con las que se regaron con la solución al 1%.

El objetivo de este trabajo fue evaluar el crecimiento de plantas de *Agave salmiana* de los cultivares 'xamini' y 'verde' en distintos sustratos y la aplicación de la solución nutritiva Steiner en dos concentraciones, 25 % y 100 %, y dos frecuencias de riego, cada tres días y cada siete días. La hipótesis planteada es que las plantas que se rieguen con mayor frecuencia y con la solución Steiner más concentrada serán las que acumulen mayor biomasa y presenten hojas con una mayor longitud y ancho así como una mayor acumulación de azúcares totales, glucosa, fructosa y sacarosa.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### **Taxonomía e importancia del género *Agave***

Los agaves se distribuyen desde el sur de Estados Unidos hasta Colombia y Venezuela y las islas del Caribe (García, 2007). Los agave son plantas clave en las regiones semidesérticas por ser abundantes y por los numerosos recursos que de ellas obtienen varios organismos incluyendo a los humanos (García, 2007). Representan recursos no maderables que tienen un papel importante como fuente de empleo, para autoconsumo y comercialización de materia prima para los habitantes de estas zonas como es la Región del Valle del Mezquital, Hidalgo, México. La clasificación taxonómica del género *Agave* de acuerdo al sistema de clasificación del APG III (Angiosperm Phylogeny Group, 2009) se presenta a continuación:

Reino: Plantae

Phylum: Tracheophyta

Clase: Esquisetopsida

Orden: Asparagales

Familia: Asparagaceae

Subfamilia: Agavoideae

Género: *Agave*

Los agaves poseen características morfológicas, anatómicas y fisiológicas que les permiten adaptarse a zonas áridas donde el agua disponible es escasa y suelos pobres en nutrientes. El metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM) que posee les permite colonizar ambientes semiáridos donde el agua es escasa y la temperatura de la superficie del suelo puede exceder los 55 °C. Sus hojas suculentas ricas en fibra permiten la continua fijación de CO<sub>2</sub> y otras reacciones bioquímicas durante largos períodos de sequía (Stewart, 2015). La disposición de las hojas en roseta les permite la absorción máxima de radiación



fotosintéticamente activa y la canalización del agua a su sistema radical que es poco profundo. Su sistema de raíces se puede contraer o generar raíces finas en respuesta a la disponibilidad de agua en el suelo (Stewart, 2015).

El calentamiento global podría llevar a varias especies de agave expandir su zona de distribución natural hacia la zona neártica (Lotze-Campen y Schellnhuber, 2009; Lewis *et al.*, 2015) y cultivarse en un área más amplia de lo que es actualmente (Nobel, 2010). Los agaves tienen el potencial de desempeñar un papel más prominente en zonas áridas de América del Norte y otras partes del mundo. La población humana necesitará cada vez de este tipo de plantas para satisfacer la demanda de alimentos (Godfray *et al.*, 2010; Foley *et al.*, 2011).

### ***Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick**

Conocido como maguey pulquero, manso, cimarrón o verde, es una especie endémica de México. Las plantas de esta especie son, arrosetadas, pueden llegar a medir hasta 2 m de altura y 1.2 a 2.5 m de diámetro; poseen hojas lanceoladas acuminadas y suculentas, de color 'verde' a veces glauco grisáceo, convexas en la base, cóncavas acanaladas en la parte superior, de 0.7 a 2 m de largo; margen ondulado con dientes y una espina terminal; dientes más largos a la mitad de la hoja de 5 a 10 mm de largo y separados entre sí 3 a 5 cm; el escapo floral de 7 a 8 m de alto, forma una panícula con brácteas grandes y carnosas con 15 a 20 umbelas grandes; sus flores son amarillas, tépalos lanceolados desiguales; cápsula leñosa trilocular. Las semillas son negras dispuestas en dos hileras por lóculo (Gentry 1982; González *et al.*, 2009). Las plantas de *A. salmiana* florecen una vez y mueren (monocárpica).

*A. salmiana* se emplea para la producción de bebidas fermentadas y destiladas como el pulque y mezcal en los estados de Zacatecas, Hidalgo y México. Tardan aproximadamente 10 años en alcanzar su madurez, momento en el cual puede ser aprovechado en la producción de mezcal o para la obtención de aguamiel y pulque. La epidermis de sus hojas es usada para la elaboración de platillos

conocidos como mixiotes, las hojas grandes para la barbacoa y las flores son colectadas antes de que abran para su consumo (Aguilar *et al.*, 2014).

Larvas de insectos conocidos como gusanos blancos (*Acentrocne hesperiaris*) y gusanos rojos (*Comadia redtenbacheri*) que llevan a cabo parte de su ciclo de vida en estos magueyes son aprovechadas como fuente de proteína. Los escamoles (*Liometopum apiculatum* M.) son otros artrópodos que se consumen y se consideran como manjares (García-Herrera *et al.*, 2010; Esparza-Fausto *et al.*, 2008). Otros usos son como cerca viva para delimitar, marcar y proteger cultivos, parcelas, linderos de predios y solares y como plantas de ornato. Así mismo plantas completas, quites inmaduros, piñas crudas (tallo de la roseta), pencas de las podas y el bagazo de la raspa son utilizados como forraje (Aguilar *et al.*, 2014).

Las plantas de agave producen aproximadamente 3000 semillas o más por inflorescencia (Reyes, 2013). Nobel (1998) señala que una planta de *Agave salmiana* subs. *crassispinata* (Trel. Ex L. H. Bailey) Gentry, puede producir entre 28 084 a 80 504 semillas.

Uno de los factores abióticos que afecta el porcentaje de germinación de semillas de agave es la temperatura (Peña-Valdivia *et al.*, 2006, Ramírez *et al.*, 2012); el establecimiento y el desarrollo de plántulas es escasa. Nobel (1977) calculó que de 1 200 000 semillas de *A. deserti* sólo una semilla llega a desarrollarse en una planta madura en el desierto de Sonora.

### **Solución nutritiva**

Se define como solución nutritiva, agua de buena calidad agronómica en la que están disueltos los nutrientes (iones), que requiere una planta para su crecimiento y desarrollo (Baca *et al.*, 2016).

Una de las soluciones más usadas es la de Steiner o solución universal, en donde hay una relación mutua entre aniones y cationes: 60:5:35 % de  $\text{NO}_3^-$ ,  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$  y  $\text{SO}_4^{2-}$  respectivamente. Con respecto a la relación mutua entre cationes, ésta es: 35:45:20 % de  $\text{K}^+$ ,  $\text{Ca}^+$  y  $\text{Mg}^{2+}$ , respectivamente a una presión osmótica de 0.72 atm y un pH de 5.8 (Cuadro 1) (Baca *et al.*, 2016; Steiner, 1984 y 1968).

Antes de preparar una solución nutritiva es necesario realizar un análisis físico-químico del agua ya que iones que pueden estar presentes en ésta como  $\text{HCO}_3^-$  y  $\text{CO}_3^{2-}$  le confieren un pH alcalino que puede impedir la solubilidad de algunos iones como  $\text{Ca}^+$ , P y Fe. Por lo anterior, es conveniente acidificar el agua con ácidos comerciales (ácido nítrico, sulfúrico o fosfórico) antes de preparar una solución nutritiva para evitar la precipitación (Favela *et al.*, 2006). El P a pH de 5.5 se encuentra disociado en la forma  $\text{H}_2\text{PO}_4^-$ , que es la forma del fósforo más fácilmente absorbida por las plantas, cuando el pH incrementa a 6.5, menos del 70 % estará soluble y disponible para la planta. El Fe por su parte, disminuye su solubilidad cuando incrementa el pH de 5 a 8 (Rijck y Schrevens, 1998); el Ca y el Mg a un pH de 8.3 se precipitan en forma de carbonatos (Lara, 1999). El Mn se encuentra libre o asociado con  $\text{SO}_4^{2-}$  o con  $\text{Cl}^-$  a pH 4 o menos (Rijck y Schrevens, 1998).

Cuadro 1. Fertilizantes comerciales usados comúnmente para preparar la solución nutritiva de Steiner. Tomado de Sandoval *et al.* (2016) *In: Trejo et al. Nutrición de Cultivos. Biblioteca básica de Agricultura. Steiner*

Fertilizante	(meq L <sup>-1</sup> )	Aniones			Cationes		
		<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	<b>H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup></b>	<b>SO<sub>4</sub><sup>2-</sup></b>	<b>K<sup>+</sup></b>	<b>Ca<sup>+</sup></b>	<b>Mg<sup>2+</sup></b>
		<b>12</b>	<b>1</b>	<b>7</b>	<b>7</b>	<b>9</b>	<b>4</b>
<b>[Ca (NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub> 4H<sub>2</sub>O]</b>	9	9	-----	-----	-----	9	-----
<b>KNO<sub>3</sub></b>	3	3	-----	-----	3	-----	-----
<b>K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub></b>	3	-----	-----	3	3	-----	-----
<b>MgSO<sub>4</sub>7H<sub>2</sub>O</b>	4	-----	-----	4	-----	-----	4
<b>KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub></b>	1	-----	1	-----	1	-----	-----

## **Sustratos**

Un sustrato es el material sólido que sirve como sostén que proporciona agua y oxígeno a las raíces para el adecuado desarrollo y crecimiento de las plantas (Cruz *et al.*, 2013; Burés 1997). Para elegir un sustrato y tener un buen manejo de la fertilización y el riego, se deben considerar sus propiedades físicas, químicas y biológicas, la relación costo/beneficio, disponibilidad en las zonas o lugares y la facilidad de manejo y compatibilidad al hacer mezclas (Cruz *et al.*, 2013; Burés 1997).

### **Características físicas (Burés 1997)**

**Densidad real:** definida como la relación entre la masa y el volumen real que las partículas ocupan.

**Densidad aparente:** relación de la masa (partículas) seca o húmeda y el volumen aparente que las partículas ocupan.

**Porosidad total:** volumen total del sustrato no ocupado por partículas.

**Granulometría:** tamaño de las partículas, para determinar esta propiedad se pueden usar índices de grosor o curvas de granulométricas.

**Retención de agua:** cantidad de agua retenida por el sustrato después de ser drenado.

Un buen sustrato es aquel que le proporciona a la planta la mayor cantidad de agua, el mayor volumen de aire, los nutrientes necesarios y que le permitan a las raíces anclarse. Se recomienda que un sustrato tenga 70 % de porosidad total, 10 % porosidad de aire, 55 % capacidad de retención de agua como mínimo, 30% agua disponible para la planta.

### **Características químicas (Burés 1997)**

La capacidad de intercambio catiónico (CIC), disponibilidad de nutrientes, salinidad, relación carbono/nitrógeno, pH y capacidad de amortiguamiento son las características químicas que se toman en cuenta para la elección del sustrato. Estas características pueden ser modificadas después de establecer el cultivo. Se consideran intervalos óptimos de pH y conductividad eléctrica de 5.2 a 6.3 y de

0.75 a 3.49 dS.m<sup>-1</sup>, respectivamente y contenido de materia orgánica superior a 80 %.

### **Tipos de sustratos**

Abad *et al.* (2004) clasifican a los sustratos de acuerdo a su origen: en orgánicos naturales (turba), sintéticos (espuma de poliuretano, poliestireno expandido), residuales o subproductos (bagazo de caña, agave, aserrín, corteza de árboles, fibra de coco entre otros), inorgánicos de origen natural (rocas de origen volcánicos como la pumucita, jal, escoria, arena, grava) transformados (perlita, vermiculita, lana de roca, arcillas expandidas), residuos o subproductos industriales como la escoria de horno alto, estériles de carbón.

Las rocas de origen volcánico conocidas como tezontle (rojo, gris oscuro o negro), tienen textura afanítica, estructura vesicular (porosa) y pueden fraccionarse en partículas de diferentes tamaños, son materiales usados como sustrato para cultivar diversas hortalizas y flores por su disponibilidad y bajo costo (Cruz *et al.*, 2013).

La perlita es un vidrio volcánico al que se le da un tratamiento térmico a 900 °C, lo que provoca que su volumen original se expanda 10 a 20 veces; así mismo el agua que contiene se evapora generando poros cambiando su densidad de 1160 kg/m<sup>3</sup> a 40-150 kg/m<sup>3</sup> lo que hace un material ligero (Grillas *et al.*, 2001). La perlita tiene un pH neutro, es estable físicamente, inerte, estéril libre de patógenos y de semillas de malezas (Grillas *et al.*, 2001).

### **Uso de sustratos y solución nutritiva en el cultivo de agaves**

Enríquez *et al.* (2012 y 2009), encontraron que las plantas obtenidas por micro propagación de *A. angustifolia* cultivadas en vermiculita-arena (1:1) y regadas cada dos días con la solución universal Steiner al 66, 100 y 133 % durante la fase de aclimatización acumularon más N, P y K en comparación con aquellas que crecieron en la mezcla de perlita-arena de río (1:1). Además las plantas cultivadas en lombricomposta y desecho de composta fertirrigadas con solución nutritiva de Steiner al 50 o 100 % una vez por semana no mostraron diferencias significativas en la acumulación de biomasa pero si de N, P, K, Ca y Mg en tejidos foliares.

Por su parte Crespo *et al.* (2013), encontraron diferencias significativas en el diámetro de piña y tallo, longitud, ancho y número de hojas en aquellas que crecieron en una mezcla de polvo de coco y composta de bagazo de agave en proporciones de 50-50, 30-70 y 70-30 % que las que crecieron en polvo de coco; en el proceso de aclimatación de plántulas de *A. tequilana* 16 meses de edad sin embargo, no menciona la frecuencia de riego.

Pérez *et al.* (2014) evaluaron la aplicación diaria de diferentes concentraciones de la solución nutritiva universal de Steiner en la fase de aclimatación de *A. americana* var. *oaxacensis*. A concentraciones del 80 % y 25 %, el ancho, largo, volumen y número de hojas, diámetro, volumen de tallo y peso fresco fue mayor que con 5 % y 2 % de concentración. Para *A. potatorum* Martínez *et al.* (2012) concluyeron que la edad de las plantas, la fertilización y régimen de riego en el crecimiento son factores que afectan la acumulación de azúcares solubles.

## **Azúcares**

Las plantas en el proceso de fotosíntesis forman carbohidratos, entre los que se encuentran comúnmente son los azúcares solubles que incluyen a la sacarosa, glucosa y fructosa, los cuales son la principal fuente de energía, otras funciones que tienen son como moléculas de señalización, participan como moléculas que regulan procesos como son la germinación de semillas, desarrollo de brotes, diferenciación de la raíz y hoja, formación de flores, embriogénesis y senescencia (Sami *et al.*, 2016).

El contenido de azúcares en tejidos o carbohidratos es utilizado como indicador fisiológico de la calidad de plántula en vivero. Es un parámetro fisiológico que puede dar alguna indicación de la salud y el vigor de las plantas. La reserva de carbohidratos acumulados en los tejidos de las plantas en el vivero juega un papel fundamental en el comportamiento post-trasplante, durante la cual estos azúcares son removilizados cuando la actividad fotosintética es interrumpida o ralentizada por la descompensación hídrica (Marshall, 1985).

## OBJETIVOS

### Objetivo general

- Determinar el efecto de los sustratos: perlita, tezontle, aserrín de quiote de agave, mezcla de tezontle-aserrín de quiote de agave en una proporción 1:2 y suelo agrícola y la solución universal de Steiner al 25 % y 100 % y dos frecuencias de riego, cada tres y cada siete días en plantas de *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick de los cultivares 'verde' y 'xamini' obtenidas a partir de semilla.

### Objetivos particulares

- Evaluar la emergencia de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick de los cultivares 'xamini' y 'verde' en los sustratos perlita, tezontle, aserrín de quiote de agave y la mezcla de tezontle y aserrín de quiote de agave en una proporción 1:2, mantenidas en invernadero.
- Evaluar la longitud y el ancho de la hojas y diámetro de roseta y número de hojas desplegadas de *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick de los cultivares 'xamini' y 'verde' crecidas en los sustratos perlita, tezontle, aserrín de quiote de agave y la mezcla de tezontle y aserrín de quiote de agave en una proporción 1:2 y regadas con la solución nutritiva Steiner al 25 % y 100 %, mantenidas en invernadero.
- Evaluar la acumulación de biomasa, así como la concentración de azúcares solubles, glucosa, fructosa y sacarosa en tejidos foliares de plantas *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick cultivar 'xamini' crecidas en los sustratos perlita, tezontle, aserrín de quiote de agave y la mezcla de tezontle y aserrín de quiote de agave en una proporción 1:2 y regadas con la solución nutritiva Steiner al 25 % y 100 % , mantenidas en invernadero.

## Hipótesis

La aplicación de la solución nutritiva y el uso de sustratos en el crecimiento de plantas de *Agave salmiana* tendrá un efecto positivo reflejado en la longitud y ancho de hoja, acumulación de pesos seco y azúcares solubles.

- La emergencia y crecimiento de la hoja cotiledonar será diferente en cada sustrato.
- Plantas de *Agave salmiana* obtenidas a partir de semilla y en una mezcla de tezontle y aserrín de quiote de agave y solución universal de Steiner al 100 % como fuente de nutrientes tendrán mayor tamaño, acumulación de biomasa y azúcares que aquellas regadas solución nutritiva a un 25 % de su concentración.
- Las plantas regadas con mayor frecuencia con solución nutritiva tendrán mayor tamaño, acumulación de biomasa y azúcares solubles.
- Las plantas regadas con solución nutritiva al 100 % tendrán un mayor tamaño, acumulación de biomasa y azúcares solubles.



## MATERIALES Y MÉTODOS

### Material Vegetal

Cápsulas de plantas con escapo floral desarrollado de los cultivares 'xamini' y 'verde' de *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck se colectaron en el municipio Cardonal, Hidalgo, México, a través de la Sociedad de Producción Rural de Responsabilidad Limitada denominada "Xamini", S.P.R. de R.L. El municipio Cardonal se encuentra entre las coordenadas 20° 25' y 20° 27' de latitud norte y 98° 55' y 99° 11' longitud oeste (INEGI, 2009). El clima que predomina en la región es templado subhúmedo con lluvias en verano, de humedad media (44.5 %), semiseco templado (27 %), templado subhúmedo con lluvias en verano, de mayor humedad (16.5 %), templado subhúmedo con lluvias en verano, de menor humedad (10 %), semiseco semicálido (1.0%) y seco semicálido (1.0 %) (INEGI, 2009). La precipitación media anual es de 300 - 1 100 mm (INEGI, 2009).

En el Laboratorio del Postgrado en Botánica del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, se llevó a cabo la extracción manual de las semillas contenidas en las cápsulas colectadas, para luego empacarlas en bolsas de aluminio con cierre hermético y almacenarlas a 5 °C hasta su uso.

### Experimento 1

Las semillas de *A. salmiana* cultivar 'xamini' se colocaron en forma individual en macetas de 250 mL con perlita (68 macetas) y suelo (48 macetas). Las macetas se colocaron en un invernadero y se regaron diariamente con agua corriente hasta la emergencia de la hoja cotiledonar. Posteriormente, sólo las macetas con perlita, se dividieron en cuatro lotes al azar, el primero y segundo se regó con 30 mL de la solución Steiner al 25 y 100 % cada siete días y el tercero y cuarto lote con 30 mL de solución Steiner al 25 % y 100 % cada tercer día.

## Preparación de la solución nutritiva

En un contenedor se colocaron 100 litros de agua ajustando su pH a 5.5 con ácido sulfúrico 1N, enseguida se le agregó el nitrato de calcio y el nitrato de potasio, después el sulfato de potasio y sulfato de magnesio y los microelementos. Posteriormente se ajustó el pH a 5.5 y por último se adicionó el fosfato de potasio y se ajustó el pH a 5.5 (Cuadro 2).

Cuadro 2. Composición de la solución Steiner utilizada en la presente investigación.

Fertilizante	meq L <sup>-1</sup>	Pureza (%)	g L <sup>-1</sup> (100 %)	g L <sup>-1</sup> (25 %)
[Ca (NO) <sub>3</sub> ] <sub>2</sub> 4H <sub>2</sub> O]	9	98	107.81	26.95
K NO <sub>3</sub>	3	95	30.39	7.59
K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	4	96	26.20	6.20
MgSO <sub>4</sub> 7H <sub>2</sub> O	4	98	49.45	12.36
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	1	99	13.74	3.44

### Variables evaluadas

Después de 168 días de la siembra y siguiendo la metodología de Rosales (2013) se evaluaron las siguientes variables (Figura 1):

**Longitud de hoja:** se midió con una regla de precisión y se consideró de la base de la hoja al ápice de la misma.

**Ancho de hoja:** se midió en la base de la hoja con un vernier.

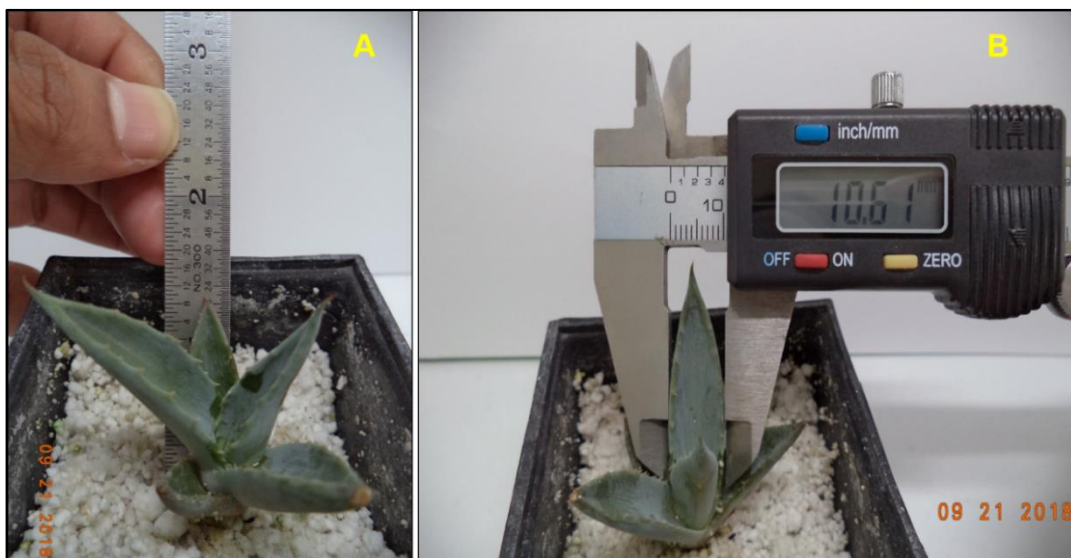


Figura 1. Evaluación de las variables de respuesta en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' de 168 días después de la siembra. Longitud de hoja (A). Ancho de hoja (B).

**Diámetro de roseta:** se midió con un vernier las dos hojas opuestas que emergieron; en el inicio del experimento se consideró la primera hoja y la segunda, posteriormente, las hojas opuestas fueron la segunda y tercera y al finalizar el experimento fueron la tercera y cuarta hoja.

**Longitud de la raíz principal:** la raíz principal más larga se midió con vernier.

**Peso seco:** se tomaron seis plantas al azar de cada tratamiento, se extrajeron de la maceta y con ayuda de un pincel se eliminó el sustrato adherido a las raíces; se pesaron en una balanza analítica Scientech. Posteriormente, con un bisturí se separaron las raíces de las hojas y se pesaron por separado. Las muestras se colocaron en sobres de papel y se mantuvieron en una estufa a 60 °C hasta peso constante.

#### **Contenido azúcares solubles (glucosa, fructosa y sacarosa) en tejido foliar**

Se usó el método enzimático propuesto por Viola y Davies (1992). Cinco plantas tomadas al azar se extrajeron de la maceta y con un pincel se retiró el sustrato

adherido a sus raíces. Luego, con un bisturí se separaron las hojas de las raíces, se pesaron, se congelaron con nitrógeno líquido y se liofilizaron.

Quinientos microlitros de etanol al 80 % se agregaron a 17 a 21 mg de muestra liofilizada y luego se llevaron a baño maría a 80 °C por 60 minutos para después dejarlos reposar a temperatura ambiente. Posteriormente la muestra se centrifugó a 32200 fuerza g por 10 minutos; se tomaron 10 µL del sobrenadante y se mezclaron con 200 µL de mezcla reacción, la cual se preparó con 12 mL de HEPES (ácido 2-[4-(2-hidroxi-etil)-piperacínil-(1)]-etasulfónico) a pH de 8.0, 15 mL de KCl 0.2 M, 900 µL de MgCl<sub>2</sub> 0.2 M, 51 mg de ATP, 16.98 mg de NAD<sup>+</sup> y 32.4 mL de agua destilada.

En una microplaca NUNC-F se depositaron las muestras, la mezcla reacción y una unidad por mililitro de hexoquinasa (EC 2.7.1.1) diluida en 14 µL de mezcla reacción. La placa se incubó a 37° C por 30 minutos; la lectura se hizo a 340 nm en un escáner Multiskan<sup>TM</sup>FC.

La glucosa-6 fosfato-deshidrogenasa (EC 1.1.1.49) (1 U diluida en 14 mL de mezcla reacción) se agregó a la microplaca, se incubó 30 minutos a 37 °C y se realizó la lectura a 340 nm. Lo mismo se hizo con las enzimas fosfoglucosaisomerasa (EC 5.3.1.9) (1U en 14 µL de mezcla reacción) e invertasa (EC 3.2.1.26) (1U en 14 µL de mezcla reacción). Las concentraciones de glucosa, fructosa y sacarosa se estimaron a partir de una curva patrón de glucosa (0 a 14 µg mL<sup>-1</sup>).

### **Diseño experimental**

Se utilizó un diseño completamente al azar con cuatro tratamientos y 17 repeticiones siendo una maceta con una planta la unidad experimental (Cuadro 3). Se realizó un análisis de varianza y comparación de medias de Tukey ( $p \leq 0.05$ ). El análisis de los datos se llevó a cabo mediante el paquete estadístico Minitab 18<sup>®</sup>

(2017). La representación gráfica de los datos se realizó con el programa Sigma Plot de Jandel Scientific® (versión 14, 2017).

Cuadro 3. Diseño de tratamientos del experimento 1 *Agave salmiana* cultivar 'xamini'

Sustrato	Solución nutritiva	Frecuencia de riego	Tratamientos	Repeticiones
Perlita	25 %	3 días	S25-R3	17
		7 días	S25-R7	17
	100 %	3 días	S100-R3	17
		7 días	S100-R7	17

## Experimento 2

Semillas de *A. salmiana* de los cultivares 'verde' y 'xamini' se sembraron a una profundidad de 0.5 cm en perlita, tezontle, suelo de Cardonal, Hidalgo, aserrín de quiote de agave (AA) previamente esterilizado en autoclave a 121 °C por 60 minutos y una mezcla de tezontle con aserrín de quiote de agave en una proporción 1:2 (MT-AA). Las macetas se mantuvieron en un invernadero, cuando emergió la primera hoja verdadera, en este momento se comenzaron a regar con 30 mL de solución Steiner al 25 % cada tercer día. Durante aproximadamente 30 días la temperatura promedio en el invernadero fue de 23.76 °C, con una máxima de 50.96 °C y una mínima de 8.73 °C.

## Variables evaluadas

Longitud de hoja, ancho de hoja, diámetro de roseta y longitud de raíces se evaluaron a los 153 días después de la siembra, siguiendo el procedimiento descrito en el experimento 1.

## Diseño experimental

El diseño experimental fue completamente al azar con un arreglo factorial asimétrico con dos factores: cultivar (2 niveles) y sustratos (4 niveles), dando lugar a 8 tratamientos con 10 repeticiones, donde una maceta con una planta fue la unidad experimental (Cuadro 4). Se realizó un análisis de varianza y comparación de medias mediante la prueba de Tukey ( $p \leq 0.05$ ). El análisis estadístico de los datos se llevó a cabo mediante el paquete estadístico Minitab 18<sup>®</sup> (2017). La representación gráfica de los datos se realizó con el programa Sigma Plot de Jandel Scientific<sup>®</sup> (versión 14, 2017).

Cuadro 4. Diseño de tratamientos del experimento 2. Cultivares 'xamini' y 'verde' de *Agave salmiana* cultivar 'verde' y 'xamini'

Cultivar	Sustratos	Tratamientos	Repeticiones
'xamini'	Perlita	CXSP	10
	Tezontle	CXST	10
	AA*	CXSAA	10
	MT-AA1:2*	CXSTAA	10
'verde'	Perlita	CVSP	10
	Tezontle	CVST	10
	AA *	CVAA	10
	MT-AA 1:2 *	CVSTAA	10

\*AA-. Aserrín de qurote de agave.

\*MT-AA 1:2. Mezcla de tezontle- aserrín de qurote de agave 1:2.

## Experimento 3

En cajas petri de vidrio (14 mm de diámetro) con papel filtro humedecido con agua destilada se colocaron 25 semillas (por caja) del cultivar 'xamini' y se mantuvieron a una temperatura de 26.1 °C en oscuridad hasta su germinación. Cuando las radículas alcanzaron 1 mm de longitud, las plántulas se colocaron en macetas con sustrato a una profundidad de 1 cm. Los sustratos probados fueron: perlita,

tezontle, aserrín de quiote y una mezcla de tezontle con aserrín de quiote en una proporción de 1:2. El aserrín se esterilizó previamente en autoclave a 121 °C por 60 minutos. Treinta mililitros de la solución nutritiva Steiner al 25 % y al 100 % se se aplicaron a las plantas cada 3 días, después de la emergencia de la primera hoja verdadera. Debido a un bajo porcentaje de supervivencia de las plántulas del cultivar 'verde', en el segundo experimento, se decidió sólo trabajar con plantas del cultivar 'xamini'.

### **Variables evaluadas**

La longitud de hoja, ancho de hoja, diámetro de roseta y longitud de la raíz principal se evaluaron a los 119 días después de la siembra, siguiendo el procedimiento descrito en el experimento 1.

### **Diseño experimental**

Se usó un diseño experimental completamente al azar con un arreglo factorial asimétrico con dos factores: sustratos (4 niveles) y solución nutritiva (2 niveles) dando lugar a 8 tratamientos con 10 repeticiones, donde una maceta con una planta corresponde a la unidad experimental (Cuadro 5). Se realizó un análisis de varianza y comparación de medias mediante la prueba de Tukey ( $p \leq 0.05$ ). El análisis estadístico de los datos se llevó a cabo mediante el paquete estadístico Minitab 18<sup>®</sup> (2017). La representación gráfica de los datos se realizó con el programa Sigma Plot de Jandel Scientific<sup>®</sup> (versión 14, 2017).

Cuadro 5. Diseño de tratamientos del experimento 3. *Agave salmiana* cultivar 'xamini'

<b>Cultivar</b>	<b>Sustrato</b>	<b>Solución nutritiva</b>	<b>Tratamientos</b>	<b>Repeticiones</b>
<b>'xamini'</b>	Perlita	25 %	SP-S25	10
		100 %	SP-S100	10
	Tezontle	25 %	ST-S25	10
		100 %	ST-S100	10
	AA*	25 %	SAA-S25	10
		100 %	SAA-100	10
	MT-AA1:2*	25 %	STAA-S25	10
		100 %	STAA-S100	10

\*AA-. Aserrín de quiote de agave  
 \*MT-AA 1:2. Mezcla de tezontle- aserrín de quiote de agave 1:2



## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Experimento 1

#### Emergencia de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* cultivar 'xamini'

##### Efecto del sustrato

La semilla es uno de los principales recursos para el manejo agrícola y silvícola de las poblaciones de plantas, para reforestación, conservación del germoplasma y variabilidad genética, así como la recuperación de especies valiosas sobreexplotadas. La germinación de las semillas es un etapa clave para el crecimiento y desarrollo de las plantas (Moreno, 2003).

En el sustrato perlita se obtuvo un 90 % de emergencia de la hoja cotiledonar e inició a los trece días después de la siembra. Este porcentaje de emergencia fue diferente al obtenido en el suelo de la región del Cardonal donde solo hubo 6 % de emergencia, iniciándose a los diecisiete días después de la siembra (Figura 2). La primera hoja verdadera o nomófilo emergió a los 31 días después de la siembra en el sustrato perlita y en el suelo de la región a los 35.

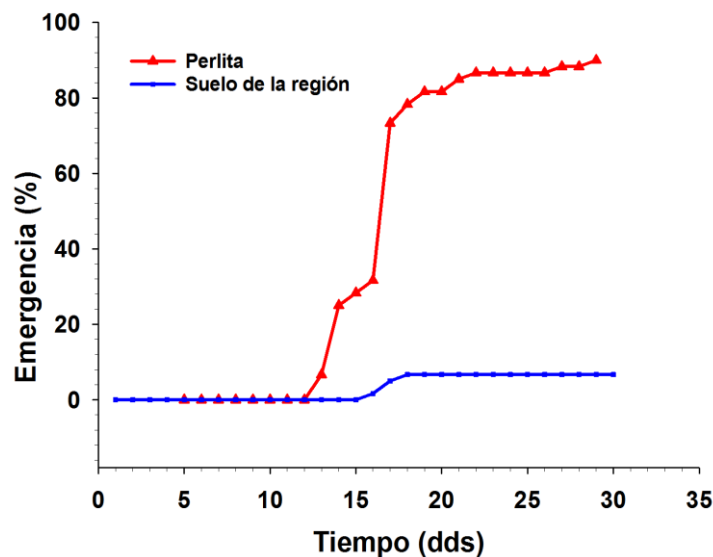


Figura 2. Emergencia acumulada de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* cultivar 'xamini', durante 30 días después de la siembra (dds) en sustrato perlita y suelo de la región del Cardonal Hidalgo.

Estos resultados son similares a los obtenidos por Vázquez *et al.* (2011). Estos autores determinaron la emergencia de la hoja cotiledonar en *Agave salmiana* de tres cultivares 'blanco', 'chino' y 'liso', usando una mezcla de suelo agrícola y tezontle en una proporción 3:1, bajo condiciones de invernadero. La emergencia de la hoja cotiledonar inició a los 13 días después de la siembra y el desdoblamiento de la primera hoja verdadera a los 33 días. El porcentaje de emergencia fue 66 % en la variante 'blanco', 62 % en la variante 'chino' y 71 % en la variante 'liso'.

La emergencia en *A. salmiana* es dependiente del sustrato como lo determinaron Sánchez *et al.* (2011). La emergencia de plántulas en cáscara de coco en promedio de 6.75 de plantas emergidas y en vermicompost de 3.33 plantas emergidas, que representa una disminución del 50.66 % de emergencia sin restricción de humedad, quince días después de la siembra.

Huerta (2015) determinó la emergencia de la primera hoja en plántulas de *A. salmiana* entre 20 a 23 días después de la germinación en condiciones de laboratorio usando como sustrato toallas de papel.

Ram *et al.* (2018) relacionaron los factores que afectan la emergencia y los clasifican en: intrínsecos, relacionados con las características de las semillas y y extrínsecos, relacionados con factores bióticos y abióticos del medio. Uno de los factores que afecta significativamente la emergencia es el suelo y sus propiedades físicas y químicas, como se confirma en la investigación de Dürr y Aubertot (2000) quienes encontraron que la emergencia de plántulas de *Beta vulgaris* L. decayó exponencialmente en suelo con tamaño de agregados >10 mm o con agregados >30 mm. Estos autores concluyeron que la emergencia es afectada por el tamaño, rugosidad y posición de los agregados del suelo, por el contenido de agua, el contacto de la semilla-suelo y la trayectoria de la plántula a la superficie. Los agregados en la superficie del suelo solo pueden ser levantados por las plántulas si el peso de las primeras puede ser compensado por la fuerza de emergencia de las plántulas.

El porcentaje de emergencia que se obtuvo del cultivar 'xamini' en perlita podría estar relacionado a las propiedades físicas como son la porosidad total, agua fácilmente disponible y porcentaje de agua de reserva. La perlita comercial tiene distintos tamaños de partícula: <4.6 mm, 0.5 % 3.6- 4.6 mm, 1.3 %, 2.3-3.6 %, 9 %, 1.5-2.3, 81 % y >1.5 mm, 8.5 %.

Anicua *et al.* (2009) observaron que el espacio poroso total en perlita expandida es de 85 % en partículas de 1 mm de diámetro, en partículas de 2.0 mm de 80 % y en partículas >3.36 de 77 %. Burés (1997) reporta espacio poroso total de 95.47 %. La porosidad de un sustrato está relacionado con la disponibilidad de oxígeno, bajos porcentajes de porosidad implican menos oxígeno disponible, sin embargo, esto dependerá del tamaño de los poros, cuando los poros son muy grandes hay más aire en el sustrato y será menor la cantidad de agua retenida. El agua será retenida si los poros son muy pequeños y la disponibilidad de oxígeno para las raíces será poca (Ansorena, 1994).

El agua fácilmente disponible para la perlita es de 22.4 % en partículas de 1 mm, 24.5 % en partículas de 2.0 mm y de 10 % en partículas > 3.36, de acuerdo a Anicua *et al.* (2009), en tanto que Grillas *et al.* (2001) la reportan como 5.2 %. El agua fácilmente disponible es la que pueden tomar las raíces de las plantas sin emplear tanta energía. La capacidad de retención de agua puede ser cinco veces su peso (Burés 1997). El agua de reserva de acuerdo a Anicua *et al.* (2009) es de 11.3, 11.8 y 7.1 % para partículas de 1.0, 2.0 y > 3.36 mm, respectivamente. El agua de reserva está disponible para la planta pero requiere más energía para extraerla del sustrato.

## Efecto de la solución nutritiva

### Peso seco

El peso seco representa la acumulación del carbono que la planta fija durante la fotosíntesis y es 40 %; la fertilización permite aumentar el peso seco y el rendimiento (Lambers *et al.*, 2008).

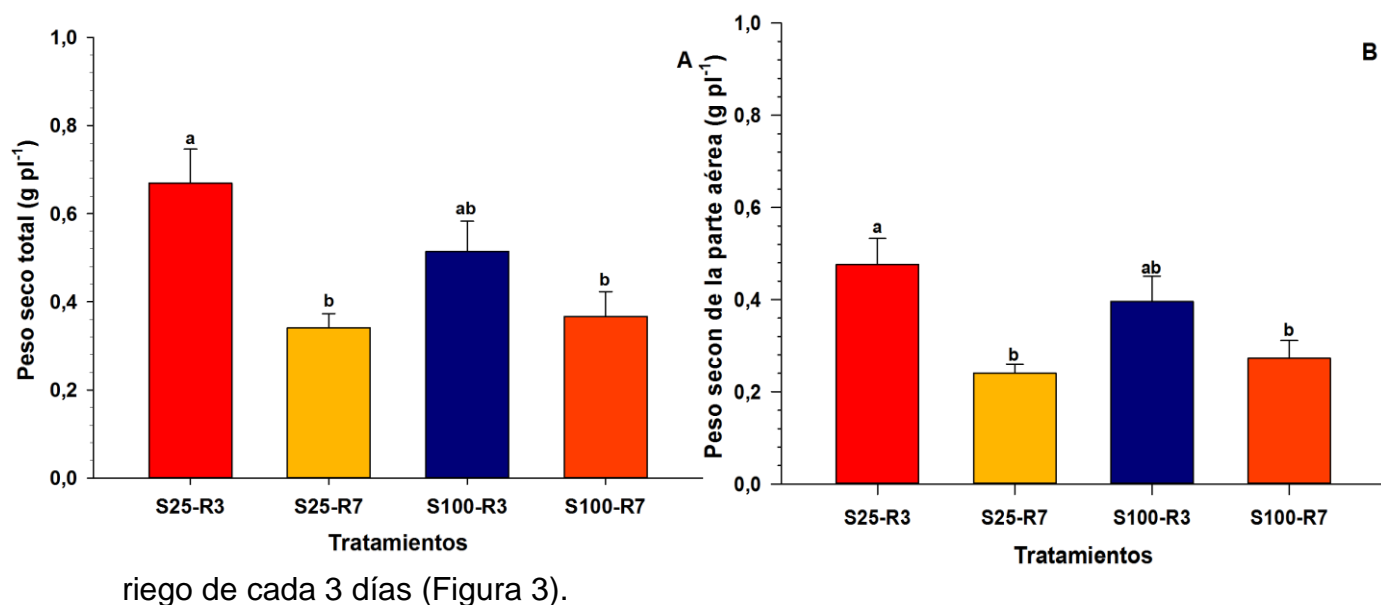
La Figura 3 A y B muestra que para las variables de respuesta peso seco total y peso seco de la parte aérea, el efecto de los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días; 0.67 y 0.48 g) y S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días; 0.51 y 0.40 g) fue significativamente igual y superior al efecto de los tratamientos S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días; 0.34 y 0.24 g) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días; 0.37 y 0.27 g).

El tratamiento S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días; 0.19 g) presentó diferencias estadísticas ( $p \leq 0.05$ ) en la acumulación de peso seco en raíces con respecto a los tratamientos S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días, 0.10 g), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días, 0.12 g) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días, 0.093 g) (Figura 3 C).

La aplicación de nutrientes mediante la solución nutritiva en agaves ha sido a través de la solución nutritiva de Steiner y fertilizantes sólidos, dicha aplicación ha favorecido el crecimiento de las plantas.

Enríquez *et al.* (2009) encontraron que las plantas de *Agave angustifolia* que presentaron mayor biomasa seca en la parte aérea (1.02 g) y raíz (0.37 g) fueron aquellas que se fertirrigaron con solución nutritiva de Steiner al 66 % y una frecuencia de riego de cada dos días; a una concentración del 100 % obtuvo 0.69 y 0.18 g, respectivamente. En *Agave potatorum* (Lambers *et al.*, 2008) el peso seco de las hojas fue de 6.5 g y en raíces de 0.92 g cuando se les aplicó la solución Steiner al 100 % y con una concentración del 20 % y regadas diario, los resultados que obtuvieron fueron 3.64 y 0.85 g en hojas y raíces de plantas de 120 días de edad; sin embargo, estas plantas fueron obtenidas por técnicas *in vitro*. Lo que contrasta con la presente investigación, en donde no se presentaron diferencias significativas en la acumulación de materia seca total y en hojas

cuando se regaron con solución nutritiva al 25 % o 100 % con una frecuencia de



riego de cada 3 días (Figura 3).

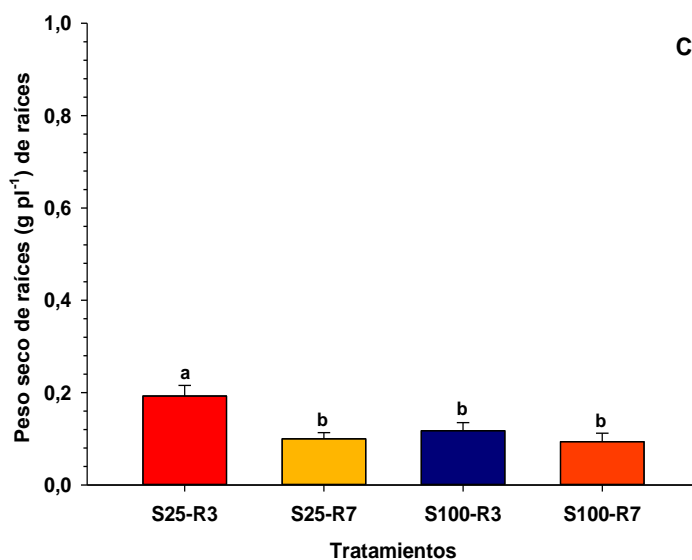


Figura 3. Acumulación de biomasa seca en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' regadas con solución nutritiva Steiner 168 días después de la siembra. Peso seco total acumulado (A). Peso seco acumulado en la parte aérea (B). Peso acumulado en raíces (C). Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes, Tukey (0.05).

S25-R3, Steiner 25 %, riego cada 3 días; S25-R7, Steiner 25 %, riego cada 7 días; S100-R3, Steiner 100 %, riego cada 3 días; S100-R7, Steiner 100 %, riego cada 7 días.

### Longitud de hoja

No se encontraron diferencias estadísticas en la longitud de las hojas 1, 2 y 3 en los distintos tratamientos. El tratamiento S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días) tuvo un efecto estadísticamente significativo ( $p \leq 0.05$ ) en la longitud de la hoja 4 en comparación con los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Longitud y ancho de las hojas, y diámetro de roseta de las plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' expuestas a distintas concentraciones de la solución nutritiva Steiner y distintas frecuencias de riego durante 168 días después de la siembra.

Variable (cm)	*Tratamientos			
	S25-R3	S25-R7	S100-R3	S100-R7
Hojas desplegadas	6.1 a	4.4 c	5.6 ab	5.2 b
Longitud hoja 1	2.21 a	2.21 a	2.74 a	2.05a
Longitud hoja 2	2.80 a	2.59 a	2.75 a	2.94 a
Longitud hoja 3	3.39 a	2.87 a	3.29 a	3.43 a
Longitud hoja 4	4.04 a	2.91b	3.85 a	3.68 a
Longitud promedio	<b>3.17</b>	<b>2.73</b>	<b>3.26</b>	<b>3.15</b>
Ancho hoja 1	0.54 a	0.57 a	0.57 a	0.62 a
Ancho hoja 2	0.81 a	0.66 b	0.73 ab	0.68 ab
Ancho hoja 3	0.87 a	0.71 b	0.79 ab	0.74 b
Ancho hoja 4	1.03 a	0.71 c	0.95 ab	0.82 bc
Ancho promedio	<b>0.84</b>	<b>0.68</b>	<b>0.80</b>	<b>0.73</b>
Diámetro de roseta	4.04 ab	2.57 c	4.18 a	3.48 b

\*Tratamientos: S25-R3: Steiner 25 %, riego cada 3 días. S25-R7: Steiner 25 %, riego cada 7 días. S100-R3: Steiner 100 %, riego cada 3 días. S100-R7: Steiner 100 %, riego, cada 7 días. Medias con letras iguales dentro de una fila no son estadísticamente diferentes Tukey, (0.05).

### **Ancho de hoja**

El ancho de la hoja 1 no presentó diferencias estadísticas entre los tratamientos. Para la variable ancho hoja número 2, los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) fueron significativamente igual entre ellos y superior al tratamiento S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días). En las variables ancho de la hoja 3 y 4 el efecto de los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días) y S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) fueron significativamente igual entre ellos y superior al efecto de los tratamientos S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) (Cuadro 6).

### **Número de hojas desplegadas**

El número de hojas desplegadas fue estadísticamente igual en los tratamientos S25-R3 y S100-R3 (Cuadro 6).

Jiménez (2016) concluyó que en las plantas de *Agave salmiana* de siete meses de edad obtenidas a partir de semillas y crecidas a temperatura constante de 25 °C o a una temperatura de 45 °C de día y 14 °C de noche, el crecimiento de las hojas fue inversamente proporcional a la edad; las que emergieron primero tuvieron menor longitud, anchura y acumulación de biomasa. La quinta hoja en emerger fue 1.8 y 2.2 veces más larga y ancha que la segunda, dichos resultados similares se encontraron en esta investigación. La hoja 4 fue la última en emerger y que estaba desplegada al momento de finalizar el experimento, fue la que presentó mayor longitud, y ancho.

*Agave salmiana* presenta un metabolismo ácido de las crasuláceas (CAM), en otras especies del género como *Agave sisalana* se ha observado que existe un gradiente en la capacidad para realizar la fotosíntesis a lo largo de la hoja y en las diferentes hojas. La absorción de CO<sub>2</sub> en la porción de la hoja más basal y más joven ocurrió casi exclusivamente durante el día, mientras que se observó un patrón de intercambio de gases típico de la fotosíntesis CAM en la punta de la hoja más madura (Matiz *et al.*, 2013). En hojas de *Fourcroya humboldiana*, Olivares y Medina (1990) sugirieron la influencia de la ontogenia en la acidez, relacionada con la fotosíntesis de las hojas dependiendo de la edad, ya que la acidez aumentó

con la distancia desde las bases de las hojas y también desde la más joven a la más madura, alcanzando valores máximos en la séptima hoja (contando desde el centro de la roseta). Se ha demostrado que en hojas de *Agave deserti* la captación de CO<sub>2</sub> disminuye con la edad (Nobel *et al.*, 1985).

### **Diámetro de roseta.**

El diámetro de roseta de las plantas del tratamiento S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días) fue significativamente inferior ( $p \leq 0.05$ ) con respecto al de las plantas de los tratamientos S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días), S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) y S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días) (Cuadro 6).

Martínez *et al.* (2013) en plantas de *A. angustifolia* y *A. potatorum* obtenidas por semilla, siete meses después de la germinación, usando como sustrato leptosol y regosol y fertilizadas una vez con N-P-K en diferentes dosis (baja 30-20-15, media 60-40-30 y alta 90-60-45 ha<sup>-1</sup>) encontraron diferencias significativas en el diámetro de roseta ( $P \leq 0.05$ ). Las plantas de *A. angustifolia* que crecieron en regosol y que se les aplicó una fertilización media fueron las que presentaron un mayor diámetro de roseta (14.2 cm); en tanto que en plantas de *A. potatorum* las que presentaron un mayor diámetro (16.1 cm) fueron a las que se les aplicó una fertilización alta y que estuvieron en regosol. Los resultados de estos autores son similares a los obtenidos en esta investigación, en donde se observó un mayor diámetro de roseta en las plantas a las que se les aplicó una mayor concentración de nutrientes en la solución nutritiva.

### **Azúcares solubles en hojas**

La glucosa fue el monosacárido que se encontró en mayor concentración (25.56  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco) en las hojas de agave de todos los tratamientos (Figura 4). El efecto de los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días) fue significativamente igual y superior (23.26 %) al tratamiento S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 3 días) en la acumulación de glucosa (Figura 4A). La



acumulación de fructosa en tejidos seco no presentó diferencias estadísticas entre los tratamientos (Figura 4B) con un promedio de 3.40  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco.

El tratamiento S25-R7 (Steiner 25 %, riego cada 7 días) presento diferencias estadísticas ( $p \leq 0.05$ ) en la acumulación de sacarosa (21.13 %), con respecto a los tratamientos S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días), S100-R3 (Steiner 100 %, riego cada 3 días) y S100-R7 (Steiner 100 %, riego cada 7 días). La concentración de azúcares totales fue estadísticamente igual entre los tratamientos con un promedio de 27.94  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco (Figura 4D).

La principal función de la fotosíntesis es la síntesis de carbohidratos. El contenido de azúcares en tejidos o carbohidratos es utilizado como indicador fisiológico de la calidad de plántula en vivero. Es un parámetro fisiológico que puede dar alguna indicación de la salud y el vigor de las plantas. La reserva de carbohidratos acumulados en los tejidos de las plantas en el vivero juega un papel fundamental en el comportamiento post-trasplante, durante la cual estos azúcares son removilizados cuando la actividad fotosintética es interrumpida o ralentizada por la descompensación hídrica (Marshall, 1985).

Jiménez (2016) determinó azúcares de tejido foliar en plantas de *Agave salmiana* de 7 meses de edad obtenidas a partir de semillas y crecidas a temperatura constante de 25 °C y a una temperatura de 45.5/14 °C diurna nocturna; el monosacárido con mayor concentración fue la glucosa de 59.25 a 91  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco y en menor concentración la fructosa (9.68 a 15.66  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco) y sacarosa (3.99 a 6.26  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco).

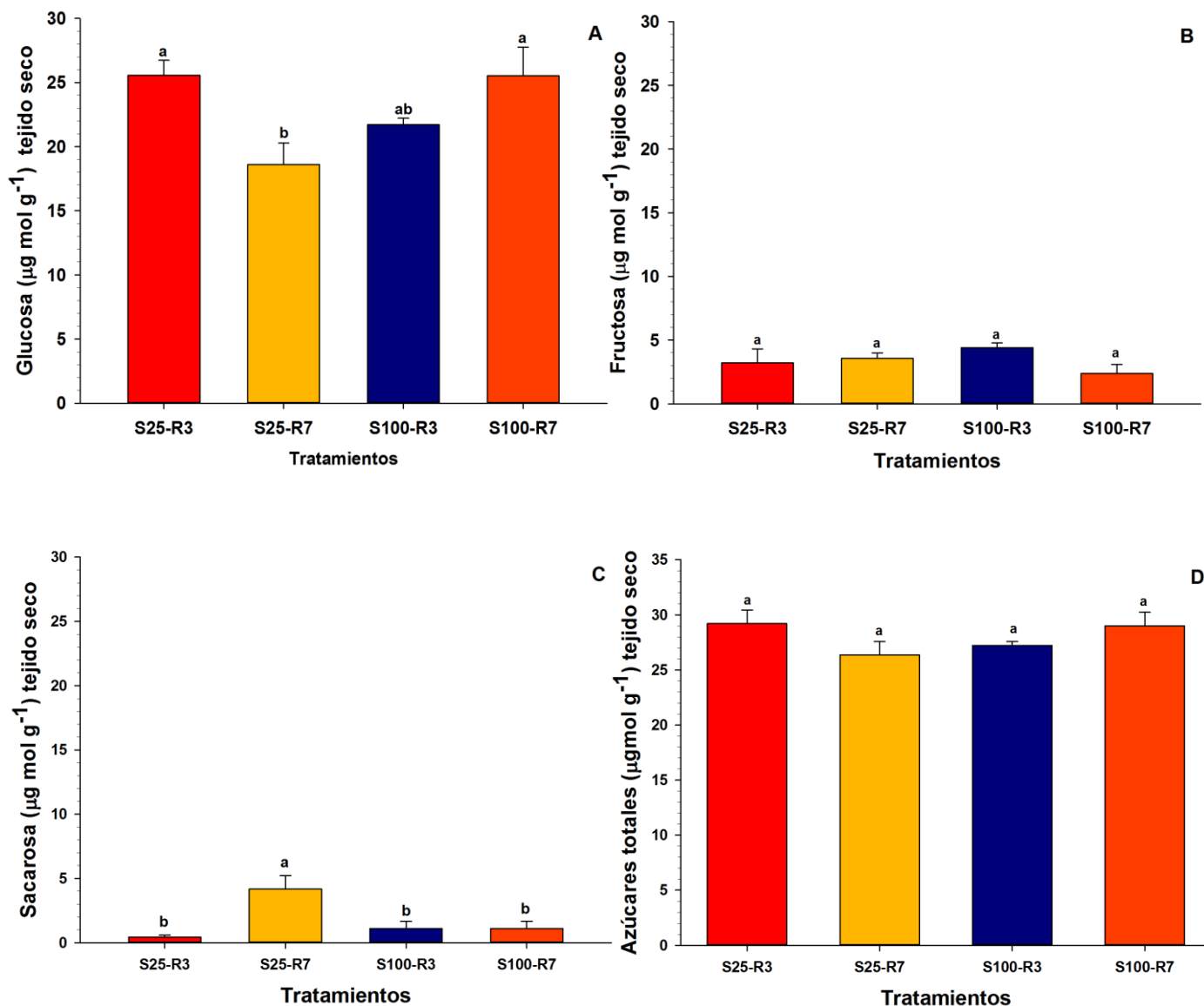


Figura 4. Contenido de azúcares solubles (determinado por el método enzimático) de hojas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' cultivadas en perlita y regadas con solución nutritiva Steiner. 168 días después de la siembra. Contenido de glucosa en tejido seco (A). Contenido de fructosa en tejido seco (B). Contenido de sacarosa en tejido seco (C). Contenido en azúcares totales en tejido seco (D).

Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes, Tukey (0.05).

S25-R3, Steiner 25 %, riego cada 3 días; S25-R7, Steiner 25 %, riego cada 7 días; S100-R3, Steiner 100 %, riego cada 3 días; S100-R7, Steiner 100 %, riego cada 7 días.

Los azúcares son moléculas de importancia fundamental para la vida, actúan como los principales portadores de la energía capturada del sol. Se ha encontrado que modulan una serie de procesos vitales de la planta durante el crecimiento y desarrollo como la germinación, desarrollo de plántulas, diferenciación de hojas y raíces, formación de flores y senescencia. Pueden actuar como nutrientes, osmoprotectores, moléculas señalizadoras que modulan un amplio rango de procesos vitales, también tienen un papel en la regulación en la respuesta al estrés (Shahri *et al.*, 2014). Los azúcares están presentes en forma de monosacáridos y disacáridos. Entre los más comunes están la glucosa, fructosa y sacarosa.

La glucosa y la fructosa son moléculas que regulan la expresión de genes que participan en el crecimiento de las plantas. La glucosa está asociada con el crecimiento temprano de los órganos, tiene un papel en la contribución osmótica de la expansión de las células recién divididas y tiene un papel como molécula señalizadora durante estas fases. Durante la degradación de sustancias de reserva, como el almidón, se forma glucosa y tiene un papel en la señalización en el proceso de senescencia que está involucrado en la removilización de reservas (Tognetti *et al.*, 2013).

La sacarosa es el disacárido más abundante en algunas plantas formada por los monosacáridos glucosa y fructosa. Tiene un papel como molécula de señalización durante la asimilación y transporte de carbono y nitrógeno, en el desarrollo del floema y durante la división celular del embrión (Tognetti *et al.*, 2013).

La concentración de azúcares solubles es alterada cuando las plantas están sometidas a estrés abiótico como son falta de agua, bajas temperaturas y deficiencia de nutrientes. Los azúcares que son afectados incluyen a la sacarosa, glucosa y fructosa, ya que estos actúan como agentes protectores sobre la membrana o macromoléculas e inician una cascada de señalización (Sami *et al.*, 2016).

Cuando las plantas están bajo estrés hídrico la turgencia de las células disminuye y se deteriora drásticamente el alargamiento de las células (Hsiao, 1973), pero la fotosíntesis puede continuar ya que la señalización del ácido abscísico desde las raíces retarda el cierre de los estomas (Sami *et al.*, 2016; Shinohara *et al.*, 1995). Lo anterior altera la acumulación de azúcares en diferentes tejidos de la planta como en el caso de frutos de tomate donde se encontraron concentraciones altas de sacarosa cuando las plantas estuvieron bajo estrés salino (Saito y Matsukura 2015).

La deficiencia de nutrientes es otra condición estresante que promueve la acumulación de azúcares. Wang y Tillber (1996) reportaron la acumulación de azúcares en hojas de cebada bajo una deficiencia de nitrógeno. La deficiencia de fósforo, potasio y magnesio promueve la acumulación de sacarosa en las hojas mientras que disminuye en el floema (Marschner *et al.*, 1996).

Esto pudiera explicar por qué las plantas del tratamiento S25-R3 (Steiner 25 %, riego cada 3 días) acumularon más sacarosa. La cantidad de nutrientes suministrados en la solución Steiner al 25 % cada tres días pudo ocasionar que las plantas se estresaran y acumularan sacarosa en las hojas.

## **Experimento 2**

### **Caracterización de sustratos a base de aserrín de quiote de agave**

Las propiedades físicas que se deben considerar para la caracterización de cualquier sustrato y los valores para considerarlo como adecuado son: la densidad aparente que tiene que ser  $<0.5 \text{ g cm}^3$ , densidad real, granulometría, porosidad total por arriba del 85 %, porosidad de aire entre el 20 al 30 %, porosidad de agua, agua fácilmente disponible, agua difícilmente disponible y agua de reserva del 4 al 10 %. La concentración de sales que contiene un sustrato que se mide mediante la conductividad eléctrica (CE). Se recomienda que la CE de un sustrato sea menor a  $1 \text{ dS m}^{-1}$ . El pH de un sustrato tienen que estar dentro de los rangos 5.5 a 6.8 (Burés 1997).

El Cuadro 7 muestra las propiedades físicas y químicas de la mezcla de sustratos: aserrín de quiote de agave (AA) y la mezcla 1:2 de tezontle-aserrín de quiote de agave (MT-AA).

El sustrato MT-AA 1:2 mostró valores tanto de CE (mayor a 1 dSm<sup>-1</sup>) como de porosidad de aire (10 al 35 %) por arriba de lo recomendado, lo que hace que este sustrato retenga poca agua y contenido alto de sales. En contraste el sustrato AA presentó valores por debajo de lo recomendado para porosidad de aireación, con un pH ligeramente alcalino y CE alta (mayor a 1 dSm<sup>-1</sup>). Esto implica que las raíces no dispongan de un adecuado suministro de oxígeno, la solubilidad de elementos como el Fe, Zn y Cu disminuye en pH alcalinos.

Cuadro 7. Propiedades físicas y químicas de los sustratos a base de aserrín de quiote de *Agave salmiana*.

	Tratamientos		
	AA*	MT-AA*	Valores sugeridos **
Porosidad total (%)	65	82	85
Porosidad de aireación (%)	30	39	23-30
Retención de humedad (%)	35	43	
Densidad aparente (g/cm <sup>3</sup> )	0.3	0.1	≤ 0.5
pH	7.02	6.48	5.5 a 5.8
Conductividad eléctrica (ds m <sup>-1</sup> )	6.15	7.56	≥ 1
Contenido orgánico (%)	38	54	

\*AA-. Aserrín de quiote de agave, \*MT-AA 1:2. Mezcla de tezontle-aserrín de quiote de agave 1:2.

\*\* Valores sugeridos por Burés (1997).

## Emergencia de la hoja cotiledonar y la primera hoja verdadera de *Agave salmiana* de los cultivares 'xamini' y 'verde'

En perlita se obtuvo 50 % de emergencia en el cultivar 'xamini' y 55 % en el cultivar "verde" e inició en ambos casos a los dieciocho días después de la siembra. En contraste solo 30 % de plántulas del cultivar 'xamini' cultivadas en tezontle mostró su hoja cotiledonar a los 18 días (Figura 5). Así mismo, la primera hoja verdadera emergió a los 29 dds en el cultivar 'xamini' y a los 26 dds en el cultivar 'verde' cuando se cultivaron en perlita en tanto que en tezontle el inicio de la emergencia del monofilo ocurrió a los 22 días después de la siembra en el cultivar 'xamini'. En los sustratos aserrín de quicote de agave y en la mezcla de tezontle con aserrín de agave las plantas no emergieron.

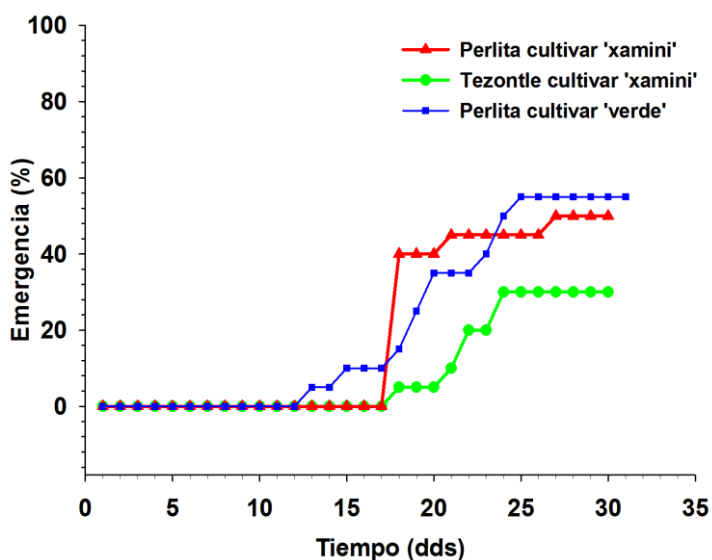


Figura 5. Emergencia acumulada de la hoja cotiledonar de *Agave salmiana* de los cultivares 'xamini' y 'verde' en los sustratos perlita y tezontle, durante 30 días después de la siembra (dds).

Las semillas de *A. salmiana* presentan un amplio intervalo térmico para germinar como lo sugieren Ramírez *et al.* (2012); dicho intervalo va desde los 10 °C hasta los 27 °C en el cual puede mantenerse 91 % de germinación a una temperatura constante de 23 °C, a los 30 °C la germinación disminuye 50 % y por arriba de los

35 °C las semillas entran en latencia, en tanto que a 40 °C ocurre la inhibición de la germinación o muerte de las semillas. No obstante, Pérez *et al.* (2011) observaron que cuando las semillas de *A. salmiana* se expusieron a temperatura constante de 40 °C por 7 y 14 días, la germinación no se vio afectada alcanzando 96 %.

En las variantes 'chino', 'liso' y 'blanco' de *A. salmiana* Peña-Valdivia *et al.* (2006) observaron que 100 % de las semillas de las variante 'liso' de *A. salmiana* germinó cuando se les cultivó entre 14 a 30 °C, mientras que sólo 44 % de las semillas del cultivar 'chino' germinó bajo estas condiciones. La germinación se inhibió en ambas variantes cuando la temperatura alcanzó los 40 °C. La temperatura óptima para las variantes 'chino' y 'liso' fue de 25 °C. En la variante 'blanco' a 25 °C la germinación fue de 66 % mientras que a 40 °C se inhibió la germinación. Sin embargo, cuando las semillas se mantuvieron por algunos días a temperaturas de 10, 14 o 32 °C y posteriormente se colocaron a una temperatura de 25 °C la germinación fue de 100 %.

El tiempo que tardó en emerger la hoja cotiledonar fue de cuatro y siete días más, y la emergencia de la primera hoja verdadera fue similar a lo que reportan Vázquez *et al.* (2011). Estos autores mostraron el inicio de la emergencia de la hoja cotiledonar en *Agave salmiana* de tres cultivares 'blanco', 'chino' y 'liso', usando una mezcla de suelo agrícola y tezontle en una proporción 3:1 a los 13 días después de la siembra. El desdoblamiento de la primera hoja verdadera a los 33 días. El porcentaje de emergencia que obtuvieron fue 66 % en la variante 'blanco', 62 % en la variante 'chino' y 71 % en la variante 'liso'.

Ram *et al.* (2018) mencionan que los factores abióticos que afectan la germinación y emergencia de plántulas son: temperatura, contenido de agua en la cama de germinación, estructura de la cama de germinación macro y micro nutrientes presentes y la herbivoría.

La temperatura es un factor importante para la germinación de semillas. Las semillas no latentes germinan en un amplio rango de temperaturas, pero las temperaturas superiores a las óptimas durante la imbibición pueden llevar a la

termoinhibición. La inhibición térmica de la germinación se da cuando se inicia la imbibición a temperaturas cálidas, pero las semillas sólo germinan cuando la temperatura disminuye (Huo y Bradford, 2015).

Un fenómeno de termoinhibición pudieron haber sufrido las semillas de los cultivares 'xamini' y 'verde' estudiados en la presente investigación, causada por la temperatura que alcanzó el invernadero en el que se cultivaron (50 °C). No obstante, una vez que las semillas que no germinaron se colocaron en cajas Petri con papel humedecido a 26 °C, lograron germinar (80 %) después de siete días.

La emergencia de la hoja cotiledonar del cultivar 'xamini' en el sustrato tezontle fue 20 % menor que en el sustrato perlita. Esto pudo deberse a las características físicas de cada sustrato. Vargas *et al.* (2008) concluyeron que las propiedades físicas del tezontle como son la densidad aparente, densidad real, espacio poroso total, porosidad ocluida, capacidad de aireación y capacidad de retención de humedad varía con el tamaño de partícula. En partículas entre 0.25-0.50 mm hay una capacidad de retención de humedad del 56.9 % y disminuye cuando se reduce el tamaño de partícula. La capacidad de aireación a partir de fracciones con 0.71-1.00 mm fue de 28.4 a 36.6 % e incrementa con el tamaño de partícula. Para un sustrato se recomienda que tenga una capacidad de aireación entre 10, 30 o 35 %. Esta característica es importante porque de ello depende el suministro de oxígeno y agua a la raíz (Cruz *et al.*, 2013).

Anicua *et al.* (2009) mencionan que el espacio poroso total en perlita expandida es de 85 % en partículas de 1 mm de diámetro, en partículas de 2.0 mm de 80 % y en partículas >3.36 es de 77 %. Burés (1997) reporta espacio poroso total de 95.47 %. La porosidad de un sustrato está relacionado con la disponibilidad de oxígeno, bajos porcentajes de porosidad implican menos oxígeno disponible, sin embargo, esto dependerá de los tamaños de los poros. Cuando los poros son muy grandes habrá más aire en el sustrato y será menos la cantidad de agua retenida. El agua será retenida si los poros son muy pequeños y la disponibilidad de oxígeno para las raíces será poca (Ansorena, 1994).



El agua fácilmente disponible para la perlita es de 22.4 % en partículas de 1 mm, 24.5 en partículas de 2.0 mm y de 10 % en partículas > 3.36, de acuerdo a Anicua *et al.* (2009). Grillas *et al.* (2001) la reportan como 5.2 %. El agua fácilmente disponible es la que pueden tomar las raíces de las plantas sin emplear tanta energía. Para un sustrato ideal se reportan 30 % del volumen total del sustrato. La capacidad de retención de agua puede ser cinco veces su peso (Burés, 1997). El agua de reserva de acuerdo a Anicua *et al.* (2009) es de 11.3, 11.8 y 7.1 % para partículas de 1.0, 2.0 y > 3.36 mm, respectivamente. El agua de reserva está disponible para la planta pero requiere más energía para extraerla del sustrato. La interacción entre el factor cultivar y sustrato no fue significativa.

### **Longitud y ancho de hojas y diámetro de roseta**

Los tratamientos CXSP (cultivar 'xamini', perlita) y CXST (cultivar 'xamini', tezontle) tuvieron un efecto significativamente igual y superior que el tratamiento CVSP (cultivar 'verde', perlita) en la variable longitud hoja 1 (Cuadro 8).

En la variable longitud de la hoja 3, los tratamientos CXST (cultivar 'xamini', tezontle) y CVSP (cultivar 'verde', perlita) el efecto fue significativamente igual y superior al tratamiento CXSP (cultivar 'xamini', perlita). En las variables longitud de hoja 2 y 4 no hubo diferencias estadísticas (Cuadro 8).

En las variables ancho hoja 1, 2 y 3 no hubo diferencias estadísticas. Los tratamientos CXSP (cultivar 'xamini' perlita) y CVSP (cultivar 'verde', perlita) fueron estadísticamente iguales y superiores en ancho de la hoja 4 en comparación con el tratamiento CXST (cultivar 'xamini', tezontle).

El efecto de los tratamientos CXSP (cultivar 'xamini, perlita) y CVSP (cultivar 'verde', perlita) fue significativamente igual y superior que el tratamiento CXST sobre el diámetro de roseta (Cuadro 8).

Jiménez (2016) concluyó que en las plantas de *Agave salmiana* de siete meses de edad, obtenidas a partir de semillas y crecidas a temperatura constante de 25 °C y a una temperatura 45.5/14 °C diurna nocturna, el crecimiento de las hojas es inversamente proporcional a su edad; las que emergieron primero tuvieron menor longitud y anchura.

Cuadro 8. Longitud y ancho de las hojas y diámetro de roseta de las plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' y 'verde' con riego a una concentración de 25 % de la solución nutritiva de Steiner en diferentes sustratos a los 153 días después de la siembra.

Variable (cm)	Tratamientos							
	CXSP	CXST	CXSAA	CXTAA	CVSP	CVST	CVAA	CVSTAA
Longitud hoja 1	1.92 ab	2.29 a	----	----	1.64 b	----	----	----
Longitud hoja 2	2.17 a	2.90 a	----	----	2.02 a	----	----	----
Longitud hoja 3	2.88 b	4.104 a	----	----	3.01 ab	----	----	----
Longitud hoja 4	3.38 a	2.59 a	----	----	2.72 a	----	----	----
Ancho hoja 1	0.60 a	0.56 a	----	----	0.53 a	----	----	----
Ancho hoja 2	0.73 a	0.70 a	----	----	0.62 a	----	----	----
Ancho hoja 3	0.73 a	0.62 a	----	----	0.58 a	----	----	----
Ancho hoja 4	0.72 a	0.40 b	----	----	0.48 ab	----	----	----
Diámetro de roseta	2.60 a	1.82 b	----	----	2.06 ab	----	----	----

Tratamientos: CXSP Cultivar 'xamini' sustrato perlita. CXST. Cultivar 'xamini' sustrato tezontle. CXSAA Cultivar 'xamini' sustrato aserrín de quiole de agave. CXTAA Cultivar 'xamini' sustrato mezcla de tezontle-aserrín de quiole de agave. CVSP Cultivar 'verde' sustrato perlita. CVST. Cultivar 'verde' sustrato tezontle. CVSAA Cultivar 'verde' sustrato aserrín de quiole de agave. CVTAA cultivar 'verde' sustrato mezcla de tezontle-aserrín de quiole de agave 1:2. Medias con letras iguales dentro de una fila no son estadísticamente diferentes. Tukey, 0.05.

### Experimento 3

El factor sustrato mostró tener un efecto significativo en las variables, número de hojas desplegadas, peso seco total, peso seco de la parte aérea, acumulación de glucosa, sacarosa y azúcares totales en tejidos foliares de plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini', 119 días después de la siembra. El factor solución sólo fue significativo para la variable ancho de la hoja uno y la interacción entre los dos factores no fue significativa (Cuadro 9).

Cuadro 9. Significancia de F en las variables de crecimiento, generada por los factores, sustrato, solución nutritiva Steiner y sus interacciones, en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini', 119 días después de la siembra.

Variable de respuesta	Factor sustrato	Factor solución	Interacción solución*sustrato
<b>Hojas desplegadas</b>	0.000	0.686	0.228
<b>Longitud hoja 1</b>	0.000	0.222	0.071
<b>Longitud hoja2</b>	0.000	0.622	0.175
<b>Longitud hoja 3</b>	0.000	0.558	0.127
<b>Longitud hoja 4</b>	0.000	0.537	0.348
<b>Ancho hoja 1</b>	0.000	0.030	0.319
<b>Ancho hoja 2</b>	0.000	0.061	0.656
<b>Ancho hoja 3</b>	0.000	0.157	0.553
<b>Ancho hoja 4</b>	0.000	0.555	0.462
<b>Diámetro de roseta</b>	0.000	0.637	0.268
<b>Peso seco total</b>	0.055	0.364	0.645
<b>Peso seco de hojas</b>	0.003	0.079	0.197
<b>Peso seco de raíz</b>	0.321	0.703	0.352
<b>Glucosa</b>	0.002	0.221	0.499
<b>Fructosa</b>	0.005	0.842	0.016
<b>Sacarosa</b>	0.004	0.267	0.119
<b>Azúcares totales</b>	0.000	0.470	0.288

## Longitud y ancho de las hojas y diámetro de roseta

No se encontraron diferencias estadísticas en las variables longitud y ancho de hoja 1, 2, 3, 4 y en el diámetro de roseta por efecto de los sustratos (Cuadro10).

Cuadro 10. Longitud y ancho de las hojas y diámetro de roseta de las plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' crecidas en diferentes sustratos 119 después de la siembra.

Variable de respuesta (cm)	Tratamientos				Promedio
	Perlita	Tezontle	AA*	MT-AA *	
<b>Hojas desplegadas</b>	4.9 a	4.2 b	----	3.8 b	
<b>Longitud hoja 1</b>	2.22 a	2.72 a	----	2.68 a	2.54
<b>Longitud hoja 2</b>	2.94 a	3.30 a	----	3.16 a	3.13
<b>Longitud hoja 3</b>	3.72 a	4.14 a	----	3.92 a	3.93
<b>Longitud hoja 4</b>	3.59 a	3.37 a	----	3.10 a	3.53
<b>Longitud promedio</b>	<b>3.14</b>	<b>3.38</b>	----	<b>3.22</b>	
<b>Ancho hoja 1</b>	0.72 a	0.73 a	----	0.63 a	0.69
<b>Ancho hoja 2</b>	0.73 a	0.75 a	----	0.65 a	0.71
<b>Ancho hoja 3</b>	0.70 a	0.74 a	----	0.64 a	0.69
<b>Ancho hoja 4</b>	0.61 a	0.58 a	----	0.49 a	0.56
<b>Ancho promedio</b>	<b>0.69</b>	<b>0.70</b>	----	<b>0.61</b>	
<b>Diámetro de roseta</b>	2.56 a	2.30 a	----	2.30 a	2.39

\*AA: Aserrín de quiote de agave

\*MT-AA: 1:2. Mezcla de tezontle-aserrín de quiote de agave 1:2

Medias con letras iguales dentro de una fila no son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05).

## Número de hojas desplegadas

El número de hojas desplegadas fue estadísticamente superior en las plantas que crecieron en perlita (Cuadro 10).

Jiménez (2016) encontró que en las plantas de *Agave salmiana* de siete meses de edad obtenidas a partir de semillas y crecidas a temperatura constante de 25 °C o una temperatura de 45 °C de día y 14 °C de noche, el crecimiento de las hojas fue inversamente proporcional a la edad; las que emergieron primero tuvieron menor longitud, anchura y acumulación de biomasa. La quinta hoja en emerger fue 1.8 y 2.2 veces más larga y ancha que la segunda hoja. La biomasa seca de la parte aérea a una temperatura constante de 25 °C fue de 0.414 g y con una alternancia de temperatura de 45 °C día por 14 °C noche por 15 días, el peso fue de 0.547 g.

Martínez *et al.* (2013) en plantas de *A. angustifolia*, y *A. potatorum*, siete meses después de la germinación, encontraron que el suelo (leptosol y regosol) generó diferencias significativas ( $P \leq 0.05$ ) en la altura de planta, diámetro de roseta y el número de hojas desplegadas. Las plantas que crecieron en leptosol (21-41-38 % arena, limo arcilla, 4.3 % de materia orgánica, pH, 6.6, una conductividad eléctrica de 1.0 dS m<sup>-1</sup>), la altura, diámetro de roseta, hojas desplegadas y materia seca, fue 75.7, 120 56.6 y 300 % mayor que en las que crecieron en regosol (61-14-25 % arena, limo arcilla, 1.4 % de materia orgánica, pH, 7.8, una conductividad eléctrica de 1.5 dS m<sup>-1</sup>).

## Peso seco

El peso seco total y peso seco de la parte aérea mostró ser estadísticamente menor ( $p \leq 0.05$ ) para la mezcla de tezontle con aserrín de quiote de agave (MT-AA) con respecto a los sustratos perlita y tezontle (Figura 6). Las plantas que crecieron en MT-AA acumularon 36.71 y 33.75 % menos materia seca total y en la parte aérea respectivamente, en comparación con las que crecieron en perlita y tezontle.

En tanto, el peso seco de las raíces, no se encontraron diferencias estadísticas entre los tratamientos, con una media de 0.0876 g.

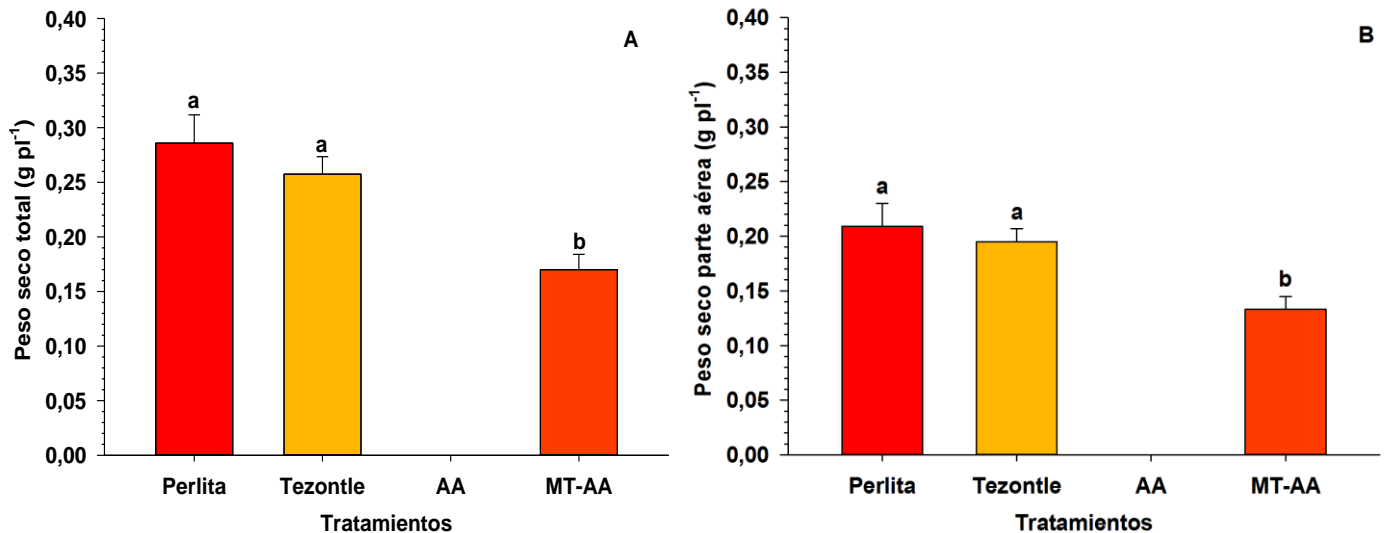


Figura 6. Acumulación de biomasa seca en plantas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' en diferentes sustratos a los 119 días después de la siembra. Peso seco total acumulado (A). Peso seco acumulado en la parte aérea (B).

AA: Aserrín de quiole de agave; MT-AA: Mezcla tezontle-aserrín de quiole de agave. Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes, Tukey (0.05).

Estos resultados pudieron deberse a las propiedades físicas de los sustratos. Anicua *et al.* (2009) mencionan que el espacio poroso total en perlita expandida es de 85 % en partículas de 1 mm de diámetro, en partículas de 2.0 mm de 80 % y en partículas >3.36 es de 77 %. Burés (1997) reporta espacio poroso total de este sustrato es de 95.47 %. La porosidad de un sustrato está relacionado con la disponibilidad de oxígeno, bajos porcentajes de porosidad implican menos oxígeno disponible, sin embargo, esto dependerá también del tamaño de los poros. Cuando los poros son muy grandes hay más aire en el sustrato y es menor la cantidad de agua retenida. El agua será retenida si los poros son muy pequeños pero la disponibilidad de oxígeno para las raíces será poca (Ansorena, 1994).

El agua fácilmente disponible para la perlita es de 22.4 % en partículas de 1 mm, 24.5 en partículas de 2.0 mm y de 10 % en partículas > 3.36, de acuerdo a Anicua

*et al.* (2009). Grillas *et al.* (2001) la reportan como 5.2 %. El agua fácilmente disponible es la que pueden tomar las raíces de las plantas sin emplear tanta energía. Para un sustrato ideal se reporta 30 % de agua fácilmente disponible del volumen total del sustrato. La capacidad de retención de agua puede ser cinco veces el peso del sustrato (Burés, 1997). El agua de reserva de acuerdo a Anicua *et al.* (2009) es de 11.3, 11.8 y 7.1 % para partículas de 1.0, 2.0 y > 3.36 mm, respectivamente. El agua de reserva está disponible para la planta pero requiere más energía para extraerla del sustrato.

Vargas *et al.* (2008) concluyeron que las propiedades físicas del tezontle como son la densidad aparente, densidad real, espacio poroso total, porosidad ocluida, capacidad de aireación y capacidad de retención de humedad varía con el tamaño de partícula. En partículas entre 0.25-0.50 mm hay una capacidad de retención de humedad del 56.9 % y disminuye cuando se reduce el tamaño de partícula. La capacidad de aireación a partir de fracciones con 0.71-1.00 mm fue de 28.4 a 36.6 % e incrementa con el tamaño de partícula. Para un sustrato se recomienda que tenga una capacidad de aireación entre 10, 30 o 35 %. Esta característica es importante porque de ello depende el suministro de oxígeno y agua a la raíz (Cruz *et al.*, 2013).

Por otro lado, la mezcla de tezontle con aserrín de qurote de agave mostró valores tanto de CE (mayor a  $1 \text{ dSm}^{-1}$ ) como de porosidad de aire (10 al 35 %) por arriba de lo recomendado, lo que hace que este sustrato retenga poca agua y contenido alta concentración de sales. Esto implica que las raíces no dispongan de un adecuado suministro de oxígeno y haya baja la solubilidad de elementos como el Fe, Zn y Cu debido a su pH alcalino.

### **Azúcares solubles en hojas de agave**

La glucosa fue el carbohidrato que se produjo en mayor concentración en todos los tratamientos. En las plantas que crecieron en tezontle la concentración de glucosa fue 33.17 % menor que en las plantas que se cultivaron en sustrato perlita, la mezcla tezontle con aserrín de qurote de agave (MT-AA) y aserrín de qurote de agave (AA) (Figura 7 A). La acumulación de fructosa fue

significativamente igual en los sustratos tezontle y MT-AA (mezcla de tezontle con aserrín de quiote de agave) y superior con respecto al sustrato perlita y AA (aserrín de quiote de agave) (Figura 7 B).

La concentración de sacarosa fue significativamente igual en las plantas cultivadas en los sustratos perlita y tezontle (53.06 %), y superior que en la mezcla de tezontle y aserrín de quiote de agave (MT-AA) y aserrín de quiote de agave (AA) (Figura 7 C y D). La concentración de azúcares totales mostró ser significativamente igual en los sustratos perlita y MT-AA (mezcla de tezontle con aserrín de quiote de agave) y 14.53 % mayor que en los sustratos tezontle y AA (aserrín de quiote de agave).

Jiménez (2016) determinó azúcares en el tejido foliar de plantas de *Agave salmiana* de 7 meses de edad obtenidas a partir de semillas, crecidas a 25 °C o a 45.5/14 °C y encontró que el monosacárido con mayor concentración fue la glucosa (59.25 a 91  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco) y en menor concentración la fructosa (9.68 a 15.66  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco) y sacarosa (3.99 a 6.26  $\mu\text{moles g}^{-1}$  de tejido seco).

La glucosa y la fructosa son moléculas que regulan la expresión de genes que participan en el crecimiento de las plantas. La glucosa está asociada con el crecimiento temprano de los órganos, tiene un papel en la contribución osmótica de la expansión de las células recién divididas y como molécula señalizadora durante estas fases. Durante la degradación de sustancias de reserva, como el almidón, se forma glucosa que actúa como señal en el proceso de senescencia que está involucrado en la re movilización de reservas (Tognetti *et al.*, 2013).

La sacarosa es el disacárido más abundante en algunas plantas formada por los monosacáridos glucosa y fructosa. Tiene un papel como molécula de señalización durante la asimilación y transporte de carbono y nitrógeno, en el desarrollo del floema y durante la división celular del embrión (Tognetti *et al.*, 2013).



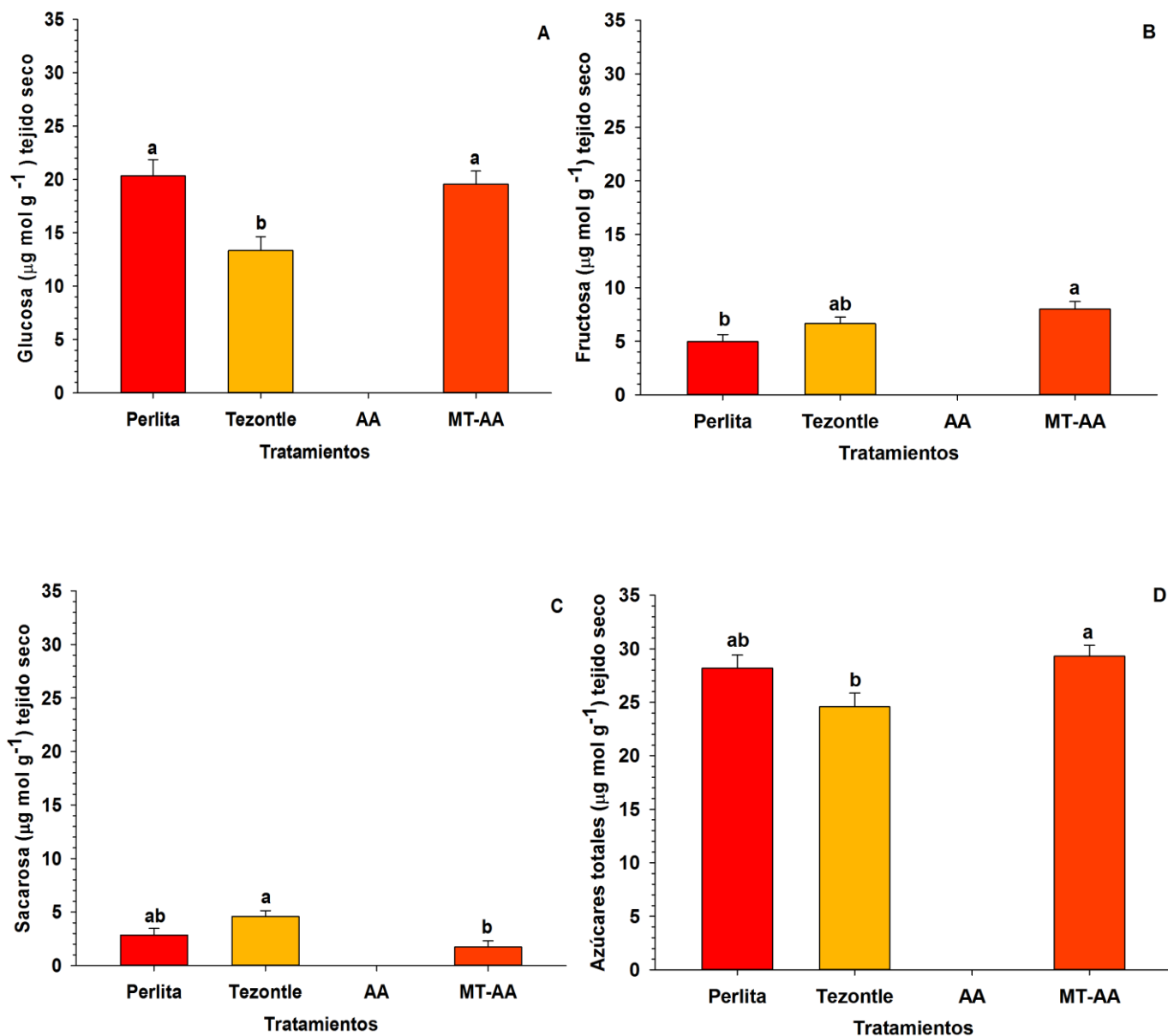


Figura 7. Contenido de azúcares solubles (determinado por el método enzimático) de hojas de *Agave salmiana* cultivar 'xamini' mantenidas en diferentes sustratos, a los 119 días después de la siembra. Contenido de glucosa en tejido seco (A). Contenido de fructosa en tejido seco (B). Contenido de sacarosa en tejido seco (C). Contenido de azúcares totales en tejido seco (D). AA: Aserrín de qurote de agave; MT-AA: Mezcla tezontle-aserrín de qurote de agave. Barras con letras iguales no son estadísticamente diferentes. Tukey, (0.05).

Los resultados obtenidos en esta investigación permitieron observar que el factor sustrato tuvo efecto en la concentración de carbohidratos solubles, peso seco total, peso seco de la parte área; en contraste el factor solución nutritiva y la interacción entre sustrato y solución nutritiva no tuvo este efecto sobre las variables evaluadas. El crecimiento de las plantas regadas con solución nutritiva Steiner al 100 % no fue significativamente diferente del de aquellas regadas con la solución nutritiva menos concentrada. Esto implica menor consumo de fertilizantes y sin que las plantas se estresen por la falta de nutrientes.

## CONCLUSIONES

El porcentaje de emergencia de la hoja cotiledonar fue mayor en perlita que en tezontle y la mezcla de tezontle y aserrín de quiole de agave.

El sustrato aserrín de quiole de agave no es adecuado para la emergencia y crecimiento de plantas del cultivar 'xamini' de *Agave salmiana*.

El crecimiento de las plantas del cultivar 'xamini' de *Agave salmiana* no se vio afectada por la concentración de nutrientes en la solución nutritiva, pero sí por la frecuencia de riego.

Las plantas que crecieron en perlita y tezontle acumularon mayor biomasa seca total y de la parte aérea.

La concentración de azúcares totales en las plantas regadas con la solución nutritiva al 25 y 100 % no fue significativamente diferente.

El sustrato perlita mostro ser más eficiente para el crecimiento de las plantas, al presentar mayor número de hojas desplegadas.

## LITERATURA CITADA

Abad B. M., Noguera M. y C. Carrión B. 2004. Los sustratos en el cultivo sin suelo. Pp.113-158. *In*: M. Urrestarazu G. Ed. Tratado de Cultivos sin suelo. Mundi-Prensa. Madrid, España.

Aguilar J. B., Enríquez del V. J. R., Rodríguez O. G., Granados S. D. y Martínez C. B. 2014. El estado actual de *Agave salmiana* y *A. mapisaga* del Valle de México. *Revista Mexicana de Agrosistemas*. 1: 106-120.

Aguirre D. X. y Eguiarte L.E. 2013. Genetic diversity, conservation and sustainable use of wild *Agave cupreata* and *Agave potatorum* extracted for mezcal production in México. *Journal of Arid Environment*. 90: 36-44.

Anicua S. R., Gutiérrez C. Ma. Del C., Sánchez G. P., Ortiz S. C., Volke H.V., y Rubiños P. J. E. 2009. Tamaño de partícula y relación micromorfológica en propiedades físicas de perlita y zeolita. *Agricultura Técnica en México*. 32 (2): 147-156.

Ansorena J. 1994. Sustratos, Propiedades y caracterización. Mundi-prensa. Madrid España. 172 p.

APGIII. 2009. An Update of the Angiosperm Phylogeny Group Classification for the Orders and Families of Flowering Plants: APG III. *Botanical Journal of the Linnean Society*. 161 (2): 105-121.

Baca C., G. A. de J., Rodríguez C. C. y Quevedo N. A. 2016. La solución nutritiva en hidroponía. Universidad Autónoma Chapingo. México 154 p.

Burés S. 1997. Sustratos. Ediciones Agrotécnicas. Madrid, España. 342 p.

Crespo G. M. R., González D. R., Rodríguez M. R., Rendón S. J., del Real L. I. y Torres M. J P. 2013. Evaluación de la composta de bagazo de agave como componente de sustratos para producir plántulas de agave azul tequilero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 8: 1161-1173.

Cruz. C. E. Can, C. A. Sandoval V. M, Bugarín M. R. Robles B. A. y Juárez L. P. 2013. Sustratos en la horticultura. *BioCiencias*. 2(2): 17-26.

Dürr C. y Aubertot J. N. 2000. Emergence of seedlings of sugar beet (*Beta vulgaris* L.) as affected by the size, roughness and position of aggregates in the seed bed. *Plant and Soil*. 219: 211-220.

Enríquez V. J. R., Velasco, V. A., y Hernández-Gallardo E. 2009. *Agave angustifolia* plants grown with different fertigation doses and organic substrates. *Acta Horticulturae*. 843: 49-55.

Enríquez V. J. R., Cruz-Valdez, I., y Carrillo-Castañeda G. 2012. Acclimatization of *Agave angustifolia* Haw. vitroplants in Inert Substrates and fertigated with different nutrimental dose. *Acta Horticulturae*. 947: 101-104.

Enríquez V. J. R., Estrada S. A., Rodríguez O. G., Velasco V. V., y Campos A. G. V. 2013. Sustrato y dosis de fertirriego en la aclimatización de vitroplantas de *Agave americana* var. *oaxacensis*. *Revista de la Facultad de Ciencias agrarias UNCuyo*. 45 (2): 341-348.

Escamilla T. L. L. 2012. Potential of plants from genus *Agave* as bioenergy crops. *BioEnergy Research*. 5: 1-9.

Esparza-Fausto G., Macías-Rodríguez F. J., Martínez-Salvador M., Jiménez-Guevara M.A. y Méndez-Gallegos S. J. 2008. Insectos comestibles asociados a los magueyeros en el ejido Tolsa, Pinos, Zacatecas, México. *Agrociencia*. 42: 243-252.

Favela C. E. Preciado R. P. Benavides M. A. 2006. Manual para la preparación de soluciones nutritivas. Universidad Autónoma Antonio Narro.

Disponible en:

[http://www.nutricaodeplantas.agr.br/site/downloads/unesp\\_jaboticabal/Manual\\_Sol\\_n\\_Nutritivas.pdf](http://www.nutricaodeplantas.agr.br/site/downloads/unesp_jaboticabal/Manual_Sol_n_Nutritivas.pdf)

Foley J. A., Ramankutty N., Brauman K. A., Cassidy E. S., Gerber J. S. Johnston M., 2011. Solutions for a cultivated planet. *Nature*. 478: 337-342.

García-Herrera E. J., Méndez Gallegos S. J. y Talavera-Magaña D. 2010. El género *Agave* spp. en México: Principales usos de importancia socioeconómica y agroecológica. *Revista de Salud Pública y Nutrición. Especial*: 109-129.

García M. A. J. 2007. Los agaves de México. *Ciencias*. 87: 14.23.

Gentry H. S. 1982. *Agaves of Continental North America*. The University of Arizona Press, Tucson. USA. 670 p.

Godfray H. C. J., Beddington J. R., Crute I. R., Haddad L., Lawrence D., Muir J. F. 2010. Food Security: the challenge of feeding 9 billion people. *Science*. 327: 812-818.

González E. M., Galván V. R. I., López E. L., Reséndiz R. L y González E. M. S. 2009. Agaves-magueyes, lechuguillas y noas del estado de Durango y sus alrededores. Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR). Instituto Politécnico Nacional. CONABIO. 163 p.

Grillas S., Lucas M., Bardopoulou E., Isocon S. A., Otavi I. S.L. y Voulgari M. 2001. Perlite based soilless culture systems: current commercial applications and prospects. *Acta Horticulturae*. 548: 29-42.

Hedrick P. W. 2000. *Genetics of Populations*. Jones and Bartlett Publishers Sadbury. Boston, USA, 553 p.

Hsiao T. C. 1973. Plant responses to water stress. *Annual Review of Plant Physiology*. 24: 519-570.

Huerta L. M. 2015. Componentes del rendimiento, germinación de semillas y calidad de plántula de maguey (*Agave*). Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México. 172 p.

Huo H., y Bradford K. J. 2015. Molecular and hormonal regulation of thermoinhibition of seed germination. Pp 3-31. *In*: Anderson J. Eds. *Advances in Plant Dormancy*. Springer, Cham Heidelberg New York Dordrecht London.

Instituto Nacional de Estadística y Geografía (INEGI).2009. Prontuario de Información geográfica de los Estados Unidos Mexicanos: Cardonal, Hidalgo. Disponible en:

[http://www3.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos\\_geograficos/13/13015.pdf](http://www3.inegi.org.mx/contenidos/app/mexicocifras/datos_geograficos/13/13015.pdf)

Jiménez T. J. A. 2016. Efecto de la temperatura en características bioquímico-fisiológicas de plantas jóvenes de dos especies de *Agave*. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México. 149 p.

Lambers H., Chapin F. S. y Pons T. L. 2008. Photosynthesis. Pp 1-99. *In*: Lambers H., Chapin F.S. III, y Pons T. L. Eds. *Plant Physiological Ecology*. Springer New York, N. Y.

Lara H. A. 1999. Manejo de la solución nutritiva en la producción de tomate en hidroponía. *Terra*. 7 (3): 224-229.

Lewis S. M., Gross S., Visel A., Kelly M. y Morrow W. 2015. Fuzzy GIS-based multi-criteria evaluation for US *Agave* production as a bioenergy feedstock. *GCB Bioenergy*. 7: 84-99.

Lotze-Campen H. y Schellnhuber H. J. 2009. Climate impacts and adaptation options in agriculture: what we know and what we don't know. *Journal fur Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit*. 4: 145:150.

Marshall J. D. 1985. Carbohydrate status as an index of seedling quality. Pp 49-57. *In*: Duryea M. (Ed): *Evaluating seedling quality. Principles, procedures and predictive abilities of major test*. Forest Research Lab. Oregon State University. Corvallis.

Marschner H., Kirkby E. A. y Cakmak I. 1996. Effect of mineral nutritional status on shoot-root partitioning of photoassimilates and cycling of mineral nutrients. *Journal of Experimental Botany*. 47:1255-1263.

<http://dx.doi.org/10.5772/5619>

Matiz A., Tamaso M. P., Yepes A. M., Freschi L., y Mercier H. 2013. CAM photosynthesis in bromeliads and agaves: What can we learn from these plants? Pp 91-134. *In*: Dubinsky Z. Ed. Photosynthesis. INTECH Open.

<http://dx.doi.org/10.5772/56219>

Martínez R. S., Trinidad S. A., Bautista S. G., y Pedro S. E. C. 2013. Crecimiento de plántulas de dos especies de mezcal en función del tipo de suelo y nivel de fertilización. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 36(4): 387-397.

Martínez R. S. Trinidad S. A. Robles C. Galvis S. A. Hernández M. T. M. Santizo R. J. A. Bautista S. G. Santos E. C. P. 2012. Crecimiento y sólidos solubles de *Agave potatorum* Zucc. Inducidos por riego y fertilización. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 35: 61-68.

Moreno C. P. 2003. Vida y obra de granos y semillas. 2da edición. Fondo de Cultura Económica. México D.F. 207 p

Nobel P. S. 2010. Sabiduría del desierto, agaves y cactus: CO<sub>2</sub>, agua y cambio climático. Segunda edición. Biblioteca Básica de Agricultura. México. 160 p.

Nobel P. S. 1998. Los incomparables agaves y cactus. Trillas. México 211 p.

Nobel P. S. 1985. Water relations and carbon dioxide uptake of *Agave deserti*: Special adaptations to desert climates. *Desert Plants*. 7(1): 51-56.

Nobel P. S. 1977. Water relations of flowering of *Agave deserti*. *Botanical Gazette*. 138: 1-6.



Olivares E. y Medina E. 1990. Carbon dioxide soluble carbohydrates and acid accumulation in a fructan accumulating plant: *Fourcroya humboldtiana* Teal. Journal of Experimental Botany. 58 (9): 867-873.

Peña-Valdivia C. B., Sánchez-Urdaneta A. B., Aguirre R. J. R., Trejo C., Cárdenas E., y Villegas M. A. 2006. Temperature and mechanical scarification on seed germination of maguey (*Agave salmiana* Otto ex Salm-Dick). Seed Science & Technology. 34: 47-56.

Pérez S. R., Enríquez V. J. R., Castañeda H. E., Velasco V. G. R. y Campos A. G. V. 2014. Dosis de fertirriego durante la aclimatización de plantas de *Agave americana* micropropagadas. Revista Mexicana de Agrosistemas. 1: 20-27.

Pérez-Sánchez R. M., Jurado E., Chapa-Vargas L. y Flores J. 2011. Seed germination of Southern Chihuahuan desert plants in response to elevated temperatures. Journal of Arid Environments. 75: 978-980.

Ram L. J., Debaeke P., Steinberg C., Pei Y. M., Barbetti M. J., y Noel A. J. 2018. Abiotic and biotic factors affecting crop seed germination and seedling emergence: a conceptual framework. Plant Soil. 432:1-28.

Ramírez-Tobías H. M., Peña-Valdivia C. B., Aguirre R. J. R., Reyes-Agüero J. A., Sánchez-Urdaneta A. B. y Valle G. S. 2012. Seed germination temperatures of eight Mexican *Agave* species with economic importance. Plant Species Biology. 27: 124-137.

Rijck G. De y Schrevens E. 1998. Cationic speciation in nutrient solution as a function of pH. Journal of Plant Nutrition. 21 (5): 861-870.

Reyes S. J. 2013. Conservación y restauración de cactáceas y otras plantas suculentas mexicanas. Comisión Nacional Forestal. Zapopan, Jalisco, México 110 p.

Rodríguez T. D. A. 2008. Indicadores de calidad de planta forestal. Mundi-Prensa, México. 156 p.

Rojas A., Legaria S. G., Rodríguez P. J. P. y Enrique J. 2007. Diversidad Genética en agaves pulqueros (*Agave* spp.) del nororiente del Estado de México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 30: 1-12.

Rosales M. S., Sigala R. J. A. y Bustamante G. V. 2013. Producción y trasplante de *Agave* en vivero. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. Campo Experimental Valle de Guadiana. Mexico. 43 p.

Saito T. y Matsukura C. 2015. Effect of salt stress on growth and fruit quality of tomato plants Pp. 3-19. *In*: Kanayama Y., Kocheto A., Eds. *Abiotic Stress Biology in Horticultural Plants*. Springer, Japan.

Sami F., Yusuf M., Faraz A., y Hayat S. 2016. Role of sugars under abiotics stress. *Plant Physiology and Biochemistry*. 109: 54-61.

Sánchez-Urdaneta A. B., Ortega I., Cano I., González A., Peña-Valdivia C. B., Rivero G., Sthormes G. y Pacheco D. 2011. Efecto de la escarificación de la semilla y del sustrato sobre el crecimiento de plántulas de *Agave salmiana*. *Revista de la Facultad de Agronomía (LUZ)*. Suplemento 1: 40-50.

Sebben A. M., Degen B., Azevedo V. C. R., Silva M. B., de Lacerda A. E. B., Ciampi A. Y., Kanashiro M., Carneiro F. S., Thompson I. y Loveless. M. D, 2008. Modelling the long-term impacts of selective logging on genetic diversity and demographic structure of four tropical tree species in Amazonia forest. *Forest Ecology and Management*. 254: 335-349.

Shahri W., Sabhi A. S. y Tahir I. 2014. Sugar Signaling: Plant Growth and Development. Pp. 92-116. *In*: Hakeem K. R., Rehman R. Ul. Y Thair I. Eds. *Plant signaling: Understanding the molecular crosstalk*. Springer Nueva Delhi, India.

Shinohara Y., Akiba K., Maruo T., e Ito T., 1995. Effect of water stress on the fruit yield, quality and physiological condition of tomato plants using the gravel culture. *Acta Horticulturae*. 396: 211-2018.

Steiner A. A. 1984. The Universal Nutrient Solution. ISOSC. Proceedings 6th International Congress on Soiless Culture. Lunteren, Holland. pp. 633-649.

Steiner A. A. 1968. Soiless culture. Proceedings 6th International Potash Institute. Florence, Italy. pp: 324-341.

Stewart J. R. 2015. Agave as model CAM crop system for warming and drying world. *Frontiers in Plant Science*. 648: 1-20.

Tognetti J. A., Pontis H. G., y Martínez-Nöel G. M. A. 2013. Sucrose signaling in plants. A world yet to be explored. *Plant Signaling & Behavior*. 8 (3): 1-10.

Vargas T. P., Zaragoza C R. J., Muñoz R. J. de J. Sánchez G. P., Tijerina Ch. L. López R. R.M., Martínez S. C. y Ojodeagua A. J. L. 2008. Efecto del tamaño de partícula sobre algunas propiedades físicas del tezontle de Guanajuato, México. *Agricultura Técnica en México*. 34(3): 323-331.

Vázquez D. E., García N. J. R. Peña V. C. B., Ramírez T. H. M. y Morales R. V. 2011. Seed size, emergence and seedling development of maguey (*Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck). *Revista Fitotecnia Mexicana*. 34:167-173.

Vázquez Y. C., Orozco A., Rojas M., Sánchez M. E. Cervantes V. 2005. La reproducción de las plantas: semillas y meristemas. Fondo de Cultura Económica. México. D. F. 170 p.

Velasco B. E., Zamora M. M. C., Espinosa P., Sampayo B. C. S., y Moreno S. 2009. Modelos predictivos para la producción de productos forestales no maderables: Agaves mezcaleros. Manual Técnico Número 3, CENID-COMEF, INIFAP, México, D. F. México. 60 p.

Villaseñor J. L. 2016. Checklist of the native vascular plants of México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 87: 559-902.

Viola R., y Davies H. V. 1992. A microplate reader assay for rapid enzymatic quantification of sugars in potato tubers. *Potato Research* 35:55-58

Wang C. y Tillberg J. E. 1996. Effects of nitrogen deficiency on accumulation of fructan and fructan metabolizing enzyme activities in sink and source leaves of barley (*Hordeum vulgare*). *Physiologia Plantarum*. 97 (2):339-345.