



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE GUERRERO
MAESTRÍA EN CIENCIAS AGROPECUARIA Y GESTIÓN LOCAL



**EFFECTO DE ABONOS ORGÁNICOS EN EL CRECIMIENTO EN
VIVERO DE AGUACATES NATIVOS DE OMETEPEC Y
TLACOACHISTLAHUACA, GUERRERO.**

T E S I S

COMO REQUISITO PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS AGROPECUARIAS Y GESTIÓN LOCAL

PRESENTA:

LIC. LEONOR ARELLANO ROQUE

DIRECTOR DE TESIS:

DR. AGUSTÍN DAMIÁN NAVA

IGUALA GUERRERO, MAYO DE 2017.

La presente tesis titulada: **EFFECTO DE ABONOS ORGÁNICOS PARA EL CRECIMIENTO EN VIVERO DE AGUACATES NATIVOS DE OMETEPEC Y TLACOACHISTLAHUCA, GUERRERO**, realizada por la alumna **LEONOR ARELLANO ROQUE**, forma parte del proyecto de investigación “**Caracterización morfológica y evaluación de aguacates silvestres y criollos usados como portainjertos y para consumo local y regional, colectados en la montaña alta y zona norte del estado de Guerrero**”, que fue aprobado por un Comité Evaluador del Programa de Innovación, Investigación, Desarrollo Tecnológico y Educación (PIDETEC), para su financiamiento según convocatoria 2015. El presente proyecto forma parte de la línea de generación y aplicación del conocimiento: **Alimentos y Productos Naturales, del Cuerpo Académico Producción Integral de Alimentos**. Esta tesis ha sido aprobada y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias Agropecuarias y Gestión Local. La dirección de la investigación estuvo integrada por el:

COMITÉ TUTORIAL

Dr. Agustín Damián Nava
Profesor- Investigador (UAGro)
DIRECTOR DE TESIS

Dr. Elías Hernández Castro
Profesor- Investigador (UAGro)
CODIRECTOR DE TESIS

Dr. Gregorio Sarabia Ruíz
Profesor-Investigador (UAGro)
ASESOR

Dr: Héctor Sotelo Nava
Profesor-Investigador (UAEM)
ASESOR

DRA. María de la Cruz Espíndola
Barquera
Investigadora (CICTAMEX)
ASESORA

IGUALA DE LA INDEPENDENCIA GUERRERO, MÉXICO, MAYO DE 2017

RESUMEN

La investigación se realizó en Iguala, Guerrero, México; con el objetivo de conocer el efecto de la aplicación de abonos orgánicos en el comportamiento de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca en condiciones de vivero en Iguala, Guerrero; bajo un diseño experimental de bloques al azar, con cuatro tratamientos (T1: estiércol ovino; T2 estiércol bovino; T3: micorrizas y T4: agua) y cuatro repeticiones. Se evaluaron las variables de crecimiento: altura de planta (ADP), diámetro de tallo (DDT), número de hojas: jóvenes (NHJ), maduras (NHM), longitud de hoja (LDH), ancho de hoja (ADH), el contenido nutrimental (NO_3^- , K^+ , Ca^{2+} y Na^+) por la técnica del extracto del peciolo; además, el contenido de clorofila con SPAD-502, en hojas: jóvenes (CHJ) y maduras (CHM), área foliar (AF) y cinética de crecimiento de hoja (CCLH y CCAH). Los resultados se analizaron estadísticamente y se encontró que el estiércol ovino fue superior a los demás tratamientos en ADP (73.5 cm), DDT (7.31 mm), NHJ (6.5), NHM (18.58), TDH/P (25.12), LDH (22.13), ADH (10.31), Ca^{2+} (1330.0 mg L^{-1}) y la fecha tres (16 días de crecimiento de la hoja) obtuvo el 42-47 % del crecimiento de hoja; con respecto a los portainjertos se encontró con mayor valor a OME-7 en ADP (79.25 cm), DDT (7.38 mm), NHJ (7.72), NO_3^- (5275.0 mg L^{-1}) y Na^+ (4050 mg L^{-1}); OME-3 en NHM (20.0), TH/P (26.9) y CHM (42.88 unidades SPAD) y OME-10 en LDH (25.56); AF (1170.70 m^{-2}), PDH (10623.4 mg).

Palabras claves: micorrizas, portainjertos, abonos orgánicos,

SUMMARY

The research was conducted in Iguala, Guerrero, Mexico; With the objective of knowing the effect of the application of organic fertilizers on the behavior of rootstocks of native avocados of Ometepec and Tlacoachistlahuaca in nursery conditions in Iguala, Guerrero; (T1: sheep manure, T2 bovine manure, T3: mycorrhizae and T4: water) and four replicates. The growth variables that were evaluated were: plant height (ADP), stem diameter (DDT), number of leaves: young (NHJ), mature (NHM), leaf length (LDH), leaf width , The nutritional content (NO_3^- , K^+ , Ca^{2+} and Na^+) by the petiole extract technique; In addition, the content of chlorophyll with SPAD-502, in leaves: young (CHJ) and mature (CHM) foliar area (AF) and leaf growth kinetics (CCLH and CCAH). The results were statistically analyzed and the sheep manure was found to be superior to the other treatments in ADP (73.5 cm), DDT (7.31 mm), NHJ (6.5), NHM (18.58), TDH / P (25.12), LDH (22.13), ADH (10.31), Ca^{2+} (1330.0 mg L⁻¹) and date three (16 days the leaf growth) obtained 42-47% leaf growth; (52.25 mg L⁻¹) and Na^+ (4050 mg L⁻¹) were found to be higher in ADP (79.25 cm), DDT (7.38 mm), NHJ (7.72), NO_3^-); OME-3 in NHM (20.0), TH / P (26.9) and CHM (42.88 SPAD units) and OME-10 in LDH (25.56); AF (1170.70 m⁻²), PDH (10623.4 mg).

Key words: treatments, rootstock, organic fertilizers.

AGRADECIMIENTOS

A **DIOS Jehová**, por permitir ser parte de su creación y disfrutar día a día la alegría de seguir viviendo junto a mi madre y a mi hijo, gracias mi Dios por hacer posible mis metas.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** (CONACYT) por el apoyo económico otorgado para lograr la investigación y el grado académico.

A mi madre la señora **Gloria Roque Sánchez**, por su apoyo incondicional.

A mi hijo **Ángel Uriel Arellano Roque**, por ser el motor que impulsa mi vida para seguir adelante, a pesar de todas los obstáculos que la vida me ha puesto.

A mi director de tesis el **Dr. Agustín Damián Nava**, por su sabiduría y el gran aporte que hizo a esta investigación.

De manera especial al comité tutorial por sus acertadas observaciones y opiniones: **Dr. Elías Hernández Castro, Dr. Gregorio Sarabia Ruíz; Dr. Héctor Sotelo Nava y la Dra. María de la Cruz Espíndola Barquera.**

Al **Dr. Francisco Palemón Alberto**, por el apoyo del análisis estadístico en el programa estadístico de *Statistic Analysis System* (SAS), versión 9.0.

Al **Dr. Héctor Sotelo Nava**, por el apoyo de traducción del resumen de español a inglés.

A los compañeros que me apoyaron en campo, que por cierto fue una labor muy pesada: **German Silva, Manuel Morales, María de Jesús Olea Reséndiz**

A mis compañeras de maestría por su amistad y confianza las quiero mucho: **Evelyn Rojas y María de Jesús Olea Reséndiz.**

A mi hermana **Berbelis Arellano Roque**, por ser mi compañera en esta trayectoria de mi vida.

DEDICATORIA

A mi madre la señora **Gloría Roque Sánchez**, por creer en mí una vez más y por su apoyo incondicional.

A mi padre el señor **Leonor Arellano Delgado †**, porque él formó parte de mi inspiración para lograr mis metas y por todos sus consejos sabios que un día me compartió; donde esté se sentirá orgulloso de verme realizada.

A mi único hijo **Ángel Uriel Arellano Roque**, por su amor y ternura que motivan mi superación día a día.

A mis hermanos: **Berbelis, Monserrat, Francisco y Gabriel.**

ÍNDICE DE CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN.....	1
1.2. Objetivo.....	2
1.2.1. Específicos.....	2
1.3. Hipótesis.....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1. Origen.....	4
2.2. Características botánicas.....	4
2.3. Clasificación del aguacate	4
2.3.1. Raza Mexicana	5
2.3.2. Raza Guatemalteca.....	6
2.3.3. Raza Antillana	6
2.3.4. Raza Costarricense	7
2.4. Variedades de aguacate	7
2.5. Importancia del aguacate	8
2.6. Exportación Nacional del aguacate.....	9
2.7. Requerimientos climáticos del cultivo de aguacate	11
2.7.1. Clima.....	11
2.7.2. Altitud	11
2.7.3. Temperatura.....	11
2.7.4. Precipitación	11
2.7.5. Suelo.....	11
2.7.6. pH y salinidad	12
2.8. Patrón o portainjertos.....	12
2.8.1. Genotipos.....	13
2.9. Requerimientos de nutrientes en el cultivo de aguacate	15
2.9.1. Nitrógeno (N).....	15
2.9.2. Fosforo (P).....	16
2.9.3. Potasio (K).....	17

2.9.4.	Calcio (Ca)	18
2.9.5.	Magnesio (Mg)	19
2.9.6.	Azufre (S)	19
2.9.7.	Hierro (Fe)	20
2.9.8.	Cobre (Cu)	20
2.9.9.	Manganeso (Mn)	21
2.9.10.	Molibdeno (Mo)	22
2.9.11.	Boro (B)	22
2.9.12.	Zinc (Zn)	23
2.10.	Tipos de fertilización en aguacate	25
2.10.1.	Fertilización química	25
2.10.2.	Abonos orgánicos	27
2.10.3.	Composta	28
2.10.4.	Estiércoles	28
2.10.5.	Micorrizas	30
2.11.	Contenido de clorofila	33
2.12.	Análisis de Extracción Celular de Peciolo (ECP)	34
2.13.	Peso específico de la hoja	35
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	37
3.1.	Localización de la zona de estudio	37
3.2.	Etapas del experimento	37
3.3.	Características de las áreas de las recolectas	37
3.3.1.	Ometepec	37
3.3.2.	Tlacoachistlahuaca	38
3.4.	Materiales y equipo	38
3.4.1.	Material de campo y laboratorio	38
3.4.2.	Equipo de campo	39
3.4.3.	Material genético	39
3.5.	Metodología	41
3.5.1.	Siembra de semillas para portainjertos en vivero	41

3.5.2. Tratamientos	41
3.5.3. Preparación y dosis de aplicación de los tratamientos	41
3.6. Variables de estudio	42
3.6.1. Porcentaje de germinación de semillas de aguacates para portainjertos.....	42
3.6.2. Variables de crecimiento vegetativo	42
3.6.3. Variables fisiológicas	43
3.7. Análisis estadísticos.....	44
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	45
4.1. Germinación de semillas de aguacates nativos.....	45
4.2. Análisis de varianza de las variables consideradas en las factores tratamientos y genotipos	46
4.3. Efecto de tratamientos orgánicos sobre el crecimiento y contenido nutrimental de portainjertos	48
4.3.1. Altura y diámetro de portainjerto	48
4.3.2. Número de hojas jóvenes y maduras	50
4.3.3. Total de hojas por planta	51
4.3.4. Longitud y ancho de hoja	53
4.3.5. Correlación de variables	54
4.3.6. Cinética de crecimiento de hoja por tratamientos.....	55
4.3.7. Clorofila en hojas jóvenes por tratamientos	58
4.3.8. Contenido nutrimental por extracto del peciolo por efecto de tratamientos	60
4.4. Comportamiento de crecimiento vegetativo y contenido nutrimental de portainjertos	63
4.4.1. Altura de portainjertos	63
4.4.2. Diámetro de tallo en portainjertos.....	64
4.4.3. Número de hojas jóvenes por portainjertos.....	65
4.4.4. Número de hojas maduras en portainjertos.....	66
4.4.5. Total de hoja en portainjertos.....	67
4.4.6. Longitud de hoja en portainjertos.....	68

4.4.7.	Ancho de hoja en portainjertos	69
4.4.8.	Cinética de crecimiento de hoja en portainjerto	70
4.4.9.	Clorofila en hojas jóvenes y maduras en portainjertos	73
4.4.10.	Extracto de nutrimentos por peciolo en portainjertos	75
4.4.11.	Área foliar en portainjertos.....	79
V.	CONCLUSIONES.....	81
VI.	LITERATURA CITADA	83

CONTENIDO DE CUADROS

Cuadro 1. Diferentes variedades de aguacate con sus respectivas adaptaciones de altitudes.....	8
Cuadro 2. Fertilización anual sugerida en aguacate, para suplementar nutrimentos exportados y mantenimiento a la fertilidad del suelo.....	26
Cuadro 3. Plan de fertilización en árboles jóvenes de aguacate en Brasil según la producción que se requiere obtener.....	27
Cuadro 4. Fertilización anual inicial sugerida en aguacate hasta los 5 años	27
Cuadro 5. Diferentes estiércol con sus respectivos nutrimentos según Rodríguez, (1982).....	29
Cuadro 6. Georeferenciación de las recolectas de aguacates (raza Mexicana) realizadas en Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero, en julio de 2015... 40	
Cuadro 7. Tratamientos de abonos orgánicos, micorrizas y testigo, aplicados en portainjertos de aguacates nativos de los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Gro.....	41
Cuadro 8. Porcentaje de germinación de semillas de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero, durante el periodo del 22 de julio al 9 de agosto de 2015.	46
Cuadro 9. Análisis de varianza de variables de crecimiento vegetativo y contenido nutrimental en etapa de vivero de portainjertos de aguacate Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero.	47
Cuadro 10. Análisis de correlación de siete variables medidas en portainjerto de aguacates sobre nativos.	55

CONTENIDO DE FIGURAS

- Figura 1. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en diámetro y altura de plantas en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo, ADP= altura de la planta, DDT= diámetro de tallo. Para altura el DSH= 2.91 y diámetro es DSH=0.23; Tukey ($\alpha= 0.01$).....49
- Figura 2. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en número de hojas jóvenes y maduras en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1: Estiércol ovino, T2: Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4: Testigo, NHJ= número de hojas jóvenes, NHM= número de hojas maduras. Para el número de hojas jóvenes el DSH= 0.79 y para número de hojas maduras el DSH= 0.86; Tukey ($\alpha= 0.01$).51
- Figura 3. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en total de hojas de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3= Micorrizas, T4= Testigo. DSH= 1.18; Tukey ($\alpha= 0.01$).52
- Figura 4. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en longitud y ancho de hoja en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo, LDH= longitud de hoja, ADH= ancho de hoja. Para longitud de hoja el DSH= 0.73 y para ancho de hoja el DSH= 4.83; Tukey ($\alpha= 0.01$).....54
- Figura 5. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en la cinética del crecimiento de la longitud de hoja de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo. En el 0 dd el DSH= 0.44; a los 8 dds el DSH: 1.34, a los 16 dds el DSH: 2.69, a los 24 dds el DSH: 3.84, a los 32 dds el DSH: 3.63; Tukey ($\alpha= 0.01$).....56
- Figura 6. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en la cinética crecimiento del ancho de hoja de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo. En el 0 dd el DMS= 0.04; a los 8 dds el DMS: 0.34, a los

16 dds el DMS: 0.69, a los 24 dds el DMS: 1.18, a los 32 dds el DMS: 1.14; LSD ($\alpha = 0.01$).....	57
Figura 7. Contenido de clorofila en hojas jóvenes y maduras de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= estiércol ovino, T2= estiércol bovino, T3= micorrizas, T4= testigo, CHJ= clorofila en hoja jóvenes, CHM= clorofila en hojas maduras. Para clorofila en hojas jóvenes el DSH= 2.83 y para clorofila en hojas maduras el DSH= 2.07; Tukey ($\alpha = 0.05$).	59
Figura 8. Contenido de nutrimental en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= estiércol ovino, T2= estiércol bovino, T3= micorrizas y T4= testigo, NO_3^- = nitrato, K^+ = potasio, Ca^{2+} = calcio, Na^+ = sodio. Para nitrato el DSH= 2334.8, para potasio el DSH= 1184.3, para Calcio el DSH= 674.6 y para sodio el DSH= 2178.0; Tukey ($\alpha = 0.01$).	61
Figura 9. Altura de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 7.28; Tukey ($\alpha = 0.01$).	63
Figura 10. Diámetro del tallo de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). DSH= 0.58; Tukey ($\alpha = 0.01$).....	64
Figura 11. Número de hojas jóvenes de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 1.97; Tukey ($\alpha = 0.01$).....	65
Figura 12. Número de hojas maduras de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 2.15; Tukey ($\alpha = 0.01$).....	66
Figura 13. Número total de hojas en portainjertos de aguacates de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en	

Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 2.94; Tukey ($\alpha= 0.01$).	67
Figura 14. Longitud de hojas de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 1.8; Tukey ($\alpha= 0.01$).	68
Figura 15. Ancho de hojas de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 12.0; Tukey ($\alpha= 0.01$).	69
Figura 16. Cinética de crecimiento de longitud de hoja (cm) en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). Para el 0 dd el DMS= 0.71; 8 dds el DMS: 2.19, 16 dds el DMS: 4.39, 24 dds el DMS: 6.26, 32 dds el DMS: 5.92; LSD ($\alpha= 0.01$).	71
Figura 17. Cinética de crecimiento de ancho de hoja (cm) en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). Para 0 dd el DMS= 0.09; 8 dds el DMS: 0.69, 16 dds el DMS: 1.38, 24 dds el DMS: 2.36, 32 dds el DMS: 2.28; LSD ($\alpha= 0.01$).	72
Figura 18. Contenido de clorofila en hojas jóvenes en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 5.20; Tukey ($\alpha= 0.01$).	73
Figura 19. Contenido de clorofila en hojas maduras en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). DSH= 7.09; Tukey ($\alpha= 0.01$).	74

Figura 20. Contenido nutrimental de nitrato en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 2847.3; LSD ($\alpha= 0.05$).	75
Figura 21. Contenido nutrimental de potasio en portainjerto de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 1444.3; LSD ($\alpha= 0.05$).	76
Figura 22. Contenido nutrimental de calcio en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 1349.3; LSD ($\alpha= 0.05$).	77
Figura 23. Contenido nutrimental de sodio en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 2656.1; LSD ($\alpha= 0.05$).	78
Figura 24. Área foliar en portainjertos de aguacate nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). PE= peso específico y AF= área foliar. Tukey ($P \leq 0.01$). Para área foliar el DSH= 17.02 y para el peso específico el DSH= 1180.3; Tukey ($\alpha= 0.01$).	80

I. INTRODUCCIÓN

En México existe gran diversidad genética de aguacate criollo que permiten el uso potencial del material genético y que las variedades comerciales se injerten sobre estos portainjertos criollos, que en ciertos casos, son tolerantes-resistentes a la salinidad y clorosis (Crowley *et al.*, 2003), así como a enfermedades *Phytophthora cinnamomi* Rands (Téliz, 2000); además, están adaptadas a diferentes condiciones ambientales (Bergh, 1992). Esta diversidad genética de aguacates silvestres y criollos, representan una valiosa fuente de genes que pueden ser utilizados en programas de mejoramiento del aguacate (Gutiérrez-Díez *et al.*, 2009).

El Estado de Michoacán produce millones de plantas de aguacate al año en vivero para satisfacer la demanda de nuevas plantaciones a nivel nacional y regional, donde su calidad es altamente apreciada. Sin embargo, se han cuestionado las altas cantidades de fertilizantes y productos para el control de plagas, que contaminan el ambiente; por lo cual existe la necesidad de implementar nuevas tecnologías de producción que reduzcan estos insumos, como el uso de abonos orgánicos y la aplicación de hongos micorrízicos arbusculares que tienen funciones importantes en el crecimiento de las plantas (Rivera-Espinosa *et al.*, 2011).

En el Estado de Guerrero varios municipios cuentan con amplia diversidad de recursos genéticos de aguacate (*Persea americana Mill.*) que representan un potencial genético enorme que puede ser utilizado para obtener diversos genotipos tolerantes o resistentes a salinidad, plagas, enfermedades y condiciones adversas del ambiente y para mejorar la productividad y calidad nutrimental; desafortunadamente estos aguacates nativos se están perdiendo, por el ataque de plagas y enfermedades o por la rápida devastación de los bosques y selvas (Westebay, 1989), y por diversas tareas que realizan los productores del campo, por tal motivo, urge sean rescatados y estudiados para conocer cuáles son los atributos que pueden aportar y mejorar el cultivo de esta especie; también es importante evaluar su potencial, con base en su tamaño de fruto, peso de pulpa y color de fruto (Franco e Hidalgo, 2003).

Por otro lado, se reconoce que en las plantaciones y viveros de aguacate, se usan altas cantidades de fertilizantes y pesticidas químicos que afectan las propiedades físico-químicas y microbiológicas del suelo; alteran la flora y la fauna del suelo y debido a que el agua lixiviada, arrastra nitratos, que contaminan acuíferos y manantiales causan problemas de salud entre los consumidores; por ello, es preciso, buscar alternativas en la actividad agrícola, más acorde con prácticas que respeten la naturaleza, que no dañe la salud de los consumidores y se obtengan productos sanos; cabe señalar que en vivero, numerosas fuentes de materia orgánica como compostas y vermicompostas han beneficiado la propagación y el desarrollo de especies (Tomati *et al.* 1993; García, 1999). De la misma manera, se han logrado sustituir materiales cuya utilización convencional representa riesgo ambiental e incrementos en el costo de producción de la planta, por esta razón, en esta investigación se estudió el comportamiento de portainjertos de aguacates nativos de los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero; en vivero y su respuesta a la nutrición orgánica a base de estiércoles bovino y ovino líquidos y la aplicación de micorrizas, en el cual se plateó el objetivo siguiente:

1.2. Objetivo

Evaluar el efecto de abonos orgánicos y conocer el comportamiento en vivero de 16 genotipos de aguacates nativos de los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero.

1.2.1. Específicos

Conocer el efecto de abonos orgánicos en el crecimiento vegetativo de diversos portainjertos de aguacates nativos en etapa de vivero.

Comparar el vigor de diversos portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero.

Conocer el contenido de iones determinados por extracto del peciolo, en portainjertos nativos de los municipios Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero; nutridos con abonos orgánicos.

1.3. Hipótesis

La aplicación de abonos orgánicos modifica el número de hojas, brotes, altura y diámetro de diversos genotipos de aguacates nativos en etapa de vivero.

Los abonos orgánicos cambian el contenido iónico en portainjertos de aguacates nativos de los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Origen

El nombre de aguacate (*Persea americana* Mill.) se deriva del náhuatl *ahuácatl*, que significa testículo, probablemente por la forma colgante del fruto (Sarmiento, 2002). Esta fruta es nativa de las zonas tropicales y subtropicales de Mesoamérica, América y de las regiones altas del centro de México y Guatemala (Williams, 1977; Premkumar *et al.*, 2003; Galindo-Tovar *et al.*, 2008; Téliz y Mora, 2007). Prueba de ello, son los restos fósiles de aguacate encontrados en el valle de Tehuacán en el estado de Puebla, México, que tienen una antigüedad de más de 8 mil años (Baiza, 2003).

2.2. Características botánicas

El aguacate es una planta dicotiledónea contiene alrededor de 85 especies; sus flores son hermafroditas por sus características estructurales, las flores se consideran completas, su fecundación es dicogamia (Caballero, 2007). Es decir, tiene dos tipos florales: el tipo A, las flores se abren como femeninas en las primeras horas de la mañana, cerrándose en las primeras horas de la tarde y la segunda apertura ocurre en la tarde del día siguiente, actuando como las flores masculinas; el tipo B, en el cual sucede la primera apertura en las horas de la tarde, actuando como flores femeninas y la segunda apertura ocurre en la mañana del día siguiente. Por esta razón, es importante que se siembren variedades tipo A y tipo B en el mismo huerto que florezcan simultáneamente y no presenten fenómenos de esterilidad masculina (Lobo, 1977).

2.3. Clasificación del aguacate

Amórtegui (2001) señala que los botánicos, clasificaron al aguacate de acuerdo a su origen y características físicas, entre las que se encuentran la raza Mexicana, Guatemalteca, Antillana (Téliz y Mora, 2007; Moreno-Limón *et al.*, 2010) y Costarricense, las cuales se polinizaron en forma natural (cruzamiento) y se llegó a tener una gran variabilidad genética, ya que el aguacate tiene una flor con fecundación dicogamia.

2.3.1. Raza Mexicana

Es originaria de México, esta raza de aguacate conocida como criollos mexicanos, se le puede cultivar desde el nivel del mar hasta los 2000 msnm, se encuentran en clima húmedos cálidos a semiáridos. Su hábitat natural se distribuye en las faldas de la Región Este de las tierras altas del centro de México y en el sur de la faja volcánica transmexicana. Se han encontrado especímenes creciendo mezclados con los bosques de coníferas en el norte de Guatemala y México, en asociaciones con materiales criollos guatemaltecos. Esta raza es menos resistente a la salinidad; de mayor resistencia al frío (Barrientos *et al.*, 2007) y a la adaptación a grandes alturas y su alto contenido de aceite (Bergh y Ellstrand, 1986; Knight, 1999; Barrientos-Priego y López-López, 2002). El aguacate se caracteriza por ser un árbol que alcanza los 15 m de altura, de ramas ligeramente pubescentes, las hojas de esta raza son verde oscuro intenso, aromáticas como su corteza y madera; ápice agudo y superficie adaxial glauca; inflorescencia subterminal, múltiple, pubescente o no; flores regulares; de 3 a 6 frutos por racimo terminal, de 4 a 12 cm de longitud, al estrujarlas las hojas tiene un olor a anís (León, 1999; Amórtegui, 2001), sus frutos son pequeños lo que es comercialmente deseable (Bergh y Ellstrand, 1986; Knight, 1999), además de su alto contenido de aceites.

La raza Mexicana se puede encontrar en los Estados de Chiapas, Guerrero, Jalisco, México, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas y Veracruz. Los árboles más antiguos de esta raza se han encontrado en la comunidad de Tochimilco, Puebla; se cree que estos fueron plantados antes de la conquista española (Ben Ya'acov *et al.*, 2003). En la zona de Motozintla, Chiapas, México se ha encontrado un tipo primitivo parecido al aguacate que tiene similitud con la raza Guatemalteca, pero con características vegetativas muy distantes de dicha raza; esta podría ser una nueva especie del subgénero *Persea*, ya que presenta una alta pubescencia en hojas y brotes jóvenes de color café-amarillento claro. Dicho genotipo podría ser un eslabón entre las especies *Persea nubigena* y *Persea steyermarkii* con el aguacate de la raza Guatemalteca, es decir, su antecesor directo (Barrientos *et al.*, 1995).

2.3.2. Raza Guatemalteca

Es originaria de Guatemala; crece en áreas de clima cálido húmedo de los bosques lluviosos del trópico, aunque también se les encuentra en el trópico seco a altitudes de 100 a 2300 m, en suelos ácidos y de baja fertilidad. Es sensible a la salinidad y con una intermedia resistencia al frío (Barrientos *et al.*, 2007). Las características de esta raza son: árboles de gran tamaño, hojas grandes, de color verde oscuro, con la diferencia que al estrujarla no tiene olor y su semilla es de gran tamaño (León, 1999).

Los frutos de esta raza poseen las mejores cualidades desde el punto de vista hortícola (Bergh y Ellstrand, 1986; Knight, 1999), de 8 a 20 cm de longitud , y de 10 a 24 cm de ancho, ovadas, ovoides u oblongas, ápice acuminado, obtuso o redondeado, superficie abaxial pubescente; inflorescencia subterminal, moderadamente tomentosa; flores de 3 a 7 mm de longitud; de 2 a 4 frutos por racimos terminal, de 10 a 18 cm de longitud, que van de ovados a ligeramente piriformes, de 4 mm de grosor en su mesocarpio, de color verde a café o negra en la madurez, y la piel es bastante gruesa lo que facilita su transporte, la semilla es pequeña y está ajustada a la cavidad (Barrientos-Priego y López-López, 2002).

2.3.3. Raza Antillana

La raza Antillana se adapta a regiones tropicales con baja elevación (Bergh y Ellstrand, 1986; Knight, 1999) que van desde los 1000 msnm y son muy resistentes a la salinidad y clorosis (Barrientos-Priego y López-López, 2002) y de menor resistencia al frío; sin embargo, soportan altas humedades relativas; se caracteriza por ser un árbol no tan grande, posee hojas multiformes y estas al estrujarlas no tiene olor a anís (León, 1999). En El Salvador se le ha encontrado formas silvestres, a lo largo de las tierras bajas del litoral del Océano Pacífico entre 82° y 92° O, a una altitud desde el nivel del mar hasta los 1000 m. se han reportado formas primitivas de la raza en tierras bajas de Colombia, lo que sitúan a esta región como la principal área de origen y el principal centro de domesticación e introducción, y que proviene de la raza mexicana.

2.3.4. Raza Costarricense

El área de la costa del Pacífico y especialmente Costa Rica, se ha considerado como centro de origen, y es un posible ancestro de la raza Costarricense. Se ha adaptado a condiciones tropicales y subtropicales, en altitudes 800-1500 m y con menor resistencia al frío. El árbol es grande y la mayoría de sus características son típicas del aguacatero. Sus hojas son variadas y presentan semejanza con las de la raza antillana y guatemalteca; tiene un aroma anisado, como la raza mexicana. Su floración se presenta en los meses de noviembre a diciembre, y el fruto está maduro en septiembre, con una forma redondeada a piriforme y es pequeño (4 cm de diámetro); es de baja calidad para su consumo y de sabor amargo, su epidermis es de color verde brillante y es fácil de remover; la semilla es redonda, rugosa y de color rosado a rojo, se emplea para la obtención de portainjertos.

Por otra parte, han observado en Costa Rica a nivel de campo, que la semilla es redonda como la raza Guatemalteca, la cáscara como la raza Antillana y las hojas son medianas a pequeñas similares a las de la raza Mexicana pero sin olor a anís (Barrientos-Prietos y López-López, 2000). Una opinión acerca del probable origen del aguacate de la raza Antillana es el expresado por el Dr. Ben-Ya'acov citado por Ben-Ya'acov *et al.*, 1995, quién afirma que otro posible antecesor de dicha raza podría ser los que se conocen en Costa Rica como “aguacate de monte”, que tiene ciertas características en fruto similares a la raza Antillana, tipo que él propone como una cuarta raza o variedad botánica denominada Costaricensis (Ben-Ya'acov *et al.*, 1995).

2.4. Variedades de aguacate

El aguacate cultivado en su mayor parte son híbridos de las tres subespecies que varían grandemente en forma, tamaño, color y sabor, de ello depende las características de sus progenitores (León, 1990). El aguacate de raza mexicana (*Persea americana* variedad *drymifolia*); el aguacate de raza guatemalteca (*Persea americana* variedad *guatemalensis*) y el aguacate de raza antillana (*Persea americana* variedad *americana*) y la raza costarricense (*Persea americana* variedad *costaricensis*). De las cuatro razas primigenias se derivan variedades adaptadas a cada condición de cultivo (Cuadro 1)

Cuadro 1. Diferentes variedades de aguacate con sus respectivas adaptaciones de altitudes

Altitud		
De 0-1000 m	1000-1500 m	1500-2500 m
Simpson	Choquete	Nabal
Booth 8	Simpson	Azteca
	Booth 8	Fuerte
	Itzama	Has
		Duke 7
		Zutano
		Colinred
		Puebla
		Booth 8

Fuente: ANACAFE, 2004

2.5. Importancia del aguacate

La importancia socioeconómica del aguacate se deriva del beneficio que existe entre productores, comercializadores, industrializadores y consumidores (Téliz y Mora, 2007), de esta manera el aguacate (*Persea americana* Mill.) se ha colocado entre los 20 frutales de mayor importancia comercial a nivel mundial (Schaffer *et al.*, 2013); y México es el principal productor, exportador (Morales-García, 2009) y consumidor del aguacate (Moreno-Limón *et al.*, 2010); seguido por Chile, Brasil, Perú y República Dominicana (Bernal y Días, 2005). Su importancia en el mercado internacional ha crecido en forma constante, convirtiéndose de una fruta exótica a un alimento incluido en la dieta de muchos países.

El aguacate (*Persea spp*) es una fruta de mucha importancia en la alimentación humana, por su alto contenido de proteínas, vitaminas y minerales, además de sus efectos benéficos en la salud humana, ya que contribuye a la disminución del colesterol y los triglicéridos totales del cuerpo entre otros (Jonckheere *et al.*, 2004). La importancia socioeconómica del aguacate se deriva del beneficio que derrama entre productores, comercializadores, industrializadores y consumidores.

El aguacate es una fruta apreciada por sus propiedades organolépticas, nutrimentales y medicinales, las cuales son determinadas por su aspecto, sabor y alto contenido de aceites y como fuente balanceada de proteínas, carbohidratos, vitaminas, minerales y grasas (Ben-Ya'acov y Michelson, 1995; Knight, 2002; Chanderbali *et al.*, 2008; Márquez-Martín *et al.*, 2012).

El aguacate es un alimento rico en nutrientes que contiene una alta proporción de ácidos grasos monoinsaturados, una baja cantidad de ácidos grasos saturados y nada de colesterol (Pérez-Rosales *et al.*, 2005). Otras cualidades nutrimentales del aguacate, es su alto contenido de proteínas (2-4 %) en el fruto fresco, además de tener altos niveles de potasio (igual o mayor que en el plátano), posee altas concentraciones de antioxidantes y cantidades apreciables de vitaminas A, E y vitaminas del grupo B. Los beneficios para la salud documentados en el consumo se incluyen entre ellos, disminuir el riesgo de padecer cardiopatía coronaria, cataratas, diabetes, hipertrofia prostática benigna y diferentes tipos de cánceres (Eyres *et al.*, 2001; Ding *et al.*, 2007), entre otras más. Los valores de grasa dependerán de la raza como: la mexicana que contiene un concentrado del 12 al 15 %, la guatemalteca del 15 al 30 % y la antillana es de 10 % (Ferro, 2001).

2.6. Exportación Nacional del aguacate

México exporta a países de la Unión Europea, Centroamérica, Canadá, Japón, Corea y China, entre otros (García y Castro, 2009). Así mismo, el país mexicano al igual que Israel, África del Sur, España, Francia, Países Bajos y Kenia, son los mayores proveedores en la Unión Europea de las principales variedades de aguacate como: Hass y Fuerte. México es considerado el principal productor y exportador del mundo (SAGARPA, 2015). Las variedades con mayor comercialización a nivel internacional son las de origen Guatemalteca o Mexicana, especialmente Hass, Fuerte y Nabal.

A nivel mundial, México es el principal productor de aguacate: en 2012 concentró 30.19% de la producción mundial y que hasta el 2016 ha mantenido ese mismo porcentaje, seguido de Indonesia y de República Dominicana (6.75% y 6.65%

respectivamente) (FAOSTAT, 2016). En México la producción de aguacate ha crecido de manera importante en los últimos años, entre 2002 y 2015 la tasa de crecimiento promedio anual fue del 4.2%, mientras que entre 2011 y 2015 el crecimiento promedio fue del 8.7% (SIAP, 2016).

A nivel mundial México es el principal productor de aguacate, cuenta con una superficie sembrada de 187,327.08 ha; con una superficie cosechada de 166,944.96 ha, y con producción de 1, 644,225.86 t, en rendimiento por ha ocupa el cuarto lugar con 9.85 t ha⁻¹. Michoacán es la entidad federativa con mayor producción, que oscila entre el 80 y 85 % del total de la producción nacional; la superficie sembrada es de 134,941.76 ha, de la cual tiene en superficie cosechada de 126,468.91 ha, con producción de 1, 283,313.29 t y en rendimiento obtuvo 10.15 t ha⁻¹ SIAP (2016). En promedio, en 2015 el consumo anual per cápita de la variedad Hass en México fue de 6.5 kg (SIAP, 2015). Michoacán aporta 8 de cada 10 toneladas que se producen en México; lo cual lo consolida como el líder productor de aguacate en la República Mexicana; los estados que lo siguen en mayor producción son: Estado de México, Jalisco, Nayarit y Morelos, en conjunto generan el 95% de la producción nacional (SAGARPA 2015). Es importante señalar que el aguacate en México se encuentra disponible en todos los meses del año; sin embargo, entre marzo y julio se obtiene el 49.1% de la producción nacional anual.

Es importante señalar que recientemente, Japón ha incrementado la demanda del fruto mexicano; país que ocupa el 2° lugar en volumen de compras después de Estados Unidos quien adquiere el 80% de la exportación de México. En la actualidad, Australia, Argentina, y Letonia, se perfilan como destinos potenciales para el aguacate que se produce en el país y desee el luego el michoacano (SAGAPA, 2015)

2.7. Requerimientos climáticos del cultivo de aguacate

2.7.1. Clima.

De acuerdo con Vidales *et al.* (2007) destacan tres climas aptos para el desarrollo del cultivo de aguacate: (A) C (w2) (w), semicálido subhúmedo; (A) C (w1) (w), semicálido subhúmedo; y C (w2) (w).

2.7.2. Altitud

La altitud de los huertos de aguacate es determinante para su comportamiento fenológico, influenciando significativamente los ciclos reproductivos y el rango es de 1,200 a 2,400 m (Vidales *et al.*, 2007; SAGARPA y SIAP, 2016).

2.7.3. Temperatura

Las exigencias de temperatura varían dependiendo de la raza; el rango óptimo es de 10 a 35 °C, con uno óptimo para la fotosíntesis de 25 a 30 °C. Las temperaturas mayores a 35 °C afectan la floración y fructificación, provocando daños en la fecundación, polinización y desprendimiento del fruto. Las temperaturas bajas menores de 13 °C causan daños a la planta, retardando la apertura y el cierre de las flores (Vidales *et al.*, 2007); la temperatura óptima va de los 15 a 19 °C de temperatura (SAGARPA y SIAP, 2016).

2.7.4. Precipitación

El aguacate requiere de una precipitación de 1,050 a 1,800 mm de lluvia anual, y se considera como humedad relativa óptima entre 60 y 70 %, ya que valores de humedad relativa superiores inducen proliferación de antracnosis y cánceres en hojas, tallos y frutos (Vidales *et al.*, 2007; SAGARPA y SIAP, 2016).

2.7.5. Suelo

El suelo debe permeable y profundo, franco-arenoso sin calcáreos ni cloruros (SAGARPA y SIAP, 2016). El aguacate se adapta a una amplia gama de suelos, desde los casi totalmente arenosos, hasta los arcillosos, siempre que posean un buen drenaje

interno; sin embargo, la textura más recomendada es la franca (Ibar, 1986) ya que las texturas arcillosas tienden al encharcamiento (Vidales *et al.*, 2007).

2.7.6. pH y salinidad

El pH debe ser neutra o ligeramente ácida (de pH entre 6 y 7.5) (Vidales *et al.*, 2007; SAGARPA 2016; SIAP, 2016); está relacionada con la presencia del carbonato cálcico activo y pH superior a 7.5, que produce alcalinidad del suelo. Al ser el aguacate bastante calcífugo, no se puede cultivar en terrenos demasiados calizos, siendo suficientes con los que tienen un 40 % de caliza. La carencia de hierro, tanto por falta o por su insolubilización en terrenos demasiado calizos, le ocasiona la clorosis de las hojas. Un exceso de sodio también es perjudicial al aguacate por lo que la salinidad del suelo no debe pasar de 0.5 mmhos/cm. Las distintas razas requieren suelos similares, quizás un poco más ácidos (pH 6-7) las variedades antillana y guatemalteca (Ibar, 1986). La salinidad no debe ser mayor que 3 dS m⁻¹ ya que, de lo contrario, ocurrirán efectos tóxicos de cloruro de sodio y magnesio, produciendo quemaduras en las puntas de hojas. En cuanto a la pendiente, puede oscilar entre el plano no inundable hasta pendientes menores a 70 % (Vidales *et al.*, 2007).

2.8. Patrón o portainjertos

El aguacate se puede propagar por semilla o por injerto. La propagación por semilla no es recomendable para plantaciones comerciales debido a la gran variabilidad que ocurre en producción y calidad de fruto. La propagación por injerto es el método más apropiado para reproducir las variedades seleccionadas para cultivo comercial, ya que los árboles injertados son uniformes en cuanto a la calidad, forma y tamaño de la fruta.

El termino patrón o portainjerto indica el árbol o planta sobre el cual se injerta la variedad seleccionada que se quiere cultivar, denominada copa. Con el patrón se pretende aislar la variedad del suelo para evitar las plagas o enfermedades que se encuentren en él, aprovechar el grado de resistencia del patrón a diferentes factores bióticos y abióticos limitantes del cultivo, usar el sistema radical del patrón y su capacidad de adaptación a diferentes climas y suelos, para inducir mejor desarrollo y mayor producción y

finalmente uniformizar las condiciones de producción y calidad de un huerto al conservar la variedad original (Bernal y Díaz, 2005).

Los patrones provienen de semillas sanas, de buen tamaño, cosechadas directamente del árbol. Su viabilidad dura hasta tres semanas después de extraída de la fruta. Es recomendable cortar la parte angosta de la semilla, en un tramo de una cuarta parte del largo total, para ayudar así a la salida del brote y para hacer una primera selección, ya que el corte permite eliminar las semillas que no presenten el color natural blanco amarillento, debido a podredumbre, lesiones o cualquier otro daño. Inmediatamente después de cortadas, se siembran en el semillero previamente preparado colocándolas sobre el extremo ancho y plano de modo que la parte cortada quede hacia arriba. Las semillas empiezan a brotar aproximadamente treinta días después de la siembra. Generalmente las plantas están listas para ser trasplantadas al vivero, a los treinta días después de la germinación. Para la elección del patrón se deben tener en cuenta la facilidad en la consecución de la semilla, vigoroso crecimiento de las plántulas, adaptación, buen desarrollo radical, fácil injertación, alto grado de compatibilidad con la variedad a injertar, resistencia o tolerancia a factores bióticos limitantes (Bernal y Díaz, 2005). El patrón debe estar en plena actividad (crecimiento) para injertarlo. Los portainjertos de semilla son llamados sencillamente francos cuando sobre ellos se injerta la misma especie, o francos de tal o cual especie cuando es otra la que sobre ellos es injertada. Los propagados vegetativamente o clonados son seleccionados por distintas estaciones experimentales, han sido vigorosamente con frecuencia lo que ha determinado desechar las cepas madres y recurrir de nuevo a material indemne localizado en regiones productoras y seleccionado de nuevo. Estos han sido los más utilizados en la propagación de frutas de clima templado (Calderón, 1998).

2.8.1. Genotipos

México es uno de los países con una amplia diversidad de tipos de aguacate, ya que existen en el país al menos 20 diferentes especies relacionadas con el aguacate (Barrientos-Prieto *et al.*, 2007). La importancia de los recursos fitogenéticos existentes en México es invaluable, debido a que estos pueden ser usados en mejoramiento

genético para resolver problemas básicos que tienen los cultivos de explotación comercial.

Los resultados del proceso de selección, propagación por semilla y adaptación, han desarrollado diferentes tipos de aguacate que hoy conocemos como las razas hortícolas Mexicana, Guatemalteca, Antillana (Barrientos-Priego *et al.*, 2007) y Costarricense, es de fundamental importancia, realizar estudios de caracterización y evaluación de estos recursos fitogenéticos que permitan determinar su utilidad potencial como fuente de germoplasma en el mejoramiento genético de esta especie y que sirvan de base para ayudar a definir estrategias de conservación y aprovechamiento de esta especie. De tal manera que el rescate de germoplasma de aguacate es prioritario para iniciar los programas de mejoramiento genético en este frutal. Una alternativa segura de conservación es a través del establecimiento *in vitro* bajo condiciones de crecimiento normales o limitadas (Vidales-Fernández *et al.*, 2011).

El estado de Nuevo León, México, se considera como el centro de origen del aguacate criollo (*P. americana* var. *drymifolia*), el cual está muy localizado en los municipios de Galeana, Rayones, General Zaragoza y Aramberri. En el aguacate criollo, las razas y variedades locales provienen de selecciones, que se han cultivado en muchas regiones y que tienen una fuerte tendencia a ser sustituidas por variedades modernas, aún es posible encontrar poblaciones de aguacate criollo formando parte de las huertas o de la vegetación natural (Gutiérrez-Díez *et al.*, 2009).

2.9. Requerimientos de nutrientes en el cultivo de aguacate

La fertilidad de los suelos está relacionada con dos elementos: la cantidad de nutrientes y la capacidad de asimilación de los mismos por la planta. Pueden existir nutrientes abundantes en el suelo pero éstos pueden estar en formas que no son fácilmente asimilables por las plantas (Romero, 2010).

El cultivo del aguacate requiere 16 elementos esenciales entre ellos, elementos orgánicos: carbono, gases, hidrógeno y oxígeno, minerales entre los que se conocen los macronutrientes como: el nitrógeno, fósforo, potasio, calcio, azufre y magnesio y micronutrientes como: el hierro, zinc, molibdeno, cobre, cloro, silicio, sodio, cobalto, manganeso y vanadio, algunos de ellos requieren cantidades muy bajas, en algunos nutrientes como el boro el intervalo entre la deficiencia y la toxicidad es muy cercano uno de otro (Sánchez, 2001). A continuación se describen los elementos nutritivos en aguacate y síntomas de deficiencia:

2.9.1. Nitrógeno (N)

Forma de absorción es NH_4^+ , NO_3^- . Funciona en la planta como proteína y clorofila (Tamayo, 2008). Constituyente de cada uno de los aminoácidos, es decir, presente en cada proteína. También hace parte de la molécula de clorofila y de los ácidos nucleicos. El nitrógeno estimula el crecimiento de tallos y hojas. Además estimula la producción de proteínas en frutas y granos, y ayuda a que la planta utilice otros nutrientes como fósforo y potasio (Kovacik *et al.*, 2007). El exceso de nitrógeno retarda la maduración del cultivo y la formación de frutos, provoca un escaso desarrollo del sistema radicular de la planta y un crecimiento excesivo del follaje, reduce la producción de compuestos fenólicos (fungistáticos) de lignina de las hojas, disminuyendo la resistencia a los patógenos obligados, pero no de los patógenos facultativos. Por su gran movilidad, los primeros síntomas se observan en hojas maduras. La deficiencia de este elemento en aguacate se manifiesta en un crecimiento y desarrollo reducido de la planta, presentando ausencia de ramificaciones laterales; las hojas son pálidas, con pequeñas deformaciones, presentando una clorosis característica; el sistema radical es poco ramificado, con raíces más finas y más largas; presencia de racimos florales terminales

sin brotes foliares acompañantes (Tamayo, 2008); provoca amarillamiento general y frutos pequeños (Salazar-García, 2002).

2.9.2. Fosforo (P)

La forma de absorción es H_2PO_4 , HPO_4^- . El fósforo es un elemento que juega un papel clave en la vida de las plantas. Es constituyente de ácidos nucleicos, fosfolípidos, vitaminas, las coenzimas, NAD y NADP (Tamayo, 2008). Hace parte del nucleótido más importante en la obtención de energía celular, el ATP. Promueve el desarrollo radical, y ayuda a desarrollar resistencia a enfermedades (Xiang-wen et ál. 2008). El fósforo se requiere en altas concentraciones en las regiones de crecimiento activo. Interviniendo en la formación de órganos de reproducción de las plantas y acelerando la maduración de los frutos, en los cuales generalmente se acumula en concentraciones altas. El exceso de este elemento acelera la maduración, a expensas del crecimiento y puede generar efectos adversos sobre la utilización de otros elementos nutritivos, tales como el zinc (Tamayo, 2008). Así mismo, un nivel debajo de lo normal acelera la senescencia de los frutos al perderse la integridad de la membrana celular; se muestran reducción de crecimiento y tamaño de hojas, quemaduras de foliares (Salazar-García, 2002).

La deficiencia de fósforo y nitrógeno en aguacate causa una reducción en el crecimiento y desarrollo de la planta. La emisión de hojas nuevas es muy espaciada, siendo el crecimiento de las yemas terminales inhibido. Las hojas de los árboles con deficiencia de fósforo, presentan manchas necróticas, irregulares e intervenales. La coloración verde de la planta se torna un tanto azulada, sufriendo una inclinación de 45 grados, debido al doblamiento de los pecíolos y base de las hojas. El tamaño de la hoja es reducido y de forma redondeado. Los niveles foliares indican que la carencia de fósforo corresponde a tenores inferiores a 0.05 %, siendo el nivel normal entre 0.095% y 0.13%, dependiendo de la variedad y de la saturación de otros elementos. Las raíces se tornan más gruesas y con pocas ramificaciones (Tamayo, 2008).

2.9.3. Potasio (K)

La forma de absorción es K^+ . Para un crecimiento vigoroso y saludable, las plantas deben tomar grandes cantidades de potasio. Este nutriente, altamente móvil, está envuelto en la mayoría, sino en todos los procesos biológicos de la planta; sin embargo, no forma parte de la estructura de los compuestos orgánicos de la planta. Se conoce que el potasio tiene un papel vital, debido a que cataliza procesos tan importantes como la fotosíntesis, el proceso por el cual la energía del sol, en combinación con agua y dióxido de carbono, se convierte en azúcares y materia orgánica, interviene en la formación de clorofila y la regulación del contenido de agua en las hojas (Tamayo, 2008). El potasio es un catalizador o activador de ciertas enzimas, participa en la osmorregulación y también en el mantenimiento del potencial de membrana (Pyo et ál. 2010). Implicado en el control del turgor de las células guarda estomáticas (Gierth y Mäser 2007).

Se ha demostrado también que el potasio juega un papel fundamental en la activación de más de 60 sistemas enzimáticos en las plantas. También es importante en la formación del fruto, se le reconoce como un elemento que mejora la calidad de éste, ya que extiende el período de llenado e incrementa su peso; fortifica los tallos, mejora la resistencia a plagas y enfermedades y ayuda a la planta a resistir mejor el estrés (Tamayo, 2008). La deficiencia provoca coloración pardusca y necrosis en lunares de la hoja (Salazar-García, 2002). La deficiencia de potasio afecta medianamente el desarrollo de las plantas, caracterizándose por unas manchas marrón-rojizas, que se inician en los bordes de las hojas y avanzan hacia la nervadura central y que luego afectan los pecíolos, a lo largo de las nervaduras principales y secundarias, cubriendo posteriormente toda la hoja (Tamayo, 2008). Así mismo, se puede observar en las hojas maduras clorosis marginal e intervenal, enrollamientos, hojas arrugadas y brotes muy cortos. En general, la planta con déficit de potasio se observa débil, con un sistema radical pobre, y con muy baja tolerancia a situaciones de estrés o ataques de enfermedades. La deficiencia estomática implica reducción de las tasas de transpiración e intercambio de gases (Gierth y Mäser 2007)

2.9.4. Calcio (Ca)

Forma de absorción Ca^{+2} . Hace parte de las paredes celulares, tiene una función importante en la estructura y permeabilidad de las membranas. Es un activador de las enzimas amilasa y ATPasa. En árboles, el contenido de Calcio está relacionado con la calidad y resistencia de la madera (Littke y Zabowaki 2007). El calcio es uno de los elementos minerales quizás más importantes en la determinación de la calidad de los frutos en lo referente a conservación, es el calcio. Es así como los frutos con altos contenidos de calcio, pueden resistir más el transporte y permanecer en buenas condiciones durante bastante tiempo (Tamayo, 2008), así mismo, tienen un crecimiento en la resistencia a enfermedades y más vida de anaquel. La concentración del calcio en el tejido, necesaria para lograr estos resultados, es usualmente superior a las concentraciones que acumulan normalmente los frutos. Si el elemento es bajo muestra una rigidez celular, quemaduras y deformación celular (Salazar-García, 2002).

Los síntomas de su deficiencia se observan inicialmente en hojas jóvenes dado su baja movilidad. En general, se observan meristemas apicales deformados, pequeños o sin crecimiento; las yemas en forma de gancho, los brotes del tallo o de flores se caen y en las hojas maduras se presenta clorosis marginal y pérdida de turgor (Littke y Zabowaki 2007 y el crecimiento lateral reducido. Las emisiones foliares son abundantes y de entrenudos cortos. Las yemas terminales de las ramas paralizan su desarrollo formando rosetas de hojas lanceoladas, luego se presenta una clorosis apical que avanza por los espacios intervenales, abarcando posteriormente toda la hoja (Tamayo, 2008).

Árboles en producción con deficiencia de calcio, presentan frutos con necrosis en el área de unión del pedúnculo con el fruto, lo cual causa caída de frutos pequeños o pudrición de los mismos cuando éstos quedan adheridos al árbol. Los niveles normales de calcio en las hojas se encuentran entre 0.9 % a 1.5 %, en plantas con deficiencia de este elemento, los valores se encuentran en 0.05 %. Es necesario aclarar que las deficiencias de calcio están asociadas al magnesio y al potasio, por lo que se debe tener en cuenta, no tanto el valor del calcio sólo, sino la relación calcio/magnesio y la de calcio/magnesio/potasio, para determinar la deficiencia de este elemento, ya que

tanto el magnesio como el potasio, en altas concentraciones pueden inhibir la absorción del calcio (Tamayo, 2008).

2.9.5. Magnesio (Mg)

La forma de absorción es Mg^{+2} . El magnesio es el componente principal de la clorofila e interviene en la síntesis de carbohidratos. Además, participa en la síntesis de proteínas, nucleoproteínas y el ácido ribonucleico y favorece el transporte de P dentro de la planta. Es un elemento móvil en la planta, por lo que su deficiencia se presenta primero en las hojas más viejas; del total del magnesio absorbido por la planta, aproximadamente la mitad de éste se encuentra en el tronco y las ramas del árbol, un tercio en las raíces y el resto en las hojas. Durante la floración y fertilización se produce una translocación significativa del magnesio hacia los brotes y frutos (Tamayo, 2008). La deficiencia provoca restricción de crecimiento, amarillamiento de las hojas con manchas pardas en los márgenes (Salazar-García, 2002). El síntoma característico de la deficiencia de magnesio, es una clorosis intervenal difusa, que se acentúa lateralmente y se presenta cerca de la nervadura central y progresa posteriormente hacia el borde de las hojas (Tamayo, 2008).

2.9.6. Azufre (S)

La forma de absorción es SO_4^{-2} . El azufre es el cuarto elemento esencial para el desarrollo vegetal. Para el crecimiento de las plantas es requerido en cantidad similar al fósforo y magnesio. Cumple una función síntesis de aminoácidos y proteínas, fotosíntesis. En la planta, el azufre es constituyente de las proteínas, varias vitaminas como la tiamina y biotina y es componente importante de numerosas enzimas. Además, forma parte de algunos compuestos orgánicos responsables del olor y sabor (Tamayo, 2008). La deficiencia causa amarillamiento foliar y necrosis en márgenes (Salazar-García, 2002); se manifiesta por una clorosis acentuada en las hojas nuevas, tanto en el limbo como en el pecíolo, siendo muy marcada hacia los extremos de las hojas (Tamayo, 2008); las raíces y los tallos diámetros menores a los normales, pero de mayor longitud. En general, un sistema radical débil pero invasivo y tallos rígidos y quebradizos (Marschner 1995).

2.9.7. Hierro (Fe)

La forma de absorción es Fe^{+2} . Su función es ayudar a la fotosíntesis, síntesis de proteínas respiración y transferencia de energía (Salazar-García, 2002). El papel más conocido del hierro en el metabolismo de la planta, es su participación en el grupo prostético del sistema citocromo, un grupo de enzimas implicadas en la oxidación terminal de la respiración. Algunas de las enzimas y de los portadores que actúan en el mecanismo respiratorio de las células vivas, son compuestos de hierro; ejemplos específicos son la catalasa, la peroxidasa, la oxidasa citocrómica y los citocromos. La participación del hierro, en la forma de tales compuestos en los mecanismos oxidativos de las células, es indudablemente uno de los papeles más importantes en el metabolismo celular (Tamayo, 2008).

El hierro interviene en la formación de clorofila y es por lo tanto indispensable en la formación de alimentos en la planta; hace parte de la secuencia de reacciones que sintetizan los componentes de la clorofila; actúa como parte de un mecanismo enzimático que opera en el sistema respiratorio de las células vivas; participa en las reacciones que incluyen la división y el crecimiento celular. El hierro, asociado al cobre, manganeso y boro aumenta el contenido de lignina, compuesto orgánico que cumple funciones de sostén y protección de la planta contra el ataque de organismos causantes de enfermedades (Tamayo, 2008). La deficiencia de este elemento provoca hojas amarillas con nervaduras verdes (Salazar-García, 2002). La ausencia del hierro, las hojas jóvenes son verde pálido, siendo la base de las mismas más verdes. Las nervaduras conservan su coloración verde normal; en etapas avanzadas, las hojas se tornan cloróticas (Tamayo, 2008).

2.9.8. Cobre (Cu)

La forma de absorción es Cu^{+2} . Funciona dentro de la fotosíntesis (Salazar-García, 2008). El cobre está presente en diversas enzimas o proteínas relacionadas con los procesos de oxidación y reducción. Dos ejemplos notables son la citocromooxidasa, una enzima respiratoria que se halla en las mitocondrias y la plastocianina, una proteína de los cloroplastos. El cobre induce formación de polen viable, por ello su más alta

demanda se presenta en la floración; el cobre actúa conjuntamente con el manganeso y el zinc en la utilización y movilización de otros nutrientes (Tamayo, 2008). La insuficiencia de este elemento provoca coloración pardo-rojiza de nervaduras, defoliación prematura y brotación anormal, (Salazar-García, 2002). Por otra parte señala que la carencia de cobre afecta los órganos jóvenes, en particular los meristemas terminales. Los extremos de las hojas se necrosan y se enroscan; posteriormente las hojas caen precozmente, quedando desnudas las extremidades de las ramas principales y secundarias (Tamayo, 2008).

2.9.9. Manganeso (Mn)

La forma de absorción es Mn^{+2} . Su función es ayudar al crecimiento y producción (Salazar-García, 2002). El manganeso tiene una función estructural en el sistema de membranas del cloroplasto y actúa en la disociación fotosintética de la molécula de agua. El manganeso es un elemento esencial para la respiración y para el metabolismo del nitrógeno; en ambos procesos actúa como activador enzimático. El manganeso interviene en la activación de numerosas enzimas que actúan en el metabolismo de los carbohidratos, tales como la hexoquinasa, adenosina y la fosfoglucoquinasa. Es el ión metálico predominante en el metabolismo de los ácidos orgánicos y activa la reducción del nitrito e hidroxialamina en amoníaco (Tamayo, 2008).

El manganeso es el ion metálico predominante en las reacciones del ciclo de Krebs. El manganeso genera resistencia en la planta a varios patógenos, inhibiendo la enzima fungosa fentin metilesterasa, esencial para iniciar el proceso infeccioso. Inhibe además, enzimas productivas por hongos ya establecidos. El manganeso es esencial en el proceso que controla en la raíz la producción de la microflora, reduciendo la disponibilidad de nutrimentos para los microorganismos causantes de enfermedades (Tamayo, 2008). La falta de este elemento provoca clorosis intervenal, manchas necróticas en hojas, amarillamiento intervenal (Salazar-García, 2002); se presenta como una clorosis que se inicia desde la base de la hoja, hacia las nervaduras secundarias y principal. Así, una banda estrecha es amarilla y el resto de ella verde (Tamayo, 2008).

2.9.10. Molibdeno (Mo)

La forma de absorción es MoO_4^{2-} . El molibdeno es esencial para el proceso de fijación de nitrógeno por parte de las bacterias en los nódulos de las raíces de las leguminosas (Tamayo, 2008). Está implicado en la fijación de nitrógeno, en la transformación de nitrato a amonio, y en el metabolismo de carbohidratos (Marschner 1995). El molibdeno es parte estructural de una oxidasa que convierte el aldehído del ácido abscísico (ABA), regulador de crecimiento que protege las plantas contra factores de estrés fisiológico. El molibdeno induce efectos positivos en la formación de polen viable al momento de la floración y fecundación (Tamayo, 2008). La clorosis intervenal, que se presenta por esta deficiencia, suele confundirse con la producida por bajos niveles de nitrógeno, adicionalmente se observan manchas y algunas veces enrollamientos en los bordes de las hojas (Marschner 1995).

2.9.11. Boro (B)

La forma de absorción es $\text{B}(\text{OH})_3$. Importante en la translocación de azúcares y carbohidratos. Sus funciones principales se relacionan con el normal desarrollo de la pared celular, la división celular y el desarrollo de frutas y semillas (Marschner 1995). Su función es ayudar en el crecimiento, producción, floración; (Salazar-García, 2002) cuajado de fruto y probablemente en la calidad de fruto (Whiley *et al.*, 1996). Una vez que el boro ha sido utilizado por los tejidos en crecimiento activo de la planta, no puede trasladarse y ser utilizado nuevamente. Esto significa que debe existir una fuente permanente de boro disponible para la planta durante todo su ciclo de crecimiento y desarrollo; el boro actúa sobre la diferenciación de tejidos y la síntesis de fenoles y auxinas, interviene en la germinación y el crecimiento del tubo polínico, es importante en el metabolismo de ácidos nucleicos y en la elongación y división celular, interviene en el transporte de almidones y azúcares desde la hoja hacia los frutos en formación. Disminuye la caída de flores y aumenta la producción de frutos. Además, está asociado con la actividad celular que promueve la maduración (Tamayo, 2008). Las aspersiones con boro (B) pueden ser benéficas para el amarre de fruto, cuando las inflorescencias del aguacate están en el estado coliflor, el cual se caracteriza por la elongación de los

ejes secundarios de la inflorescencia, los que todavía están cubiertos por sus brácteas y con flores pequeñas sin abrir (Salazar-García, 2002).

En resumen, el boro participa de una serie de procesos fisiológicos dentro de la planta y en ocasiones su deficiencia se confunde con la de otros nutrientes como la de P y K. Entre las funciones del boro en las plantas, dos están muy bien definidas, la síntesis de la pared celular y la integridad de las membranas plasmáticas. Por esta razón, en presencia de una deficiencia de boro no crecen nuevas raíces y tampoco nuevos brotes (Tamayo, 2008). La deficiencia de este provoca caída de hojas, hojas nuevas secas, enrolladas y quebradizas, bajo amarre de flores (Salazar-García, 2002). La baja presencia de boro en la planta, se presenta como una severa disminución en el crecimiento y desarrollo de las plantas, debido a que su carencia afecta órganos nuevos (Tamayo, 2008), tallos y peciolo quebradizo, con crecimiento anormal y de color blanquecino, las hojas jóvenes se presentan primero delgadas y curvadas. El programa reproductivo se ve retrasado o inhibido, y si hay frutos, éstos debido a la deficiencia se pudren con facilidad (Marschner 1995); los entrenudos son más cortos y las hojas más pequeñas, presentando un engrosamiento en las nervaduras. Los meristemas terminales son inhibidos y los brotes continuos presentan una sobrebrotación. Las plantas deficientes presentan menos de 11 ppm en las hojas. Las hojas nuevas presentan un aumento de potasio y una disminución notable de calcio. Los frutos se deforman y en las ramas se presentan malformaciones en forma de agallas (Tamayo, 2008).

2.9.12. Zinc (Zn)

La forma de absorción es Zn^{+2} . Es indispensable en la formación de clorofila (Tamayo, 2008). Este elemento es un activador de enzimas que están implicadas en la regulación de varios procesos metabólicos, como la síntesis de DNA, RNA, proteínas, algunas hormonas (Kalaycia *et al.*, 1999). Funciona como activador enzimático y mejora la calidad de fruto. Es componente de varias enzimas, entre ellas las que promueven el crecimiento. Interviene en la utilización del agua y otros nutrientes. El zinc regula el crecimiento de los meristemas al nivel de la raíz y parte aérea, mediante el control de

la síntesis de triptófano, aminoácido precursor de la hormona del crecimiento conocida como ácido indolacético, AIA (auxina) (Tamayo, 2008).

El zinc activa diversos procesos enzimáticos, como la fosforilación de la glucosa, y a través de ella, la formación del almidón. De igual manera actúa en la anhidrasa carbónica para la utilización del ácido carbónico, asociada a la asimilación del CO₂. Además, está involucrado en la reducción de nitratos y síntesis de aminoácidos que se transformarán en proteínas (Tamayo, 2008). La alta de este provoca amarillamiento intervenal, deformación foliar, frutos redondos y pequeños (Salazar-García, 2002). La deficiencia de zinc se caracteriza por una clorosis en las hojas jóvenes (Tamayo, 2008) o un color café, típicamente otoñada y con menor área foliar; las deficiencias de Zinc pueden inducir elevados niveles de fósforo, nitrógeno, cobre o hierro (Kalaycia *et al.*, 1999). En los ramos terminales se presenta un acortamiento de los entrenudos, además de la formación de rosetas enteramente cloróticas; el resto del árbol presenta una coloración normal. En los frutos, la deficiencia se manifiesta en crecimiento reducido y de forma redondeada (Tamayo, 2008).

2.10. Tipos de fertilización en aguacate

2.10.1. Fertilización química

La fertilización es un proceso complejo que tiene por objeto incorporar nutrientes en forma directa o indirecta a los vegetales y al suelo, para complementar las necesidades de crecimiento, desarrollo (Rodríguez-Suppo, 1982); así mismo para mejorar la calidad y aumentar la cantidad de la producción (Tapia, 2007). La fertilización en vivero tiene como fin una alimentación equilibrada del cultivo y así prepararlo para la fase de establecimiento definitivo (Parada-Barrios, 1999). Diversos estudios de nutrición de plantas demuestran respuesta inmediata y a largo plazo a la aplicación temprana de nutrimentos. Las respuestas dependen del método y la cantidad de nutrimentos aplicados, efectos de nutrimentos solos o combinados, factores estacionales y ambientales y diferencias en respuestas entre géneros y especies.

La fertilización química es la forma más común utilizada para abastecer a las plantas de los macronutrimentos (nitrógeno, fósforo y potasio) y micronutrientes (hierro, magnesio, cobre y zinc), pero existen casos en que la disponibilidad de dichos nutrimentos en la solución del suelo es limitada debido a problemas de absorción, fijación, precipitación, suelos con baja disponibilidad nutrimental, suelos áridos y cuando el sistema radical disminuye su función, como resultado de la competencia por carbohidratos en la etapa reproductiva. La absorción de nutrimentos es un fenómeno que ocurre día a día. Resulta imprescindible saber cuántos días va a estar activo el proceso de absorción para completar los requisitos que harán posible la obtención de cosechas óptimas. Los nutrimentos necesarios para producir hojas son diferentes a los que se necesitan para producir semillas, de ahí que sea necesario conocer las etapas que van a ocurrir durante el ciclo, el tiempo en que suceden y la distribución de los fotoasimilados en los diferentes tejidos. Para que ocurra una buena absorción de nutrimentos, además de los mecanismos fisiológicos de la membrana que intervienen en la introducción de los nutrimentos del suelo a la raíz, son importantes otros procesos relacionados con la forma en que los nutrimentos se acercan de los diferentes puntos del suelo a la raíz (Bertsch, 1995).

Las recomendaciones de fertilización para el Estado de México son (en kg ha⁻¹): 200-200-100 de N-P-K (Sánchez *et al.*, 2001; Tagliavini *et al.*, 2000) y para las zonas aguacateras del Estado de Michoacán son 200-200-300 (Sánchez *et al.*, 2001; Tapia *et al.*, 2007), en cada Estado productor de aguacate las dosis de fertilización química son diferentes posiblemente se debe al manejo que se emplea en cada huerta, así mismo, los requerimientos de cada plantación según su edad y estado vegetativo o reproductivo (Salazar *et al.*, 2009). Existen otras recomendaciones de fertilizantes para mantener la fertilidad del suelo (Cuadro 2) para huertas productoras de aguacates.

Cuadro 2. Fertilización anual sugerida en aguacate, para suplementar nutrimentos exportados y mantenimiento a la fertilidad del suelo

Elementos						
N	P	K	Ca	Mg	Cu	Zn
200-300	60	200-400	-	-	-	-
200	200	100	30	15	-	2
200	200	300	25	5	-	15

Fuente: Homsy (2000), Sánchez *et al.* (2001) y Tapia *et al.* (2007).

La cantidad de fertilizante a aplicar varía con la edad del cultivo (Cuadro 3) tomado como la base de edad y fisiología y la producción por planta (caja de frutos/planta) en Brasil. Los niveles de nutrientes varían en función del rendimiento del árbol, vigor de la planta y calidad del fruto producido en cuanto al peso, tamaño, contenido de materia seca y contenido de aceite (Cuadro 4). Huertos con altos valores de estos parámetros requieren mayores cantidades de estas dosis sugeridas de fertilizante.

Cuadro 3. Plan de fertilización en árboles jóvenes de aguacate en Brasil según la producción que se requiere obtener.

Edad de la planta (años)	Nutrimentos (g/planta)		
	N	P ₂ O ₅	K ₂ O
1	40	0	20
2	80	40	20
3	120	60	60

Fuente: Tamayo, (2008).

Cuadro 4. Fertilización anual inicial sugerida en aguacate hasta los 5 años

Edad	Urea (46 % de N)	Superfosfato Triple de Calcio (46 % de P ₂ O ₅)	Sulfato de potasio (50 % de K ₂ O)
1	0.2	0.1	0.0
2	0.5	0.1	0.0
3	1.0	0.6	0.0
4	1.5	1.2	0.5
5	2.0	1.5	1.0
>6	4.0	2.0	4.0

Fuente: Tapia *et al.* (2009).

2.10.2. Abonos orgánicos

Se consideran productos orgánicos, aquellos que están libres de químicos, pesticidas, plaguicidas, productos veterinarios y aditivos, en alimentos que puedan ocasionar efectos negativos tanto para el medio ambiente como para el ser humano. Se basan principalmente en la aplicación de abonos orgánicos y prácticas agrícolas (Márquez-Hernández *et al.*, 2010). Los abonos orgánicos son todos aquellos materiales o sustancias que constituidas de origen animal, vegetal o mixtos (se puede descomponer por acción de microbios o del ser humano incluyendo además al estiércol de las lombrices, hongos, bacterias, compost, estiércol de animales, abonos naturales, hojas podridas e incluso basura); en el suelo mejora las características físicas, biológicas y químicas (Schawentesius *et al.*, 2007).

Los abonos orgánicos son ricos en micro y macro elementos necesarios para mantener los cultivos sanos, ayudar a la planta a resistir el ataque de enfermedades y plagas; así

mismo, mejorar la textura y estructura de los suelos, regulando su temperatura y humedad. De esta manera se ha visto que el aguacate responde favorablemente al abonado orgánico, el cual incrementa el rendimiento (Lahav y Kadman, 1980; Gallegos, 1983; Gallegos, 1984).

2.10.3. Composta.

La composta es definida como la descomposición de desechos orgánicos heterogéneos por una población microbiana mezclada en un ambiente húmedo, cálido y aeróbico cuyo producto final es el “humus”, el cual en su mayoría consiste en ácidos húmicos (Biddlestone y Gray 1984). Permite recuperar la energía de los desechos y por otra parte garantiza disponer de grandes cantidades de materia orgánica para la agricultura (Parnes, 1985). Contiene elementos como: nitrógeno, fósforo, potasio y calcio en cantidades que, aunque pequeñas son fácilmente asimilables por la planta. Que ayuda a mejorar las condiciones físicas, químicas y biológicas del suelo (Aburto, 1980).

Miller *et al.* (1965), menciona una lista de los beneficios o ventajas que ofrecen los composteos:

- a) Incrementa la solubilidad de algunos nutrimentos como el fósforo,
- b) Fijación temporal de nitrógeno soluble por los microorganismos, evitando con ello su pérdida por lixiviados o volatilización,
- c) Aumenta la concentración de nutrimentos como consecuencia de la pérdida de carbono orgánico que ocurre durante la fermentación, lo cual también contribuye a la disminución de carga transportable,
- d) Destrucción de microorganismos patógenos como consecuencia del incremento en la temperatura que se genera de la descomposición de la materia orgánica.

2.10.4. Estiércoles

Los estiércoles se han utilizado desde hace mucho tiempo para aumentar la fertilidad de los suelos y modificar sus características en beneficio del desarrollo de las plantas. Su efectividad ha quedado plenamente demostrada con rentabilidad más altos y de mejor calidad. El contenido de los nutrientes de los estiércoles es muy variado depende

en gran medida de las especies que lo producen, edad del animal, su eficiencia digestiva, tipo de alimentación que recibe y el manejo que ha sido sometido el estiércol desde su recolección, maduración y almacenamiento (SAGARPA, 2015). El estiércol es uno de los abonos orgánicos más importantes. Es una mezcla de paja parcialmente descompuesta conteniendo heces y orina. En los últimos años recientes ha habido una disminución en su uso dado que los métodos modernos de manejo de ganado tienden a usar poca o ninguna paja en las camas de los establos, produciéndose así un aumento en la producción de estiércol licuado o barro.

El uso de abono orgánico (estiércol o composta) resulta muy adecuado en aguacate. El contenido de nutrientes del abono orgánico puede fluctuar ampliamente, según el tipo de procedencia del animal (Rodríguez, 1982), el forraje que reciba y el manejo que se le brinde. En promedio puede contarse con un contenido de 0.3 a 1.2 % de N; 0.1 a 0.3 % de P₂O₅ y de 0.3 a 0.8 % de K₂O (Cuadro 5). Es conveniente realizar un análisis del contenido de nutrientes (Reines *et al.*, 2006; Escobar, 2013).

Cuadro 5. Diferentes estiércol con sus respectivos nutrimentos según Rodríguez, (1982).

Material	Elementos nutritivos (%)			
	N	P ₂ O ₅	K ₂ O	M.O
Estiércol de res	0.4	0.2	0.4	30
Estiércol de oveja	1.0	0.3	1.0	60
Estiércol de cerdo	0.5	0.3	0.65	60
Harina de alfalfa	2.5	0.5	2.1	85
Paja de alfalfa	1.5	0.3	1.5	82

El estiércol se utiliza en dosis importantes, una dosis media supone 30 t ha⁻¹, pero a menudo se usan dosis más fuertes de 40-50 t ha⁻¹ cuando se busca la mejora de las propiedades del suelo, se ha señalado que una tonelada de estiércol da lugar a 100 kg de humus, es decir al 10 % (Gros, 1976).

2.10.5. Micorrizas

En la asociación mutualista, denominada micorriza arbuscular, el hongo coloniza de manera extra e intercelular el cortex de la raíz, desarrollando un intrincado micelio externo que rodea la raíz de las plantas colonizadas. Este micelio forma una conexión continua entre la solución del suelo y la planta, lo que permite la captación de iones desde el suelo y su transporte a la raíz del hospedero; en sentido inverso, el HMA recibe compuestos carbonados provenientes de la fotosíntesis de la planta, necesarios para su metabolismo por tratarse de un simbiote obligado, que requiere de la interacción con la planta para completar su ciclo de vida (Seguel, 2014). Estas asociaciones micorrízicas incrementan el acceso nutrimentos a la planta como: fósforo (P), nitrógeno (N), cobre (Cu) y zinc (Zn); la absorción, transporte y transferencia de P del micelio a la planta es rápido y eficiente debido a la presencia de transportadores con alta afinidad al H_2PO_4^- , que actúan acoplado con un transportador simporte de H^+ a través de diversas H^+ -ATPasa. Por otro lado, el micelio fúngico, actúa en la liberación de nutrimentos desde partículas y rocas minerales mediante la meteorización y conectan a las plantas hospederas, los nutrimentos requeridos para su crecimiento, permitiendo el flujo de los compuestos ricos en energía requeridos para la movilización nutriente; además de aumentar el área superficial absorbente del sistemas radical de la planta, el micelio extraradical de hongos micorrízicos proporciona un camino directo para la translocación del carbono derivado de la fotosíntesis a los micrositos en el suelo y un área superficial grande para la interacción de otros microorganismos (Finlay, 2008). De esta manera, la naturaleza simbiótica de las plantas con los hongos micorrízicos arbusculares (HMA) ha demostrado ser fundamental para la sostenibilidad de los ecosistemas, ya que son capaces de colonizar gran número de plantas terrestres.

La raíz del aguacate carece de pelos radicales (Newsham *et al.*, 1995; Alarcón y Carreto, 1999); sin embargo, se ha demostrado que los hongos formadores de micorrizas arbusculares (HMA) colonizan las raíces de este frutal, favorecen la absorción de agua y el aprovechamiento de los nutrimentos del suelo por la planta, también propician incrementos de crecimiento y las mantienen saludables de las plantas de vivero (Reyes *et al.*, 1997; Bárcenas *et al.*, 2007; Smith y Read, 2008); al mismo tiempo, estos hongos

requieren para su funcionalidad satisfacer sus requerimientos energéticos de compuestos orgánicos procedentes de la planta, creando así un sistema de asociación del tipo mutualista, en la cual ambos se benefician; esta simbiosis micorrízica-aguacate es un elemento biológico presente en forma natural; esto representa una estrategia potencial en el crecimiento y desarrollo del cultivo de aguacate dentro de un enfoque sustentable (Reyes *et al.*, 1997). Esta tecnología representa una alternativa para mejorar el balance biológico en el suelo y reducir el uso de fertilizantes químicos y de otros compuestos agroquímicos en el sistema de producción (Jeffries *et al.*, 2003). Se han realizado diversos estudios sobre la relación simbiótica que guardan las micorrizas con las plantas de aguacate de viveros:

Los reportes publicados acerca de ensayos de inoculación probando el efecto de inoculantes de HMA son escasos y han mostrado un rango amplio de respuestas, desde nulas hasta respuestas claras del crecimiento (Silveira *et al.*, 2002) pero que mejoran la nutrición, salud, crecimiento, resistencia a patógenos (Newsham *et al.* 1995; Elsen *et al.*, 2003) y tolerancia a las condiciones adversas en el vivero. En plántulas de aguacate la aplicación de *Glomus* spp. Zac-19 y vermicomposta favorecieron la altura y diámetro del tallo (Reyes *et al.*, 1998); asimismo, la aplicación de una pasta fluida de 1kg del Biofertilizante EcoMic® y 600 ml de agua, estimuló el desarrollo de portainjertos de aguacate en condiciones de vivero, lo cual repercute en plantas de mayor calidad y a su vez constituyen una alternativa nutricional para este cultivo (Rivera-Espinosa *et al.*, 2011). En otro estudio se encontró que plantas de aguacate de vivero inoculadas con HMA incrementaron en altura, diámetro, peso fresco y seco de las hojas; el inoculante *Rhizophagus fasciculatum* usado en suelo estéril, mostró mayor crecimiento en la mayoría de las variables; por el contrario, *Pacispora scintillans* y *Acaulospora laevis* en suelo sin esterilizar, mostraron un decremento en el crecimiento de la planta (Banuelos *et al.*, 2013); por otra parte, en portainjertos de aguacate cv. 'Hass' en etapa de vivero, inoculados con HMA, *Acaulospora delicata* tuvieron mejor altura de plantas y *Scutellospora pellucida* presentó el mayor diámetro de tallo; mientras que con *Rhizophagus intraradices* 28-A y *Scutellospora pellucida* tuvieron 2 veces más peso de tallo y raíz, con relación a los otros tratamientos (Carreón *et al.*, 2014). Además, se ha

encontrado que los HMA, tiene efecto en la nutrición mineral y el contenido de carbohidratos en plántones de aguacate 'Carmen'; en todos los tipos de micorrizas, las plantas inoculadas presentaron contenidos superiores (mg/planta) que las control: *S. heterogama* en N, P, K, Mg, Cu y Zn; con *G. etunicatum* en N, P, K, Ca, Mg, Cu y Zn; con *A. scrobiculata* en P, Cu y Zn; y con *G. clarum*, en K, Ca, Cu y Zn. Todas las especies de HMA aumentaron las cantidades de carbohidratos en la parte aérea de las plantas (Silveira *et al.*, 2003).

La microbiota del suelo puede afectar la formación y función de las micorrizas, así mismo las combinaciones de los agentes de biocontrol y los hongos micorrízicos pueden incrementar el control biológico contra patógenos del suelo (Linderman, 1993). Por lo anterior pone de manifiesto el potencial que representa manipular los sistemas radicales en beneficio de las plantas (Hooker y Atkinson, 1992). En forma generalizada se considera que las micorrizas tienen posibilidades de mejorar el crecimiento de sus hospederos en suelos donde el estado nutrimental es bajo. El efecto de la micorriza y el establecimiento en el sistema radical son afectados por el estado nutrimental del suelo (Gianinazzi-Pearson y Gianinazzi, 1981).

Los principales frutales que han sido trabajados con la micorriza arbuscular son; papaya, guanábana, chirimoya, café, mango, limón, aguacate y otros (Gómez-Cruz, 1995; Alarcón, 1997). Se considera que los hongos micorrízicos poseen amplio potencial como agentes de biocontrol en las enfermedades radicales, como ejemplo la endomicorriza ha mostrado efecto aminorante sobre patógenos como *Fusarium oxysporum*. La aplicación de hongos de micorriza arbuscular (HMA), constituye una alternativa para reducir los impactos en el ambiente y en los costos de producción. El principal beneficio proporcionado por la micorrización es el incremento en la absorción de fósforo. Debido a las grandes variaciones observadas en la respuesta nutricional y en el crecimiento vegetal (Montañez-Orozco, 2009).

Se han encontrado respuestas positivas en vivero y en cultivos establecidos en campo al empleo de hongos formadores de micorriza arbuscular en el cultivo del

aguacatero (Monticelli *et al.*, 2000; Úsuga *et al.*, 2008), los cuales además de incrementar la absorción de nutrimentos (Fósforo, Zinc y Cobre) mejoran sustancialmente las relaciones hídricas, lo que se traduce en una mayor tasa de crecimiento de la planta (Menge *et al.*, 1980; Godínez *et al.*, 1986). El Estado de Michoacán produce millones de plantas de aguacate al año en vivero para satisfacer la demanda de nuevas plantaciones a nivel nacional y regional, donde su calidad es altamente apreciada. Sin embargo, se han cuestionado las altas cantidades de fertilizantes y productos para el control de plagas, que contaminan el ambiente; por lo cual existe la necesidad de implementar nuevas tecnologías de producción que reduzcan estos insumos, como el uso de abonos orgánicos y la aplicación hongos micorrízicos arbusculares que tienen funciones importantes en el crecimiento de las plantas (Rivera-Espinisa *et al.*, 2011).

2.11. Contenido de clorofila

El análisis del contenido de clorofila con el dispositivo SPAD-502 es una herramienta muy útil y fácil de manejar, mide la absorción de las hojas en dos regiones de longitud de onda emisoras de luz, este diagnóstico determina el verdor o la concentración relativa de clorofila de las hojas (Kariya *et al.*, 1982, Torres-Netto, 2005), es muy útil para hacer recomendaciones de fertilización. El pigmento más importante en las plantas verdes es la clorofila, el verdor es un factor del estado de nitrógeno (N) de la hoja (kara y Mujdeci, 2010), la cual participa fundamentalmente en la fotosíntesis al transformar la energía luminosa en química. Su contenido se ha utilizado como parámetro que se relaciona con fotosíntesis. Algunos investigadores los consideran como un buen indicador para relacionarlo con la alta tasa fotosintética (Buttery y Buzzell, 1977). El contenido de clorofila en hoja varía con el estado nutricional y estimar la cantidad de clorofila es la base para muchos métodos no destructivos incluyendo los medidores de clorofila foliar con el SPAD (Wood *et al.*, 1993; Piekkielek y Fox, 1995; Blackmer y Schepers, 1995), color de la hoja (Balasubramanian *et al.*, 1998), fotografías digitales de hojas (Karcher y Richardson, 2003; Rorie *et al.*, 2011), fotografía aérea (Blackmer *et al.*, 1996; Scharf y Lory, 2002), y la teledetección (Bausch y Duke, 1996; Daughtry *et al.*, 2000). Se han hecho varios estudios de clorofila con el medidor SPAD-502 como

en: papaya (*Carica papaya* L.), café (*Coffea canephora* Pierre), maíz (*Zea mays* L.); arroz (*Oryza sativa* L.), trigo (*Triticum Aestivum* L.), uva (*Vitis vinifera* L.), soya (*Glycine max* L.), cacahuete (*Arachis hypogaea* L.), algodón (*Gossypium hirsutum* L.) y manzana (*Malus domestica* L.), así mismo, en frutales, ornamentales, árboles de selvas tropicales; como en muchas otras especies vegetales (Evans, 1989; Richard *et al.*, 1990; Peng *et al.*, 1993; Reeves *et al.*, 1993; Bullock y Anderson, 1998; Ntamatungiro *et al.*, 1999; Nageswara-Rao *et al.*, 2001; Torres-Neto *et al.*, 2002; Richardson *et al.*, 2002; Torres-Neto *et al.*, 2005; Uddling *et al.*, 2007; Lin *et al.*, 2010; Mauromicale *et al.*, 2006; Brito *et al.*, 2011; Coste *et al.*, 2010; Raymond y Craig, 2014; Xiong, 2015); sin embargo, en aguacate los estudios son escasos y los único que se reconocen son realizados por Berker y Kaiser, 2005; Castro *et al.*, 2013.

2.12. Análisis de Extracción Celular de Peciolo (ECP)

El peciolo como órgano de diagnóstico es un ejemplo de las relaciones entre contenidos nutrimentales de la planta y su comportamiento agronómico; resume no solamente la relación planta suelo, sino también la acción de todos los factores ambientales que influyen sobre el desarrollo de la planta, las características físicas del suelo, el potencial hídrico, la temperatura e insolación y las prácticas culturales. La rapidez con la que se obtienen los resultados de un análisis de extracto celular de peciolo es muy importante para poder tomar medidas al respecto en forma oportuna (Halvorson *et al.*, 1975). Se ha desarrollado el análisis de extracto peciolar, que es más sensible en el diagnóstico de deficiencias y excesos en la nutrición de distintas especies hortícolas y frutales (Hidalgo *et al.*, 2006), además, es una técnica más económica y rápida en relación a un análisis convencional (MacKown y Weik, 2004; Capitan-Vallvey *et al.*, 2005). Se han observado variaciones en la concentración de los nutrientes, según la variedad, edad del tejido, posición de la hoja, clima, época del año, momento de muestreo y presencia de residuos; así mismo, faltan estándares para cada variedad, portainjerto, localidad y estado fenológico que faciliten la interpretación (Gil y Pszczółkowski, 2007). Se han realizados estudios con extracto celular del peciolo en: aguacate (*Persea americana* Mill.), uva (*Vitis vinifera* L.), olivo (*Olea europea* L.), ajo (*Allium sativum* L.), tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill), melón (*Cucumis melo* L.), alcachofa (*Cynara scolymus*

L.), brócoli (*Brassica oleracea* L. spp. *Itálica*), zapallo (*Cucurbita moshata* L.), fresa (*Fragaria vesca* L.), lechuga (*Lactuca sativa* L.), zanahoria (*Daucus carota* L.), eneldo (*Anethum graveolens* L.), calabaza (*Cucúrbita pepo* L.), papa (*Solanum tuberosum* L.), etc. (Rostkowski *et al.* 1994; Nagarajah, 1999; Taber, 2001; Villeneuve *et al.*, 2002; Fontes *et al.*, 2003; Studstill *et al.*, 2003; Gaviola y Lipinski, 2004; Cadahía-López, 2005; Leyva *et al.*, 2005; Rodrigo *et al.*, 2005; Rodrigo *et al.*, 2006; Hidalgo *et al.*, 2006; Tapia *et al.*, 2007; Pino *et al.*, 2012; Janeiro, 2014). El principal compuesto que se ha analizado en el extracto peciolar es el nitrato (Matthäus y Gysi, 2001; Taber, 2001; Villeneuve *et al.*, 2002; MacKown y Weik, 2004; Rodrigo *et al.*, 2005, Rodrigo *et al.*, 2006), potasio (Studstill *et al.*, 2003; Hidalgo *et al.*, 2006; Tapia *et al.*, 2007) y fósforo (Hall y Raynor, 2002). La concentración de nitratos en el tejido de las plantas es un indicador del nivel de suficiencia de nitrógeno en la planta. Las plantas y los tejidos más jóvenes contienen más N, K y P, mientras que en las plantas más viejas y los tejidos más maduros a menudo se observan contenidos más altos de Ca, Mn, Fe y B (Smith, 1962).

2.13. Peso específico de la hoja

Es una forma de estimar fotosíntesis que se hace mediante el contenido de materia seca foliar entre la superficie foliar; cociente que se denomina peso específico de la hoja. Este cociente es afectado por la intensidad de la luz (Reyes *et al.*, 2000) y también por la sombra ya que conforme éste se incrementa el peso específico de la hoja decrece (Marini y Sowers, 1990).

Las hojas soleadas son dos o tres veces más gruesas que las que están en la sombra. El mayor grosor de las hojas es debido a que forman células en empalizada más largas o con una capa adicional, y con frecuencia, el parénquima esponjoso está más desarrollado. De esta manera el sombreado incrementa el tamaño de la hoja, disminuye el grosor y altera la estructura interna (Marini y Sowers, 1990). Por tanto el grosor se incrementa desde la base de la hoja al ápice, las células en empalizadas son más alargadas y las capas más compactas, y ocurre gran porcentaje del mesófilo (Faust,

1989). A mayor intensidad de luz, las plantas tienen hojas gruesas (Marini y Sowers, 1990).

La tasa absoluta de crecimiento es la medición de la velocidad de incremento en peso seco de la planta por unidad de tiempo, expresado en g/día (Hunt, 1982); al principio su comportamiento es ascendente hasta llegar a un punto máximo y luego comienza a disminuir, debido a la senescencia de las hojas es mayor respecto al crecimiento nuevo (Milthorpe y Moorby, 1982). La tasa relativa de crecimiento representa la eficiencia de la planta para producir nuevo material en un tiempo determinado ($\text{g}\cdot\text{g}^{-1}/\text{día}$) (Hunt, 1982); se considera como un índice de eficiencia en la producción de peso seco y disminuye a medida que aumenta la edad de la planta (Sivori y Montaldi, 1980). La tasa de asimilación neta expresa el aumento en peso seco total de la planta por unidad de tiempo y por unidad de superficie foliar ($\text{g}\cdot\text{m}^{-2}/\text{día}$) (Sivori y Montaldi, 1980). La razón de área foliar (RAF) es la relación que existe entre el área foliar total y el peso seco total o por órgano de la planta ($\text{cm}^2\cdot\text{g}^{-1}$) (Hunt, 1982). El índice de área foliar (IAF) expresa la relación entre la superficie de las hojas (solamente de un lado) y el área de terreno ocupada por la planta ($\text{m}^2\cdot\text{m}^{-2}$) (Gardner *et al.*, 1985).

Al emplear tasas e índices en el análisis de crecimiento de diferentes genotipos, se tiene una idea más precisa de la interacción planta-tiempo-ambiente (Hunt, 1982) por lo que es importante tomar en consideración la etapa fenológica del cultivo para la fertilización; ya que la tasa de absorción de nutrimentos por el cultivo, e incluso para cada órgano en particular varía en función del tiempo (Burgueño *et al.*, 1994).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Localización de la zona de estudio

La investigación se llevó a cabo en el vivero de la Unidad Experimental de la Maestría en Ciencias Agropecuarias y Gestión Local, de la Universidad Autónoma de Guerrero, campus Tuxpan; municipio de Iguala, Guerrero, ubicada en el km 2.5 de la carretera Iguala-Tuxpan, a una altitud de 757 m, con coordenadas 18°20'34.1" Latitud Norte y 99°30'11" Longitud Oeste. De acuerdo al sistema de clasificación Köppen modificado por García (1981), el clima que predomina en Iguala de la Independencia es Awo (w) (i) g, el más seco los cálidos subhúmedos, con régimen de lluvias en verano distribuidas de junio a octubre, con una precipitación media anual de 977.15 mm; con las temperaturas más altas en el mes de solsticio de verano y una mínima oscilación térmica, con una temperatura media anual de 25.7 °C.

3.2. Etapas del experimento

En el presente estudio se evaluó la germinación de semillas de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, posteriormente se evaluó el comportamiento de aguacates nativos como portainjertos; así como, el efecto de abonos orgánicos sobre el crecimiento vegetativo y contenido nutrimental de estos portainjertos.

3.3. Características de las áreas de las recolectas

Se realizaron recolectas de los genotipos de aguacates nativos en los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, ubicados en la costa chica de Guerrero y que presentan las siguientes características:

3.3.1. Ometepec

El municipio de Ometepec se localiza en la región Costa Chica del Estado de Guerrero, entre los paralelos 16° 30' y 16° 48' de Latitud Norte; los meridianos 98° 12' y 98° 30' de Longitud Oeste; altitud de 570-1200 m. El rango de temperatura anual es de 22 a 28 °C; precipitación pluvial es de 1000 a 2500 mm; el clima que predomina es el Cálido subhúmedo con lluvias en verano, de mayor humedad (70.82 %), cálido subhúmedo con lluvias en verano, de humedad media (28.86 %), cálido subhúmedo con lluvias en

verano, de menor humedad (0.32 %). Los suelos que se pueden encontrar son los Luvisol (42.52 %), haeozem (24.86 %), Regosol (13.96 %), Cambisol (9.25 %) y Gleysol (7.22 %) (INEGI, 2010).

3.3.2. Tlacoachistlahuaca

El municipio de Tlacoachistlahuaca pertenece a la Región Costa Chica del Estado de Guerrero, en las coordenadas 16° 45' y 17° 13' de Latitud Norte; los meridianos 98° 04' y 98° 30' de Longitud Oeste; altitud de 100-2200 m. La temperatura oscila entre los 16-28 °C, con una precipitación anual de 1500-3000 mm, el clima es Cálido subhúmedo con lluvias en el verano, de mayor humedad (84.13 %), semicálido subhúmedo con lluvias en verano, de mayor humedad (14.3 %) y templado húmedo con abundante lluvia en verano (1.53 %) (INEGI, 2010).

3.4. Materiales y equipo

3.4.1. Material de campo y laboratorio

- 1) Bolsas de polietileno (40 cm de longitud y 25 cm de ancho)
- 2) Perforadora (3 orificios 914; Marca: BARRILITO 1792)
- 3) Vernier digital (Digimatic calibre Modelo:CD-12''CP, Marca: Mitutoyo)
- 4) Cinta métrica
- 5) Regla
- 6) Bolsas de papel estraza (#16)
- 7) Etiquetas (#3)
- 8) Marcadores de acetato
- 9) Olla de acero (de 90 cm de longitud y 90 cm de diámetro)
- 10) Molino triturador (modelo CH620, marca KOHLER®)
- 11) Trituradora/prensa de ajo (Marca Kamp)
- 12) Agua destilada
- 13) Tijeras
- 14) Micorrizas (*Glumix* Irrigation Bioestimulante)

3.4.2. Equipo de campo

- 1) GPS Garmin eTrex 10®
- 2) SPAD® 502 Plus, Minolta, Modelo B343 (Soil Plant Analysis Development, Minolta Co. Ltd., Osaka, Japón),
- 3) NO₃ METER, Modelo B-743, marca Horiba y compañía LAQUAtwin
- 4) Ca²⁺ METER, Modelo B-751, marca Horiba y compañía LAQUAtwin
- 5) K⁺ METER, Modelo B-731, marca Horiba y compañía LAQUAtwin
- 6) Na⁺ METER, Modelo B-722, marca Horiba y compañía LAQUAtwin
- 7) SSP, Esmeriladora angular (230 mm) (9"), 127 V-15 A 50/60 Hz 6 600 r/min, compañía Makita.
- 8) Bascula granataria (Electronic Kitchen scale, Modelo 101, Marca: Volkë®)
- 9) Balanza analítica (Type: VE-204, Marca Velab)
- 10) Escáner AREA METER SQUARE CENTIMETERS, (Modelo: 3100, Marca LICOR)

3.4.3. Material genético

En julio de 2015 se realizó la colecta de 16 genotipos de aguacates, en los traspatios y parcelas de productores de Ometepec y Tlacoachistlahuaca de la Costa Chica de Guerrero, por cada genotipo se colectaron 25-30 semillas; cada árbol se georreferenció con un GPS y se marcó con spray tinta blanca (Cuadros 6), con la finalidad de tenerlos identificados. Las semillas se despulparon y posteriormente se eligieron con el criterio de que fueran lo más uniforme posible en: tamaño, color, que no presentaran daños causados por alguna plaga o enfermedad.

Cuadro 6. Georeferenciación de las recolectas de aguacates (raza Mexicana) realizadas en Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero, en julio de 2015.

Productor cooperante	Genotipo	Localidad	Municipio	Latitud norte	Latitud oeste	Altitud
Telma Cristobal Caballero	OME-1	Santa María	Ometepec	16°46'09.1"	98°23'33.4"	577
Epifanio Cristobal Esporta	OME-2	Santa María	Ometepec	16°46'07.9"	98°23'36.4"	563
Epifanio Cristobal Esporta	OME-3	Santa María	Ometepec	16°46'01.9"	98°23'36.1"	595
Oliver Galindo García	OME-4	Santa María	Ometepec	16°46'00.3"	98°23'33.9"	601
Oliver Galindo García	OME-5	Santa María	Ometepec	16°46'00.3"	98°23'33.9"	601
Luisa Evaristo	OME-6	Santa María	Ometepec	16° 45' 59"	098° 23' 22"	570
Reimundo Evaristo Urbano	OME-7	Santa María	Ometepec	16°46'04.4"	98°23'22.9"	567
Isidro salas Mendel	OME-8	Santa María	Ometepec	16° 46' 00.0"	098° 23' 20.4"	563
Isidro Salas Mendel	OME-9	Santa María	Ometepec	16°46'00.0"	98°23'20.4"	563
Jesús Días Ortiz	OME-10	Santa María	Ometepec	16° 45' 58.5"	098° 23' 06.3"	561
Aurelia Montaña	OME-11	Santa María	Ometepec	16° 46' 47.5"	098° 23' 47.8"	574
Alberto Martínez	OME-12	Santa María	Ometepec	16°46'42.8"	98°23'48.4"	582
Guillermo Ramos de la Cruz	TLAC-1	Tlacoachistlahuaca	Tlacoachistlahuaca	16° 48' 31"	098° 18' 6.8"	412
Dionisio Maceda Velázquez	TLAC-2	Tlacoachistlahuaca	Tlacoachistlahuaca	16° 49' 10.7"	098° 21' 07.2"	562
Saturnino Zacalapa Lagunas	TLAC-3	Tlacoachistlahuaca	Tlacoachistlahuaca	16° 49' 32.0"	098° 21' 24.1"	569
Saturnino Zacalapa Lagunas	TLAC-4	Tlacoachistlahuaca	Tlacoachistlahuaca	16° 49' 31.2"	098° 27' 23.2"	579

OME-1=Ometepec 1, OME-2= Ometepec 2, OME-3= Ometepec 3, OME-4= Ometepec 4, OME-5= Ometepec 5, OME-6= Ometepec 6, OME-7= Ometepec 7, OME-8= Ometepec 8, OME-9= Ometepec 9, OME-10= Ometepec 10, OME-11= Ometepec 11, OME-12= Ometepec 12, TLAC-1= Tlacoachistlahuaca-1, TLAC-2= Tlacoachistlahuaca-2, TLAC-3= Tlacoachistlahuaca-3 y TLAC-4= Tlacoachistlahuaca-4.

3.5. Metodología

3.5.1. Siembra de semillas para portainjertos en vivero

En julio de 2015, se sembraron en vivero 20 semillas de cada genotipo de aguacates nativos recolectados, para obtener los portainjertos usados, en bolsas de polietileno de 40 cm de longitud X 25 cm ancho, se utilizó como sustratos 85 % lama de río, 5 % Peat moss y 10 % agrolita, estos se desinfectaron al vapor en una olla de acero a una temperatura de 120 °C durante 30 min. A cada semilla se le cortó a 1/3 del tamaño, del ápice a la base de la semilla; luego se colocó con la base hacia abajo, se tapó con una capa de 5 cm de sustrato y se humedeció hasta el punto de saturación.

3.5.2. Tratamientos

Cuadro 7. Tratamientos de abonos orgánicos, micorrizas y testigo, aplicados en portainjertos de aguacates nativos de los municipios de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Gro.

Tratamientos	Descripción
T1:	Estiércol ovino
T2:	Estiércol bovino
T3:	Micorrizas
T4:	Testigo

3.5.3. Preparación y dosis de aplicación de los tratamientos

El estiércol ovino y bovino usado estuvo compostado, este fue secado y molido con una trituradora (Molino triturador, modelo CH620, marca KOHLER®); posteriormente fue desinfectado al vapor en una olla de acero; a temperatura de 120 °C durante 30^o minutos, después se pesó de acuerdo a la dosis y se mezcló con una mezcladora (modelo: SSP, Esmeriladora angular/min, compañía Makita).

La preparación de los estiércoles fue de 250 g L⁻¹ de agua y las micorrizas de 5 g L⁻¹ de agua; la mezcla y dilución de abonos y micorrizas se realizó con una batidora SSP, (Esmeriladora angular (230 mm) (9”), 127 V-15 A 50/60 Hz 6 600 r/min, marca Makita®).

Las aplicaciones se hicieron cada 30 días; con 250 mL/maceta/tratamiento, durante cinco meses. La evaluación de los estiércoles en portainjertos se inició 30 días después del trasplante (ddt); inició en agosto y finalizó en diciembre de 2015; igualmente.

3.6. Variables de estudio

3.6.1. Porcentaje de germinación de semillas de aguacates para portainjertos.

Cada tres días se monitoreó y se hizo el registro de las semillas germinadas por genotipo. Posteriormente se obtuvo el porcentaje de germinación.

3.6.2. Variables de crecimiento vegetativo

Las variables de crecimiento de portainjertos se registraron de agosto a diciembre de 2015; una vez por mes antes de cada aplicación de tratamientos; tales variables de estudio fueron las siguientes:

Altura de planta (cm): se midió del cuello al ápice de la planta.

Diámetro del tallo (mm): se midió a 10 cm del cuello de la planta.

Número de hojas jóvenes: se cuantificaron a aquellas hojas bien formadas con un tamaño de 3-70 % de crecimiento y con un color verde tierno o rojizo.

Número de hojas maduras: se cuantificaron aquellas hojas con 100 % de tamaño y color verde intenso.

Longitud de hoja (cm): se midió de la base al ápice de la hoja (sin medir el peciolo de hoja).

Ancho de la hoja (cm): se midió el limbo en su parte media de borde a borde.

Cinética del crecimiento de hojas: con la finalidad de conocer el tiempo que tardan las hojas desde que aparecen hasta que alcanzan el 100 % del crecimiento; se seleccionó una hoja por repetición de cada tratamiento, por genotipo; con tamaño 1 a 1.5 cm de longitud y 0.4 a 0.7 cm de ancho; mismas que fueron etiquetadas con los datos correspondiente. Las hojas fueron medidas en largo y ancho cada ocho días hasta que alcanzaron el 100 % de su tamaño; se hizo en septiembre de 2015.

Área foliar: para calcular el área foliar se utilizó el método destructible; se cortaron 100 hojas por cada portainjerto y se les midió el largo (de la base al ápice de la hoja, sin tomar en cuenta el peciolo) y ancho de hoja (se midió de la parte central de la hoja y de borde a borde) y se numeraron del 1 al 100. Posteriormente las hojas se escanearon (escaner AREA METER SQUARE CENTIMETERS, Modelo: 3100, Marca LI-COR) y pesaron en peso seco en una balanza analítica (Type: VE-204, Marca Velab). Para obtener el peso específico se dividió el peso de cada hojas entre su área foliar.

3.6.3. Variables fisiológicas

Contenido de clorofila: Se midió en octubre de 2015, a medio día el contenido de clorofila en unidades SPAD (equipo SPAD-502 Plus) en una hoja joven, madura/repetición/tratamiento, con tres meses de edad.

Contenido nutrimental por extracto de peciolo: El análisis de nutrimentos por extracción del peciolo se realizó para cada tratamiento y repetición de portainjertos. Para ello, se extrajeron de tres a cuatro hojas maduras por repetición y se les cortó el peciolo de cada hoja en pedazos pequeños, estos fueron depositados en la trituradora/prensa de ajo (Marca Kamp) para cuantificar el contenido de iones a través de los siguientes ionómetros:

- ✓ **Nitrato:** se utilizó el equipo **NO₃⁻ METER**
- ✓ **Potasio:** se utilizó el equipo **K⁺ METER**
- ✓ **Calcio:** se utilizó el equipo **Ca²⁺ METER**
- ✓ **Sodio:** se utilizó el equipo **Na⁺ METER**

3.7. Análisis estadísticos

Se usó un diseño de bloques completos al azar, el cual se consideraron dos factores; genotipos (16 colectas de aguacates nativos) y abonos orgánicos (estiércol bovino y ovino), micorrizas (Glumix Irrigation ® Bioestimulante) y el testigo (agua de llave); cada uno con cuatro repeticiones.

Los datos tomados en las variables ADP, DDT, NHJ, NHM, TDH, LDH, ADH, cinética de crecimiento en largo y ancho de hoja, CHJ, CHM, NO₃⁻, K⁺, Ca²⁺, Na⁺, AF y PE, para los dos factores, se recopilaron en tablas de Excel en forma sistematizada, posteriormente se pasaron al programa estadístico de *Statistic Analysis System* (SAS), versión 9.0; donde se realizaron análisis de varianza, medias con pruebas de Tukey y la prueba t ($P \leq 0.01$ y ≤ 0.05) y la correlación de Pearson únicamente con las variables de crecimiento vegetativo (ADP, DDT, NHJ, NHM, TDH, LDH y ADH).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Germinación de semillas de aguacates nativos

La germinación de las semillas nativas (raza Mexicana) de Ometepec y Tlacoachistlahuaca comprendió durante el periodo de los 11 días a los 29 días después de la siembra (dds), se obtuvo el 100 % de germinación; otros estudios, reportan que a los 20 dds empieza la germinación y termina a los 25 dds, (Bernal y Díaz, 2005); también se reporta el total de la germinación a los 50 dds, en semillas de aguacate variedad Bacon raza Mexicana (Reyes-Alemán, 2000); mientras que López-Palacio (2012) reposta a los 45 dds en aguacates criollos (raza Mexicana).

Los portainjertos que en 20 dds lograron el 100 % de germinación, fueron: OME-5, OME-12, OME-8, OME-4, OME-6 y OME-11; mientras que OME-7, TLAC-3, OME-1, OME-9, OME-10 y TLAC-2 alcanzaron el 100 % a los 26 dds (Cuadro 8). Los portainjertos de Ometepec germinaron más rápido que los de Tlacoachistlahuaca, al respecto Ramírez-Gil (2016) reporta en genotipos de *P. americana* variedad *guatemalensis* el 80 y 88 % de la germinación total al aplicar diferentes tratamientos.

Martínez *et al.* (2006) en 15 dds, encontró 83 % de germinación con sustratos de tierra + cascajo y 85.3 % con tierra + cascajo + lombricomposta. Así mismo, reportan a los 30 días el 88.66 % para el primer tratamiento y para el segundo 88.88 % de germinación. Al respecto se indica que la testa y cortes a cotiledones mejoran los porcentajes de germinación de 12.2 al 92.2 % (Kadman, 1963), tal como se realizó en ésta investigación.

Cuadro 8. Porcentaje de germinación de semillas de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero, durante el periodo del 22 de julio al 9 de agosto de 2015.

Genotipos	11 días	14 días	17 días	20 días	23 días	26 días	29 días	Total
OME-1	0	31.2	0	31.2	12.5	0	25.0	100
OME-2	0	31.2	43.7	6.2	18.9	0	0	100
OME-3	0	43.7	12.5	31.2	12.5	0	0	100
OME-4	6.2	31.2	43.7	18.7	0	0	0	100
OME-5	100	0	0	0	0	0	0	100
OME-6	0	25.0	37.5	37.5	0	0	0	100
OME-7	0	50.0	25.0	0	6.2	18.7	0	100
OME-8	0	62.5	37.5	0	0	0	0	100
OME-9	0	6.2	18.7	50.0	12.5	0	12.5	100
OME-10	0	0	43.7	18.7	25.0	0	12.5	100
OME-11	0	6.2	31.2	62.5	0	0	0	100
OME-12	0	100	0	0	0	0	0	100
TLAC-1	37.5	0	37.5	18.75	6.25	0	0	100
TLAC-2	0	6.2	18.7	62.5	0	6.2	6.2	100
TLAC-3	0	12.5	31.2	31.2	0	25.0	0	100
TLAC-4	0	56.2	31.2	6.2	6.2	0	0	100

Del OME-1 al OME12 (portainjertos recolectados en Ometepec, Gro y del TLAC-1 al TLAC-4, portainjertos recolectados en Tlacoachistlahuaca, Gro).

4.2. Análisis de varianza de las variables consideradas en las factores tratamientos y genotipos

En relación al factor de abonos orgánicos, el análisis de varianza mostró diferencias altamente significativas en las variables: altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas (jóvenes y maduras), total de hojas, longitud de hoja y Ca^{2+} ; sin embargo, en ancho de hoja, clorofila en hojas jóvenes, NO_3^- , K^+ y Na^+ , no se mostraron

diferencias significativas; con respecto al factor portainjerto, hubo diferencias altamente significativas en altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas (jóvenes y maduras), total de hojas, longitud de hoja, Ca^{2+} ; así mismo, se presentaron diferencias significativas bajas en clorofila en hojas (jóvenes y maduras), mientras que en ancho de hoja, K^+ y Na^+ no se presentaron diferencias estadísticas (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de varianza de variables de crecimiento vegetativo y contenido nutrimental en etapa de vivero de portainjertos de aguacate Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero.

Variables	TRA	GEN	REP	ERROR	CV %	Media
ADP	10761.2 **	3929.3 **	2275.0	139.8	16.8	70.1
DDT	61.3 **	20.0 **	16.3	0.9	14.0	6.7
NHJ	123.7 **	60.0 **	4.6	10.2	54.7	5.8
NHM	283.6 **	193.9 **	12.2	12.2	20.1	17.3
TH/P	772.1 **	385.6 **	28.5	22.0	20.6	23.2
LDH	223.3 **	285.9 **	46.9	8.7	14.0	21.0
ADH	548.1 NS	437.5 NS	346.4	384.1	234.6	8.3
CHJ	15.5 NS	42.5.13**	19.0	13.9	17.14	21.76
CHM	165.8 *	76.6 **	38.3	25.8	12.59	39.28
NO₃⁻	4393422.4 NS	8373776.6 **	13180267.2	3981379.5	66.2	3013.9
K⁺	701556.2 NS	1669372.9 NS	2104668.7	1024389.5	38.5	2622.8
Ca²⁺	2169082.0 *	1108712.6 NS	6507246.1	894101.9	112.9	837.4
Na⁺	1019413.3 NS	5518563.5 NS	3058240.0	3464619.6	112.4	1655.6

ADP=altura de planta, DDT= diámetro de tallo, NHJ= número de hojas jóvenes, NHM= número de hojas maduras, LDH= longitud de hola, ADH= ancho de hoja, TH/P= total de hoja por planta, CHJ: clorofila en hojas jóvenes, CHM: clorofila en hojas maduras, NO_3^- = nitrato, K^+ = potasio, Ca^{2+} = calcio, Na^+ = sodio, CV= coeficiente de variación, * = significativo, ** = significancia alta, NS= No significativo.

4.3. Efecto de tratamientos orgánicos sobre el crecimiento y contenido nutrimental de portainjertos

4.3.1. Altura y diámetro de portainjerto

El estiércol ovino (75.81 cm) y bovino (73.55 cm) presentaron mayor valor en la altura de los portainjertos y fueron estadísticamente superiores al tratamiento micorrizas (68.55 cm), el cual a su vez superó al testigo (62.75 cm) (Figura 1). En relación al diámetro de tallo el tratamiento estiércol ovino (7.2 mm) fue estadísticamente mejor que el estiércol bovino (6.9 mm), este también fue mejor que micorrizas (6.7 mm), estos a su vez fueron estadísticamente superior al testigo (6.3 mm) (Figura 1); en esta investigación, aun cuando el tratamiento de micorrizas fue superado por los abonos de ovino y bovino, son mejores que los encontrados en otros estudios en altura, en los cuales alcanzaron 62.6 cm con *Glomus hoy-like* y 54.4 cm con *Glomus mosseae* (Fundora *et al.*, 2011), mientras que Castro *et al.* (2013) reportó que en portainjerto de aguacate mexicano landrace (*P. americana* Mill. Var. *Drymifolia*), inoculados con HMA, presentó altura de 34.6 cm para T1 (densidad de 20 esporas g⁻¹ de *Glomus fasciculatum*, *G. constrictum*, *G. tortuosum*, *G. geosporum* y *Acaulospora scrobiculata*); 33.6 cm para T2 (20 a 30 esporas g⁻¹ de *G. Mosseae* y *G. cubense*) y 22.4 cm para T3 (sin inoculación); mientras que, en diámetro reporta datos superiores a los de este trabajo para T1 (densidad de 20 esporas g⁻¹ de *Glomus fasciculatum*, *G. constrictum*, *G. tortuosum*, *G. geosporum* y *Acaulospora scrobiculata*) se obtuvo 8.8 mm; T2 (20 a 30 esporas g⁻¹ de *G. Mosseae* y *G. cubense*) con 8.7 mm y T3 (no inoculado) fue 6.5 mm.

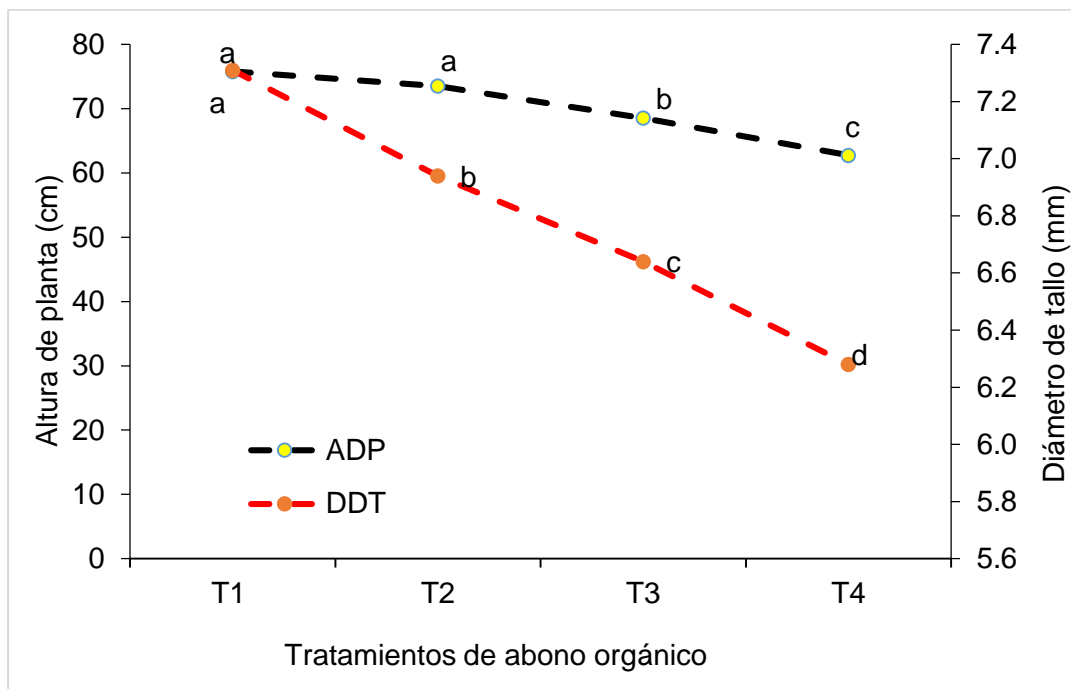


Figura 1. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en diámetro y altura de plantas en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo, ADP= altura de la planta, DDT= diámetro de tallo. Para altura el DSH= 2.91 y diámetro es DSH=0.23; Tukey ($\alpha= 0.01$).

Silveira *et al.* (2003) reportan en plantas de aguacate de la variedad Carmen, inoculadas con *G. etunicatum* y *S. heterogama* presentaron incremento en crecimiento en comparación con las plantas no inoculadas. Por su parte, Reyes *et al.* (2005) reportaron que en portainjertos variedad Bacon (Raza Mexicana) crecidos en vivero, no presentaron influencia por efecto de los tratamientos (vermicomposta, micorrizas: *Glomus* sp. denominado “Zac-19” integrado por las especies *G. diaphanum*, *G. albidum*, y *G. claroides* y fertilizantes: NH_3SO_4), en las variables únicamente se observó la tendencia de un mayor crecimiento de diámetro por efecto de la vermicomposta que pasa de 0.68 a 0.73 cm. De esta manera Rivera *et al.* (2011) observaron un aumento en el desarrollo de portainjertos de aguacate cuando se inocularon las plántulas con micorrizas *G. hoi-like* con 62.6 cm de altura y 53.4 cm para *G. mosseae* superiores al testigo. Otro estudio reporta para T 1 (*Gigaspora gigantea*) una altura de 52 cm y un diámetro de 1.23 cm, T2 (*Acaulospora delicata*) 61 cm y 1.28 cm; T3 (*Rhizophagus fasciculatus*) 58 cm y 1.24 cm; T4 (Consortio MTZ1- UV con > 8 spp) 56 cm y 1.29 cm; T5 (*Rhizophagus fasciculatus*) 58 cm y 1.28 cm; T6 (*Rhizophagus irregularis* 28-A) 59 cm y 1.27; T7 (*Comunidad nativa Jujucato*) 48 cm y 1.17 cm; T8

(*Rhizophagus irregularis* (MUCL)) 54 cm y 1.21 cm; T9 (*Rhizophagus fasciculatus* +*Azospirillum*) 53 cm y 1.29 cm; T10 (*Sclerocystis aff rubiformis*) 50 cm y 1.18 cm; T11 (*Acaulospora laevis*) 58 cm y 1.25 cm; T12 (*Scutellospora pellucida*) 56 cm y 1.33 cm y T13 (testigo sin inoculante) 61 cm y 1.25 cm (Carreón-Abud, *et al.* 2014). López-Palacio (2012) realizó una investigación en aguacates raza criolla aplicaciones de micorrizas (*Rhizophagus fasciculatus*, *Cloroideoglosum etunicatum*, *Gigospora margarita*, *pacispora scintillans*) y no mostraron diferencias significativas en altura y diámetro.

4.3.2. Número de hojas jóvenes y maduras

El abono que presentó mayor número de hojas jóvenes fue estiércol ovino (6.59 hojas jóvenes/planta) y fue estadísticamente superior a los tratamientos micorrizas (5.58 hojas/planta) y testigo (5.12 hojas jóvenes/planta). En relación al número de hojas maduras por planta, se obtuvo que estiércol ovino (18.58 hojas maduras/planta), fue estadísticamente superior al abono bovino (17.51 hojas maduras/planta) y micorrizas (16.91 hojas maduras/planta); a su vez, el abono bovino, superó al testigo (16.38 hojas maduras/planta) (Figura 2); sin embargo, el tratamiento de micorrizas de este estudio, estuvo en término medio en el número de hojas jóvenes que en otras investigaciones, así, para consorcio de *Glomus fasciculatum*, *G. constrictum*, *G. tortuosum*, *G. geosporum* y *Acaulospora scrobiculata* (21.9 hojas jóvenes/planta); para la mezcla de *G. Mosseae* y *G. cubense* (20.3 hojas jóvenes/planta) y testigo (10.1 hojas jóvenes/planta) (Castro *et al.*, 2013).

Los resultados obtenidos en esta investigación se le pueden atribuir a la alimentación del animal y el tipo de sistema de pastoreo, en el caso de los borregos del cual fue utilizado el estiércol para este trabajo, el cual obtuvo los mejores resultado, se les tiene en pastoreo extensivo, lo cual permite que la dieta de alimentación de estos animales sea variada desde: pastos, malvas, fabáceas y granos de cereales; además, se le suministra sales minerales las cuales contienen grandes cantidades de calcio, potasio, magnesio y sodio, que enriquecen las heces del animal. Así mismo, puede influir el almacenamiento del estiércol como también el grado de descomposición que este tenga y la edad. En este caso el estiércol tenía el

100 % de compost, lo cual contiene grandes cantidades de nitrógeno, elemento esencial en las plantas porque estimula el crecimiento de tallos y hojas y ayuda a la formación de clorofila en las plantas (Kovacik *et ál.*, 2007).

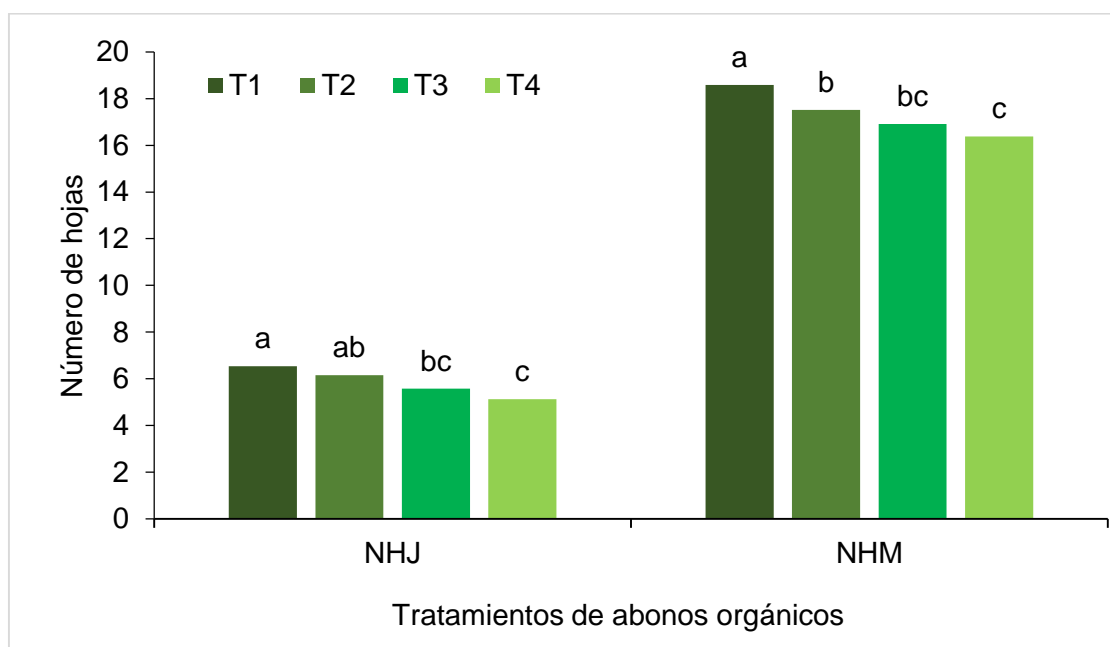


Figura 2. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en número de hojas jóvenes y maduras en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1: Estiércol ovino, T2: Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4: Testigo, NHJ= número de hojas jóvenes, NHM= número de hojas maduras. Para el número de hojas jóvenes el DSH= 0.79 y para número de hojas maduras el DSH= 0.86; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.3.3. Total de hojas por planta

El abono de estiércol ovino presentó 25.1 hojas/planta y fue estadísticamente superior a los tratamientos estiércol bovino (23.67 hoja/planta) y micorrizas (22.50 hoja/planta), que a su vez, el estiércol bovino, superó al testigo (21.5 hoja/planta) (Figura 3). Los valores de micorrizas encontrados en esta investigación, fueron menores a los encontrados en aguacates raza Mexicana y se obtuvo para T1 (micorrizas) 46.4 hojas/planta, T2 (Bacteria) con 36.7 hojas/planta, T3 (vermicomposta) 47.2 hojas/planta, T4 (micorrizas + vermicomposta) 45.7 hojas/planta, T5 (micorrizas + vermicomposta) con 44.4 hojas/planta, T6 (bacteria + vermicomposta) con 44.1 hojas/planta, T7 (micorrizas + bacteria + vermicomposta)

43.5 hojas/planta y T9 (testigo sin ninguna aplicación solo agua potable) con 38.4 hojas/planta (Reyes *et al.*, 1998); sin embargo en investigaciones más recientes han reportado valores más bajos, que en el presente estudio, para micorrizas (*Glomus hoi-like*) 16.0 hojas/planta y micorrizas (*Glomus mosseae*) 15.6 hojas/planta, mientras que para el testigo 13.40 hojas/planta (Fundora *et al.*, 2011); sin embargo, otra investigación reportan para micorrizas (*Glomus fosciculatum*, *G. constrictum*, *G. tortuosun*, *G. geosporum* y *Acaulospora*) 21.9 hojas/planta y 20.3 hojas/planta (*Glomus Mosseae* y *G. cubense*), para testigo 14.8 hojas/planta (Castro *et al.*, 2013).

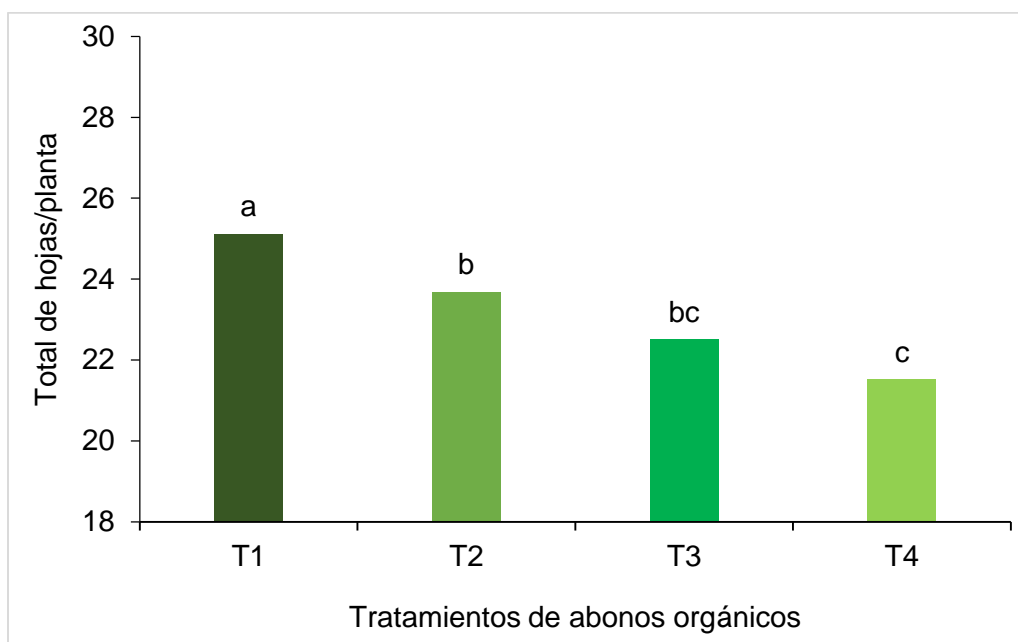


Figura 3. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en total de hojas de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3= Micorrizas, T4= Testigo. DSH= 1.18; Tukey ($\alpha= 0.01$).

Otro estudio reporta en aguacates criollos injertados con Hass para T1 (*Gigaspora gigantea*) un total de hoja/planta de 23, T2 (*Acaulospora delicata*) 31 hoja/planta; T3 (*Rhizophagus fasciculatus*) 29 hoja/planta; T4 (Consortio MTZ1- UV con > 8 spp) 26 hoja/planta; T5 (*Rhizophagus fasciculatus*) 29 hoja/planta; T6 (*Rhizophagus irregularis* 28-A) 32 hoja/planta; T7 (*Comunidad nativa Jujucato*) 17 hoja/planta; T8 (*Rhizophagus irregularis* (MUCL)) 22 hoja/planta; T9 (*Rhizophagus fasciculatus*

+*Azospirillum*) 27 hoja/planta; T10 (*Sclerocystis aff rubiformis*) 18 hoja/planta; T11 (*Acaulospora laevis*) 27 total de hoja/planta; T12 (*Scutellospora pellucida*) 22 hoja/planta y T13 (testigo sin inoculante) 34 hoja/planta (Carreón-Abud, *et al.* 2014).

4.3.4. Longitud y ancho de hoja

El abono de estiércol ovino (22.1 cm) presentó mayor valor en longitud de hojas y fue estadísticamente superior al tratamiento estiércol bovino (21.3 cm); este a su vez, fue estadísticamente mayor que el tratamiento de micorrizas (20.5 cm) y el testigo (20.3 cm). En relación al ancho de hojas no se presentaron diferencias significativas entre los tratamiento; los valores fueron para el estiércol ovino (10.31 cm), quien presentó el valor más alto, seguida por abono bovino (7.80 cm), testigo (7.69 cm) y micorrizas (7.59 cm) (Figura 4). Con respecto a ello, Fundora *et al.* (2011) reportan para portainjertos en tratamientos de micorrizas *Glomus hoi-like* una longitud de hojas de 19.02 cm y 7.65 cm de ancho; para *Glomus mosseae* con 10.84 cm para longitud y para ancho 6.37, para el testigo 15.38 cm de longitud y 6.75 cm de ancho; otra investigación reportan para micorrizas T1 (*Glomus fosciculatum*, *G. constrictum*, *G. tortuosum*, *G. geosporum* y *Acaulospora*) 13.3 cm de longitud; T2 (*Glomus Mosseae* y *G. cubense*) 14.2 cm de longitud y para testigo 10.1 cm de longitud de hoja (Castro *et al.*, 2013).

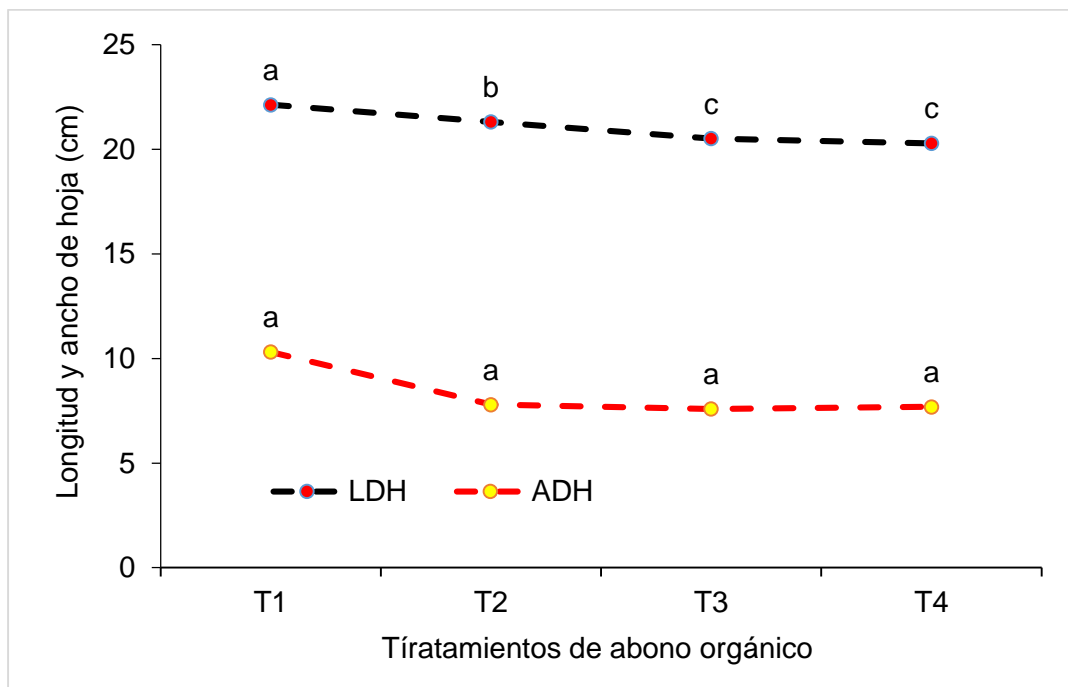


Figura 4. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en longitud y ancho de hoja en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo, LDH= longitud de hoja, ADH= ancho de hoja. Para longitud de hoja el DSH= 0.73 y para ancho de hoja el DSH= 4.83; Tukey ($\alpha=0.01$).

4.3.5. Correlación de variables

La variable altura de planta presentó una correlación altamente significativa y positiva, con las variables de diámetro del tallo, número de hojas Jóvenes y maduras, total de hojas, longitud y ancho de hojas. El diámetro del tallo tuvo una correlación altamente significativa y positiva con el número de hojas Jóvenes y maduras, total de hojas, longitud y ancho de hojas. Número de hojas jóvenes obtuvo una correlación altamente significativa y positiva con maduras, total de hojas, longitud y ancho de hojas. Número de hojas maduras, presentó correlación altamente significativa y positiva con total de hojas, longitud y ancho de hojas. La longitud, presentó correlación altamente significativa y positiva con ancho de hojas. Lo que significa, para todas las variables, que a medida que se incrementó una variable, la otra también aumentó (Cuadro 10).

Cuadro 10. Análisis de correlación de siete variables medidas en portainjerto de aguacates sobre nativos.

Variables	ADP	DDT	NHJ	NHM	TDH	LDH	ADH
		0.90	0.18	0.90	0.89	0.68	0.045
ADP	1.000000	<.0001	<.0077	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
	0.90		0.14	0.89	0.87	0.71	0.04
DDT	<.0001	1.000000	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
	0.18	0.14		0.07	0.37	0.08	0.01
NHJ	<.0077	<.0001	1.000000	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001
	0.90	0.89	0.09		0.96	0.641	0.059
NHM	<.0001	<.0001	<.0001	1.000000	<.0001	<.0001	<.0001
	0.89	0.87	0.370	0.96		0.62	0.05
TDH	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	1.000000	<.0001	<.0001
	0.68	0.71	0.08	0.64	0.62		0.05
LDH	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	1.000000	<.0001
	0.04	0.04	0.01	0.05	0.05	0.05	
ADH	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	<.0001	1.000000

ADP=altura de planta, DDT= diámetro de tallo, NHJ= número de hojas jóvenes, NHM= número de hojas maduras, TDH= total de hojas, LDH= longitud de hoja, ADH= ancho de hoja.

4.3.6. Cinética de crecimiento de hoja por tratamientos

Para el largo de la hoja, no se observó diferencias significativas entre los tratamientos durante el tiempo de evaluación (figura 5). Sin embargo, la cinética de crecimiento de longitud de hoja tuvo el siguiente comportamiento en el tratamiento estiércol ovino quien presento el valor más alto numéricamente: al inicio se obtuvo una longitud de 1.5 cm, respectivamente; a los ocho días presentó una longitud de 7.90 cm; a los 16 dds ascendió a 19.1 cm; a los 24 dds, una longitud de 23.5 cm; a los 32 dds alcanzó su máxima longitud de 24.2 cm (Figura 5).

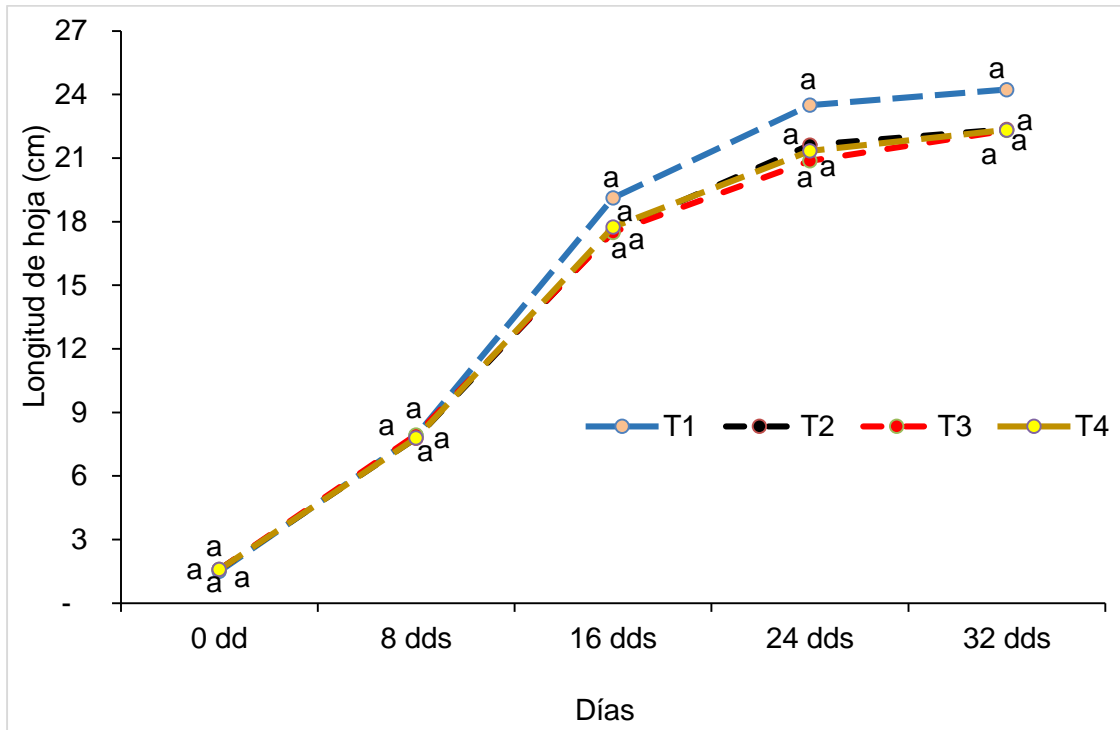


Figura 5. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en la cinética del crecimiento de la longitud de hoja de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo. En el 0 dd el DSH= 0.44; a los 8 dds el DSH: 1.34, a los 16 dds el DSH: 2.69, a los 24 dds el DSH: 3.84, a los 32 dds el DSH: 3.63; Tukey ($\alpha= 0.01$).

En cuanto al ancho de hojas, a los 8 dds de edad no hubo diferencias entre los tratamientos; sin embargo, a los 16 dds el estiércol ovino (6.8 cm), superó estadísticamente a los tratamientos de micorrizas (6.0 cm) y el testigo (5.7 cm); lo mismo sucedió a los 24 dds, donde el tratamiento el estiércol ovino (8.8 cm), superó estadísticamente a los tratamientos de micorrizas (7.5 cm) y el testigo (7.3 cm); a los 32 días el estiércol ovino (9.1 cm) superó estadísticamente a micorrizas (7.94 cm) y al testigo (7.4 cm), siendo a los 32 dds de edad de la hoja cuando se alcanza su máxima anchura de (Figura 6).

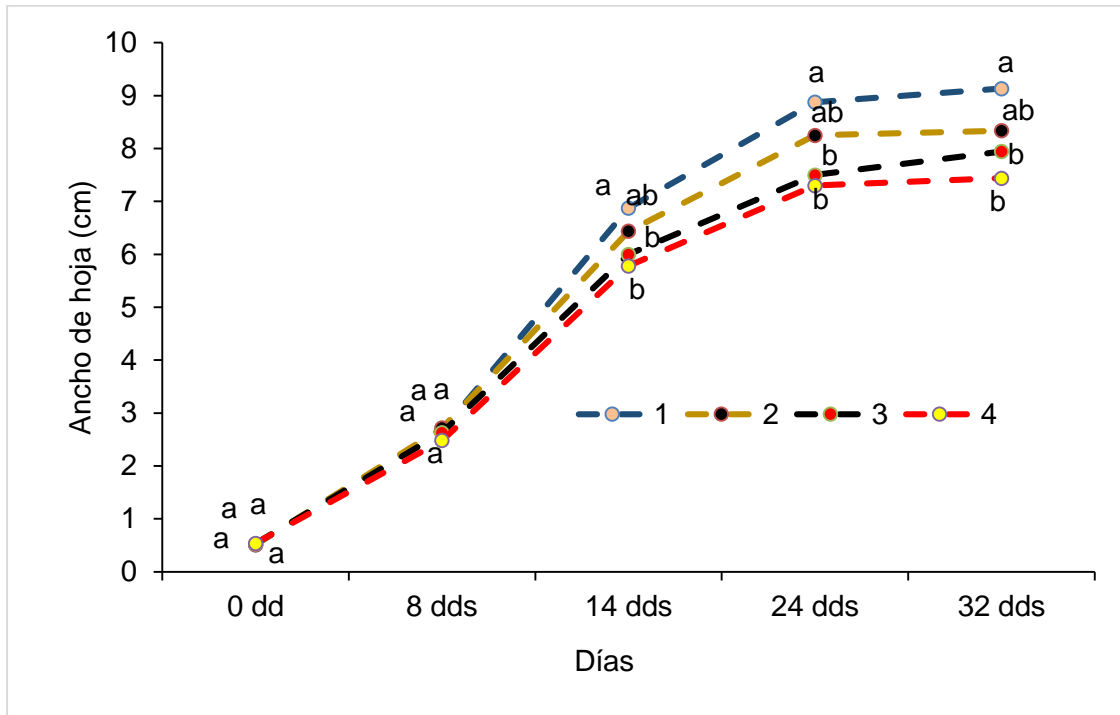


Figura 6. Efecto de aplicación de abonos orgánicos y micorrizas en la cinética crecimiento del ancho de hoja de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= Estiércol ovino, T2= Estiércol bovino, T3: Micorrizas, T4= Testigo. En el 0 dd el DMS= 0.04; a los 8 dds el DMS: 0.34, a los 16 dds el DMS: 0.69, a los 24 dds el DMS: 1.18, a los 32 dds el DMS: 1.14; LSD ($\alpha= 0.01$).

En relación a la cinética de crecimiento de longitud y ancho de hoja en los diferentes tratamiento se observó un comportamiento similar, a los 8 dds se obtuvo un 23-26.5 % de crecimiento; a los 16 dds se presentó el 42-47 % del crecimiento siendo esta donde se presenta el mayor crecimiento de hoja; sin embargo, a los 24 dds se obtuvo el 18-21.91 % del crecimiento siendo aquí donde se presentó el crecimiento más lento de la hoja y a los 32 dds se registró el 100 % de crecimiento de longitud y ancho de hoja.

Cabe señalar que las especies de árboles frutales difieren considerablemente en el tiempo requerido desde la brotación de la hoja hasta lograr la expansión completa de la misma (Watson y Landsberg, 1979; Sams y Flore, 1982; Bongji *et al.*, 1987). Por su parte reportados por Whiley (1990) donde las hojas aguacate 'Hass' (*Persea*

americana var. *Guatemalensis*) alcanzaron su tamaño total a los 28 días después del brote, similares resultados encontraron Bruce *et al.* (1991) en hojas de aguacate "Booth-8" y 'Peterson'. Es importante indicar que las hojas maduras con el 100 % del tamaño son capaces de realizar su máxima fotosíntesis neta, alcanzados a los 60 días después de la emergencia Salisbury y Ross (1994).

4.3.7. Clorofila en hojas jóvenes por tratamientos

No se mostraron diferencias significativas entre los tratamiento en el contenido de clorofila de hojas jóvenes y su valor oscila entre 21.0-22.0; en el caso del contenido de clorofila en hojas maduras se obtuvo que el valor más alto lo registro el tratamiento micorrizas (40.2 unidades SPAD), seguida por el tratamiento estiércol ovino (40.17 unidades SPAD) y el estiércol bovino (39.78 unidades SPAD), estadísticamente mejor que el tratamiento testigo (36.88 unidades SPAD) (Figura 7). Sin embargo, es importante indicar que las hojas jóvenes solo presentaron la mitad del contenido de clorofila con relación a hojas maduras; esto se podría atribuir a que no contaron con el 100 % del tamaño y presentaron una coloración entre verde amarilla y verde rojiza; por tanto, no alcanzaron su tasa máxima neta fotosintética (Salisbury y Ross, 1994); debido a la inmadurez de los estomas (Faust, 1989).

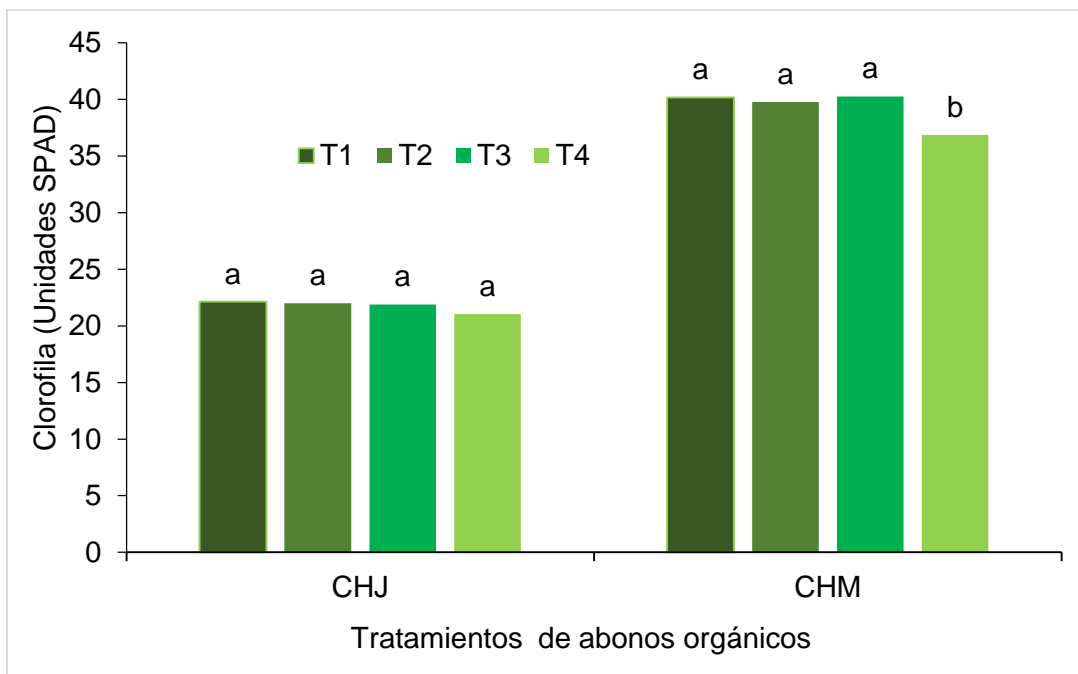


Figura 7. Contenido de clorofila en hojas jóvenes y maduras de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= estiércol ovino, T2= estiércol bovino, T3= micorrizas, T4= testigo, CHJ= clorofila en hoja jóvenes, CHM= clorofila en hojas maduras. Para clorofila en hojas jóvenes el DSH= 2.83 y para clorofila en hojas maduras el DSH= 2.07; Tukey ($\alpha= 0.05$).

En otros estudios se han reportado resultados similares en el contenido de clorofila; en plantas de café 40 unidades SPAD en hojas adultas (Torres-Neto *et al.*, 2005) y en arroz cv. Bing 9363, 40.3 unidades SPAD, (Jinwen *et al.*, 2011); pero en otros, se reportan valores inferiores a 40 unidades SPAD en hojas de papaya (*Carica papaya* L.) (Torres-Neto *et al.*, 2002); café (*Coffea canephora* P.) (Torres-Neto *et al.*, 2005); en algodón (*Gossypium hirsutum* L.) (Brito *et al.*, 2011); piñón (*Jatropha curcas* L.) (Gonsiorkiewicz *et al.*, 2013); por otra parte, la pérdidas en contenido de clorofila en las hojas se puede asociar a daños causados por factores ambientales (Hendry y Price, 1993; Kara y Mujdeci, 2010) o simplemente puede deberse al inicio de la senescencia foliar (Buckland *et al.*, 1991).

4.3.8. Contenido nutrimental por extracto del peciolo por efecto de tratamientos

Con respecto al contenido de nitrato en el peciolo de hojas de aguacates, el tratamiento micorrizas (3489.0 mg L^{-1}) registró el valor más alto, pero no fue estadísticamente diferente a los otros tratamientos, estiércol ovino (3216.3 mg L^{-1}), estiércol bovino (3079.4 mg L^{-1}) y testigo (2270.6 mg L^{-1}) (Figura 8). A pesar de que no hubo diferencias estadísticas en esta investigación, estos valores son altos de acuerdo a lo reportado en otras especies vegetales, como en chile poblano cv. San Luis en Vertisoles de Guanajuato se reporta 500 mg L^{-1} de nitrato (Castellanos-Ramos *et al.*, 2001), otro estudio reporta 1050 mg L^{-1} de N-NO_3^- en chile (Brizuela-Amador *et al.*, 2005); y 2090 mg L^{-1} en tomate (Leyva *et al.*, 2005). Cabe señalar la importancia que tiene el nitrato en las plantas ya que forma parte de la molécula de clorofila y de los ácidos nucleicos, además estimula el crecimiento de tallos y hojas; así mismo, estimula la producción de proteínas en frutas y granos, y ayuda a que la planta utilice otros nutrientes como fósforo y potasio (Kovacik *et al.*, 2007).

Con respecto al potasio, no se encontraron diferencias estadísticas entre los tratamientos: el estiércol ovino (2928.8), seguida por el testigo (2587.5 mg L^{-1}), estiércol bovino (2493.8 mg L^{-1}) y por último micorrizas (2481.3 mg L^{-1}) (Figura 8); en otra investigación obtuvieron resultados similares a los que se reporta en aguacate para los tratamiento T1 (Solupotasse) 2329.2 mg L^{-1} , T2 (Solupotasse + Foliar Solup.) 2512.0 mg L^{-1} , T3 (Granupotasse) 2391.7 mg L^{-1} , T4 (Granupotasse + Foliar Solup.) 2204.2 mg L^{-1} y T5 (Control de KNO_3) 1958.3 mg L^{-1} (Tapia *et al.*, 2007); estas mínimas diferencias de potasio pueden ser variables de acuerdo a las épocas del año en las que han sido estudiadas, como señala Aguilera *et al.* (2005) que han encontrado altas y en ocasiones bajas concentraciones de K^+ en épocas diferentes.

El potasio tiene un papel vital en la planta, debido a que cataliza procesos tan importantes como la fotosíntesis, el proceso por el cual la energía del sol, en combinación con agua y dióxido de carbono, para convierte en azúcares y materia

orgánica, interviene en la formación de clorofila y la regulación del contenido de agua en las hojas. Se ha demostrado también que el potasio juega un papel fundamental en la activación de más de 60 sistemas enzimáticos en las plantas. También es importante ya que fortifica los tallos, mejora la resistencia a plagas y enfermedades y ayuda a la planta a resistir mejor el estrés (Tamayo, 2008).

Respecto al contenido del ión calcio en las hojas, se encontró que el estiércol ovino (1330.0 mg L⁻¹) presentó el mayor valor y estadísticamente mejor que el testigo (450.2 mg L⁻¹) (Figura 8). En árboles, el contenido de calcio está relacionado con la calidad y resistencia de la madera (Littke y Zabowaki 2007), por tanto a mayor cantidad de calcio el tallo tiene mayor resistencia a los ataques de plagas o enfermedades.

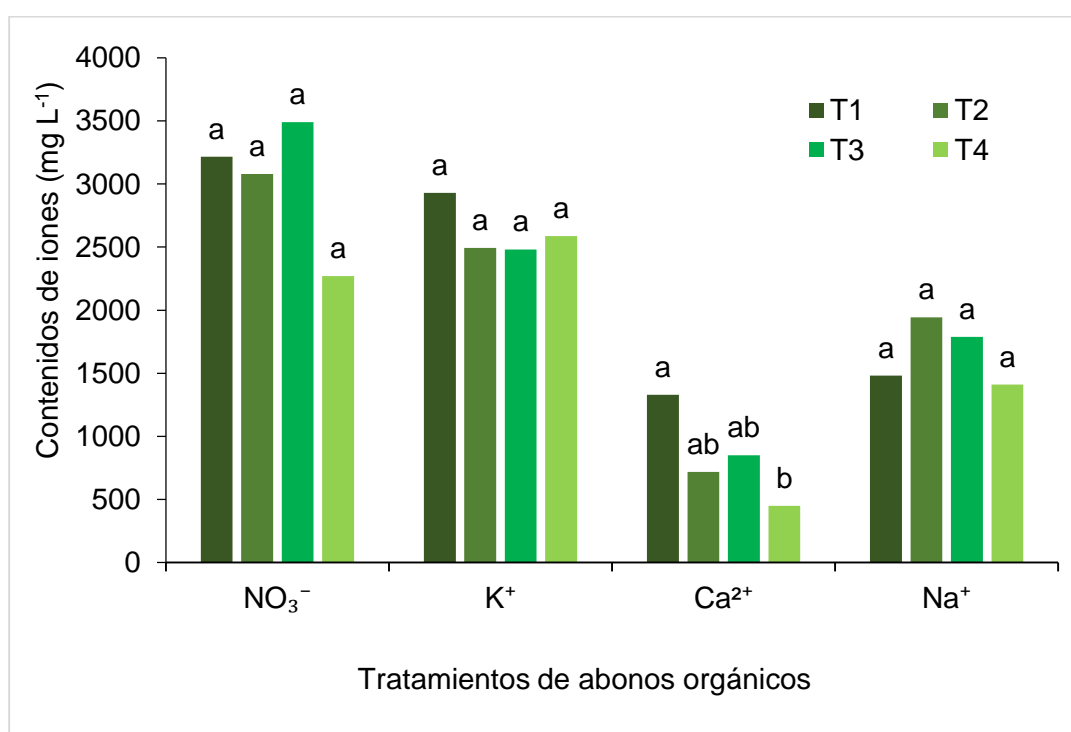


Figura 8. Contenido de nutrimental en aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. T1= estiércol ovino, T2= estiércol bovino, T3= micorrizas y T4= testigo, NO₃⁻= nitrato, K⁺= potasio, Ca²⁺= calcio, Na⁺= sodio. Para nitrato el DSH= 2334.8, para potasio el DSH= 1184.3, para Calcio el DSH= 674.6 y para sodio el DSH= 2178.0; Tukey (α= 0.01).

En el contenido del ion sodio, tampoco se presentaron diferencias entre los tratamientos, el estiércol ovino (2928.8 mg L^{-1}) fue el que registro el valor más alto, seguido por el testigo (2587.5 mg L^{-1}) estiércol bovino (2493.8 mg L^{-1}) y el micorrizas (2481.3 mg L^{-1}) (Figura 8). Es importante señalar que a concentraciones altas de sodio la planta se puede intoxicar y puede provocar una disminución en la absorción de agua y absorción de iones en cantidades tales que pueden ser tóxicas. A nivel osmótico, hay reducción del crecimiento como consecuencia de la reducción del potencial hídrico del suelo, el cual a su vez se ve reducido por el potencial osmótico.

La coloración de las hojas son verde-azul oscuro y las hojas cerosas y de mayor espesor. En la anatomía de la planta se puede observar disminución del crecimiento de biomasa, reducción del área foliar (inhibición celular), hojas pequeñas y suculentas (incremento del grosor del parénquima esponjoso) (Zhu, 2001) y retraso en la floración (Alcantara, 2012). En el caso de la fisiología de la planta se disminuye la fotosíntesis, el contenido de clorofila, la exportación de fotosintatos y la disminución de los porcentajes de fijación de CO_2 . La toxicidad de las plantas causadas por sodio se presenta en forma de necrosis o quemaduras y las orillas de las hojas (Alcantara, 2012).

4.4. Comportamiento de crecimiento vegetativo y contenido nutrimental de portainjertos

4.4.1. Altura de portainjertos

En el caso de los portainjertos se observó un valor mayor en OME-7 (79.25 cm) que estadísticamente superó a los genotipos OME-12 (71.58 cm), OME-6 (69.62 cm), OME-9 (68.78 cm), OME-10 (67.78 cm), OME-11 (65.91 cm), TLAC-3 (64.35 cm), OME-2 (62.92 cm), TLAC-2 (58.77 cm) y OME-1 (56.76 cm) (Figura 9); respecto a ello, Fassio *et al.* (2009) reporta datos superiores en portainjerto Toro Canyon y Duke 7 una altura de 1.2 m y en portainjerto Duke 7 con 95.7 cm, Nabal de 91.8 cm y UVC7 con 82.0 cm Castro *et al.* (2015); por su parte Bórquez *et al.* (2015), reporta para Duke 7 una altura de 138 cm y Mexicola 136.29 cm. Las diferencias en vigor en portainjertos se le puede atribuir, al desarrollo vascular, a través de la disimilitud que confieren los portainjertos en la movilización de nitrógeno y la cantidad de aminoácidos libres, determinados por el potencial genético del portainjerto (Holzapfel y Treeby, 2007; Lee y Steenwerth, 2011).

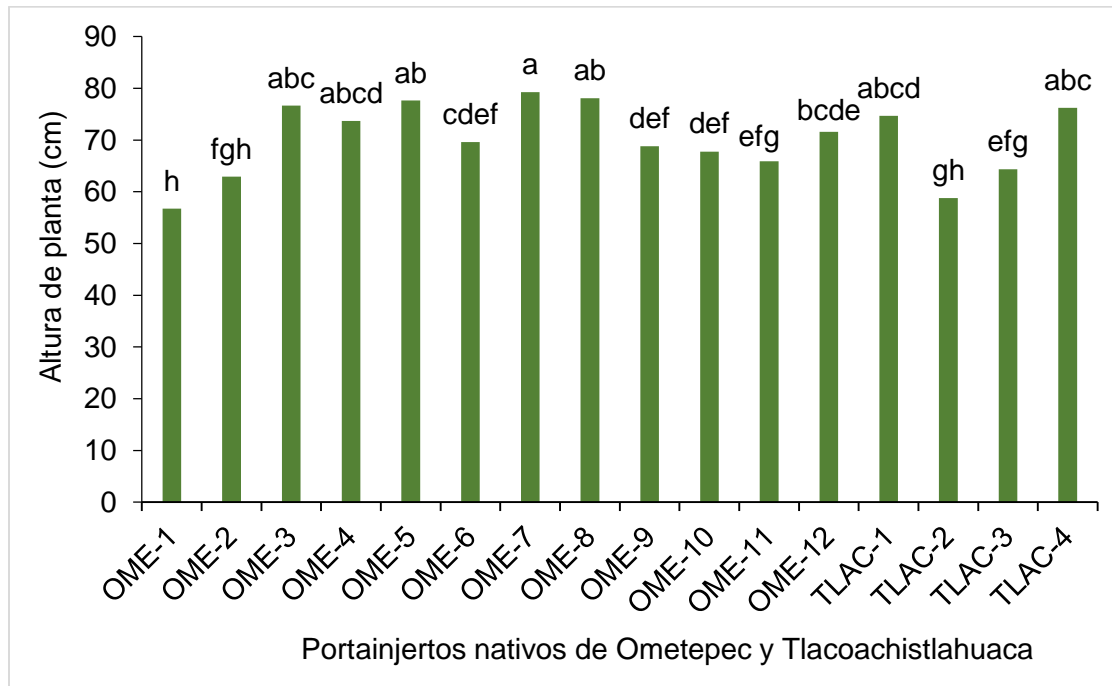


Figura 9. Altura de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 7.28; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.2. Diámetro de tallo en portainjertos

Se obtuvo como resultado que los portainjertos OME-7 (7.38 mm), TLAC-4 (7.30 mm), OME-3 (7.24 mm) y OME-10 (7.24 mm); estadísticamente fueron superiores a OME-12 (6.58 mm), TLAC-2 (6.55 mm), OME-2 (6.25 mm), TLAC-3 (6.17 mm), OME-11 (6.16 mm) y OME-1 (5.68 mm) (Figura 10); por su parte Fassio *et al.* (2009) reportan datos superiores en diámetro en portainjerto de Toro Canyon con 14.3 mm y Duke 7 de 13.9 mm. A diferencia de ello, Fassio *et al.*, 2009 reporta en diámetro en portainjertos Duke 7 de 14.5 mm y Toro Canyon 14.1 mm; de esta misma manera, en otro trabajo reporta Duke 7 un diámetro de 4.91 cm² y para Mexicola 3.39 cm² (Bórquez *et al.*, 2015).

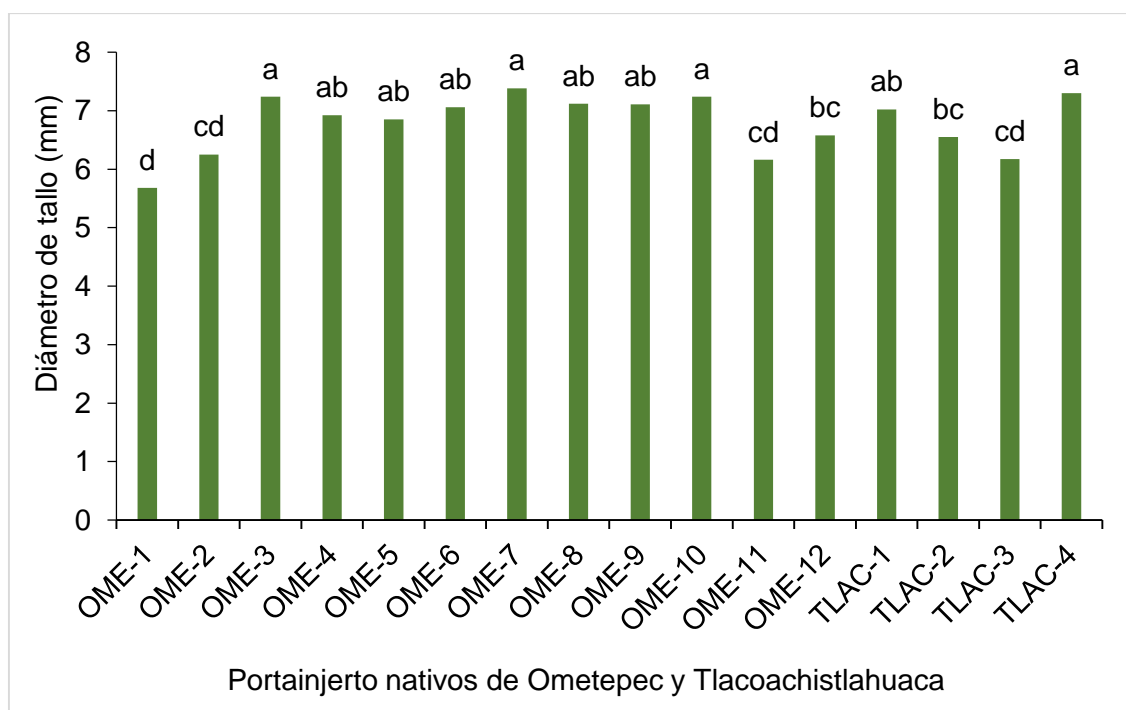


Figura 10. Diámetro del tallo de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). DSH= 0.58; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.3. Número de hojas jóvenes por portainjertos

En cuanto al número de hojas jóvenes por portainjertos se obtuvo el valor más alto en OME-7 (7.72), estadísticamente mejor a OME-2 (5.55), TLAC-4 (5.50), OME-4 (5.42), TLAC-2 (5.08), OME-9 (5.07), OME-8 (5.05), TLAC-3 (4.86) y OME-1 (4.58) (Figura 11), se reporta para portainjertos de aguacates Duke 7 un total de hojas jóvenes de 43.1; para Zutano 42.6; Nabal de 42.6; Degania 117, 42.5 y Mexicola de 42.3 (Castro *et al.*, 2009); Cuando la planta tiene mayor número de hojas jóvenes no tienen una actividad fotosintética debido a que sus cloroplastos están inmaduros; sin embargo, entre más hojas maduras haya en la planta favorecerá al proceso fotosintético ya que las hojas maduras producen fotoasimilados que ayudan al crecimiento y desarrollo de la planta.

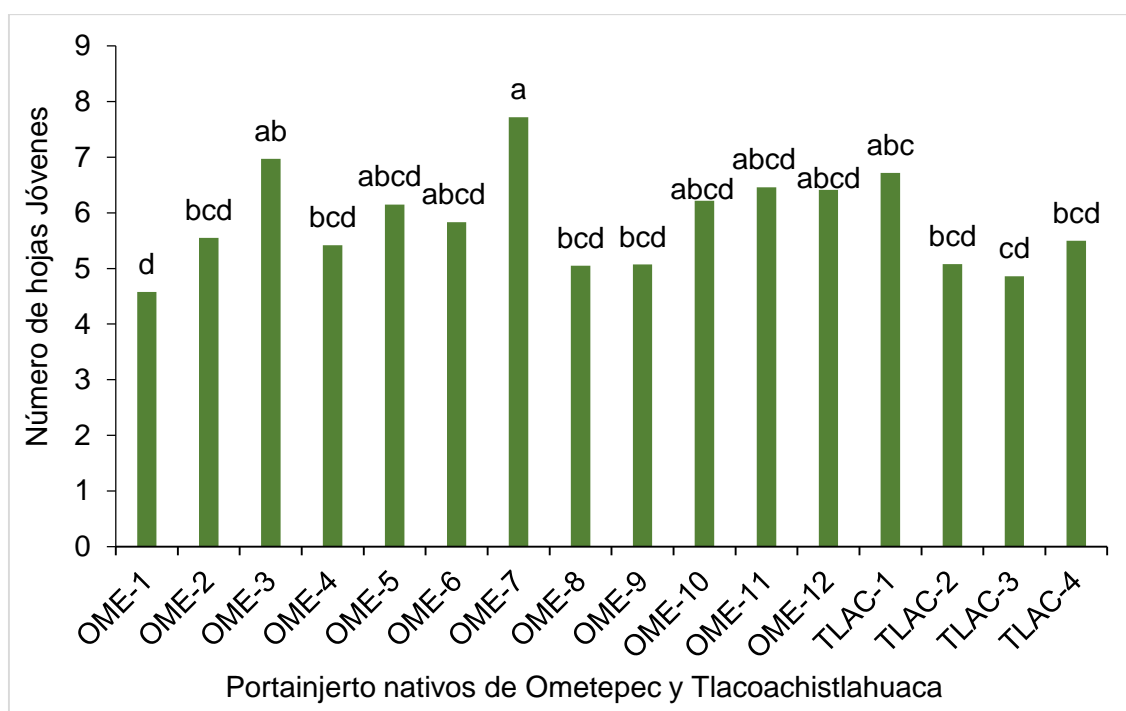


Figura 11. Número de hojas jóvenes de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 1.97; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.4. Número de hojas maduras en portainjertos

Los portainjertos que obtuvieron el valor más alto en hojas maduras fueron OME-3 (19.92) y TLAC-1 (19.70), estadísticamente superiores a OME-8 (17.34), OME-4 (17.19), TLAC-4 (17.15), OME-6 (16.64), OME-11 (16.18), OME-10 (15.90), OME-2 (15.51), OME-1 (15.09) y TLAC-3 (15.00) (Figura 12); La máxima eficiencia fotosintética se alcanza alrededor de los 60 días, después de la emergencia; de esta manera se puede decir que cuando las hojas han alcanzado el 100 % del tamaño ya están activas fotosintéticamente, sin embargo, si las hojas aun no lo están y presentan una coloración entre verde amarilla y verde rojiza, significa que aún no han alcanzado su tasa máxima neta fotosintética (Salisbury y Ross, 1994) y que los cloroplastos están inactivos, por tanto no producen fotoasimilados. Contraste a ello, la fotosíntesis neta se disminuye a medida que la edad de las plantas se incrementa (Horley y Gottschalk, 1993).

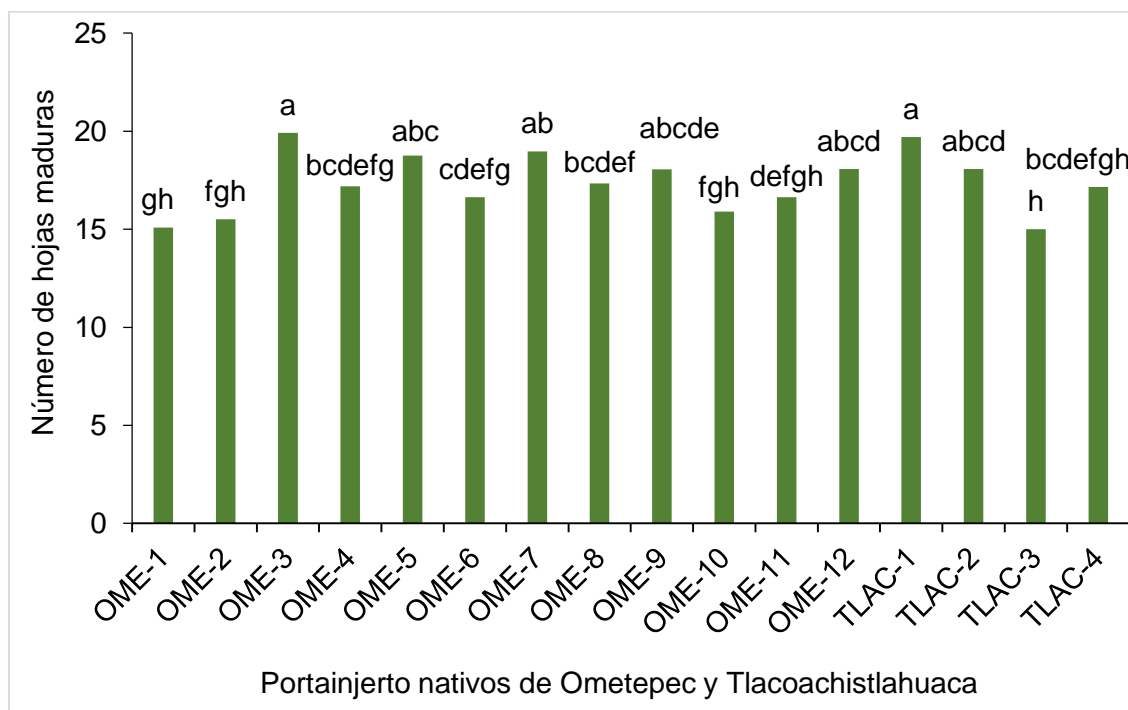


Figura 12. Número de hojas maduras de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 2.15; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.5. Total de hoja en portainjertos

Los portainjertos que alcanzaron mayor valor en el total de hojas fueron OME-3 (26.90), OME-7 (26.70), TLAC-1 (26.42) quienes estadísticamente superaron a TLAC-2 (23.16), OME-9 (23.12), TLAC-4 (22.65), OME-12 (22.64), OME-4 (22.61), OME-10 (22.78), OME-6 (22.47), OME-8 (22.39), OME-10 (22.19), TLAC-3 (19.68) y OME-1 (19.68) (Figura 13); muy por debajo de los que reporta Castro *et al.* (2015), en portainjerto UCV7 con 178.5, Duke 7 con 169.1 y Nabal con 121.9.

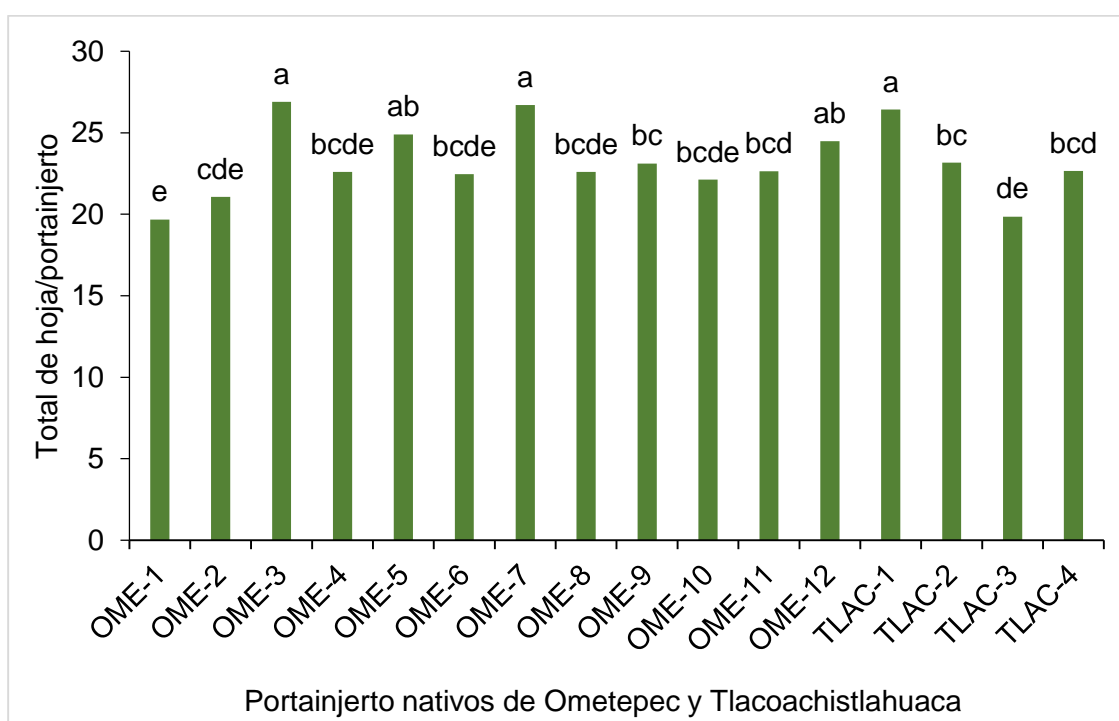


Figura 13. Número total de hojas en portainjertos de aguacates de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 2.94; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.6. Longitud de hoja en portainjertos

Con respecto a la longitud de hoja se obtuvo con mayor valor al genotipo OME-10 (25.56 cm) estadísticamente superior a los genotipos OME-7 (22.75 cm), OME-6 (22.51 cm), OME-8 (22.27 cm), OME-12 (22.08 cm), TLAC-4 (21.55 cm), OME-4 (21.51 cm), OME-3 (21.42 cm), OME-5 (20.87 cm), OME-2 (20.61 cm), OME-9 (20.28 cm), TLAC-1 (20.15 cm), OME-11 (19.81 cm), TLAC-3 (19.50 cm), OME-1 (19.08 cm) y TLAC-2 (17.10 cm) (Figura 14).

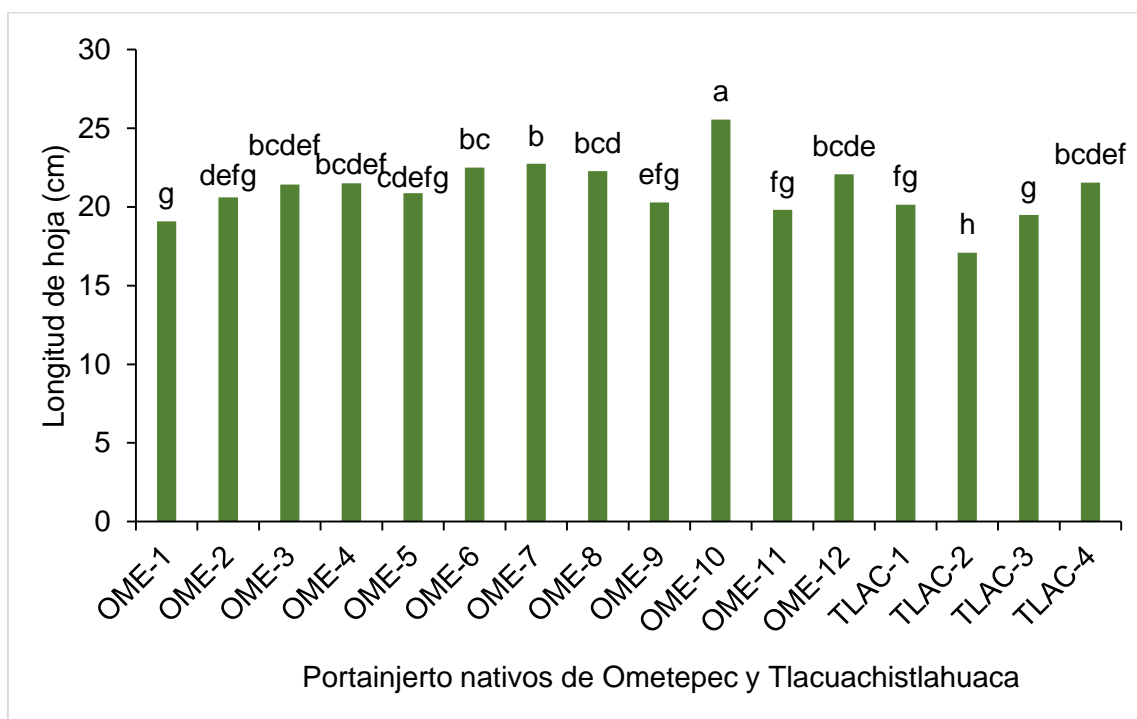


Figura 14. Longitud de hojas de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 1.8; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.7. Ancho de hoja en portainjertos

Se obtuvo que entre los genotipo no se mostró diferencias significativas en ancho de hojas; sin embargo, el mayor valor numérico lo obtuvo el OME-1 (9.43 cm), seguida por los genotipos OME-7 (9.01 cm), OME-6 (8.59 cm), OME-5 (8.10 cm), OME-1 (7.88 cm), OME-8 (7.86 cm), OME-2 (7.85 cm), OME-3 (7.77 cm), OME-4 (7.65 cm), OME-12 (7.57 cm), TLAC-2 (7.32 cm), TLAC-4 (7.15 cm), OME-9 (7.05 cm), TLAC-1 (6.98 cm), OME-11 (6.96 cm) y TLAC-3 (6.90 cm) (Figura 15).

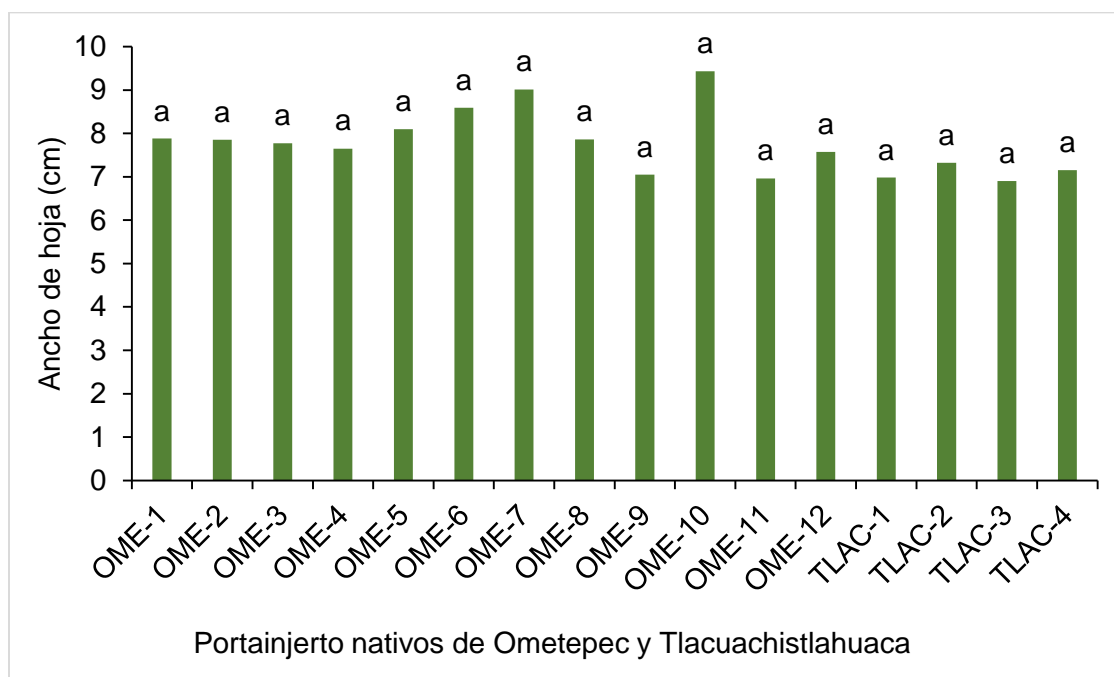


Figura 15. Ancho de hojas de portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 12.0; Tukey ($\alpha= 0.01$).

4.4.8. Cinética de crecimiento de hoja en portainjerto

En la primera fecha no se mostró diferencias significativas en la longitud de hoja entre los portainjerto. Sin embargo, a los 8 dds los portainjertos que presentaron los valores más altos fueron OME-7 (9.0 cm), OME-11 (9.0 cm), OME-12 (8.7 cm), OME-8 (8.4 cm), OME-6 (8.37 cm), OME-2 (27 cm), TLAC-3 (8.17 cm), OME-5 (7.97 cm) y OME-10 (7.82 cm) (Figura 16), estadísticamente fueron mejores que TLAC-2 (5.62 cm), los demás portainjertos presentaron una longitud media de hojas. A los 16 dds los portainjertos que estadísticamente fueron mejores son OME-10 (19.75 cm), OME-7 (19.50 cm) y OME-2 (19.5 cm), que superaron a OME-1 (15.0 cm) y TLAC-2 (14.5 cm). A los 24 dds, los portainjertos que estadísticamente obtuvieron los mejor valores fueron OME-9 (24.75 cm), OME-10 (24.75 cm) y OME-2 (24.25 cm), que estadísticamente superaron a OME-1 (17.75 cm). Y a los 32 dds, los portainjertos que estadísticamente obtuvieron los valores más altos son OME-10 (25.82 cm) y OME-9 (25.37 cm); pero no fueron estadísticamente mejores a los demás.

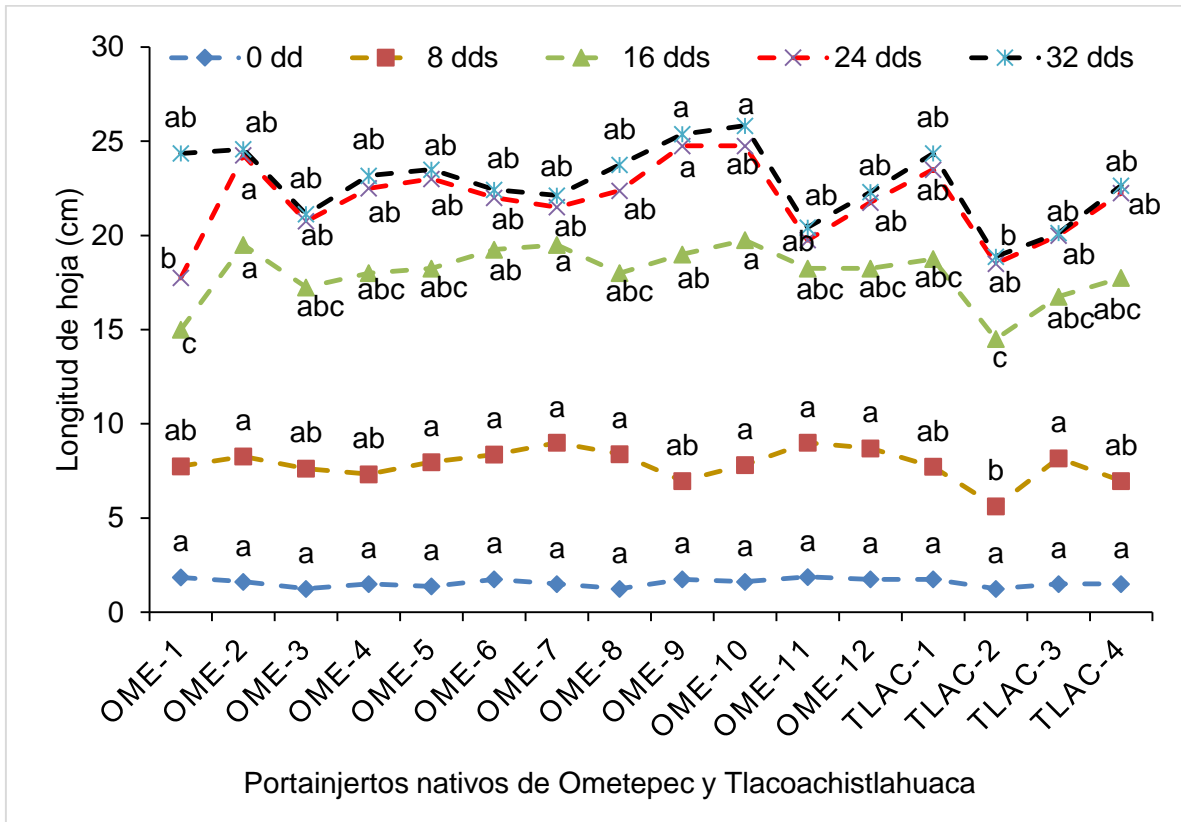


Figura 16. Cinética de crecimiento de longitud de hoja (cm) en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). Para el 0 dd el DMS= 0.71; 8 dds el DMS: 2.19, 16 dds el DMS: 4.39, 24 dds el DMS: 6.26, 32 dds el DMS: 5.92; LSD ($\alpha= 0.01$).

A los 8 dds el crecimiento del ancho de hoja en los portainjertos, se presentó a OME-7 (3.15 cm), estadísticamente mejor que los portainjertos TLAC-1 (2.35 cm), OME-9 (2.20 cm) y TLAC-2 (2.07 cm). A los 16 dds el portainjerto que estadísticamente fue mejor es OME-7 (7.25 cm). A los 24 dds el portainjerto que fue mejor es OME-4 (9.25 cm) que superó significativamente a OME-1 (6.82 cm), OME-3 (7.3 cm) y OME-11 (6.37 cm). Y a los 32 dds, los portainjertos OME-4 (9.32 cm), OME-7 (8.9 cm) OME-2 (9.17 cm), TLAC-4 (9.07 cm) y OME-10 (8.97 cm), estadísticamente obtuvieron los mejores valores que OME-11 (6.42 cm) (Figura 17).

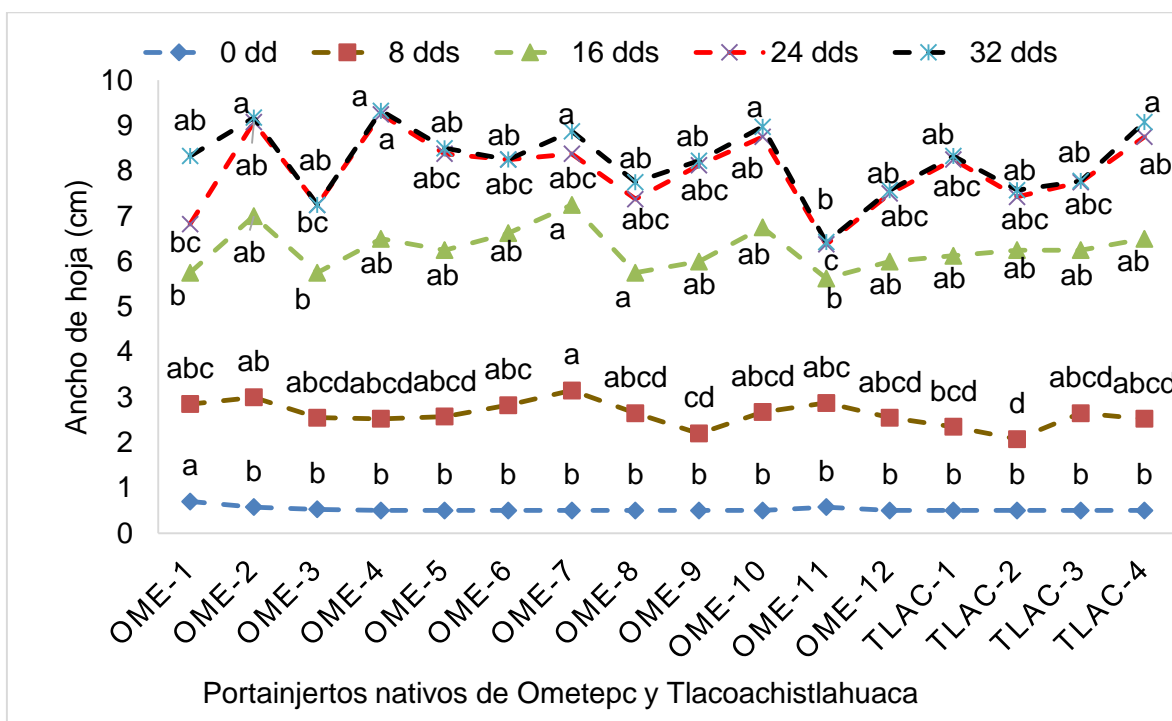


Figura 17. Cinética de crecimiento de ancho de hoja (cm) en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). Para 0 dd el DMS= 0.09; 8 dds el DMS: 0.69, 16 dds el DMS: 1.38, 24 dds el DMS: 2.36, 32 dds el DMS: 2.28; LSD ($\alpha = 0.01$).

4.4.9. Clorofila en hojas jóvenes y maduras en portainjertos

En lo que respecta al contenido de clorofila en hojas jóvenes se observó que los portainjertos que obtuvieron el valor más alto fue OME-12 (24.08 unidades SPAD) y TLAC-3 (24.06 unidades SPAD), estadísticamente superiores a OME-1 (22.91 unidades SPAD) y TLAC-2 (18.78 unidades SPAD) (Figura 18). Cuando la planta tiene mayor número de hojas jóvenes tienden a no tener una actividad fotosintética activa debido a que sus cloroplastos están inmaduros; sin embargo, entre más hojas maduras exista en la planta favorecerá al proceso fotosintético ya que las hojas maduras producen fotoasimilados que ayudan al crecimiento y desarrollo de la planta. La edad de las hojas y el estado de desarrollo de la planta son importantes para determinar los procesos morfológicos y fisiológicos en las plantas (Chaumont *et al.*, 1994).

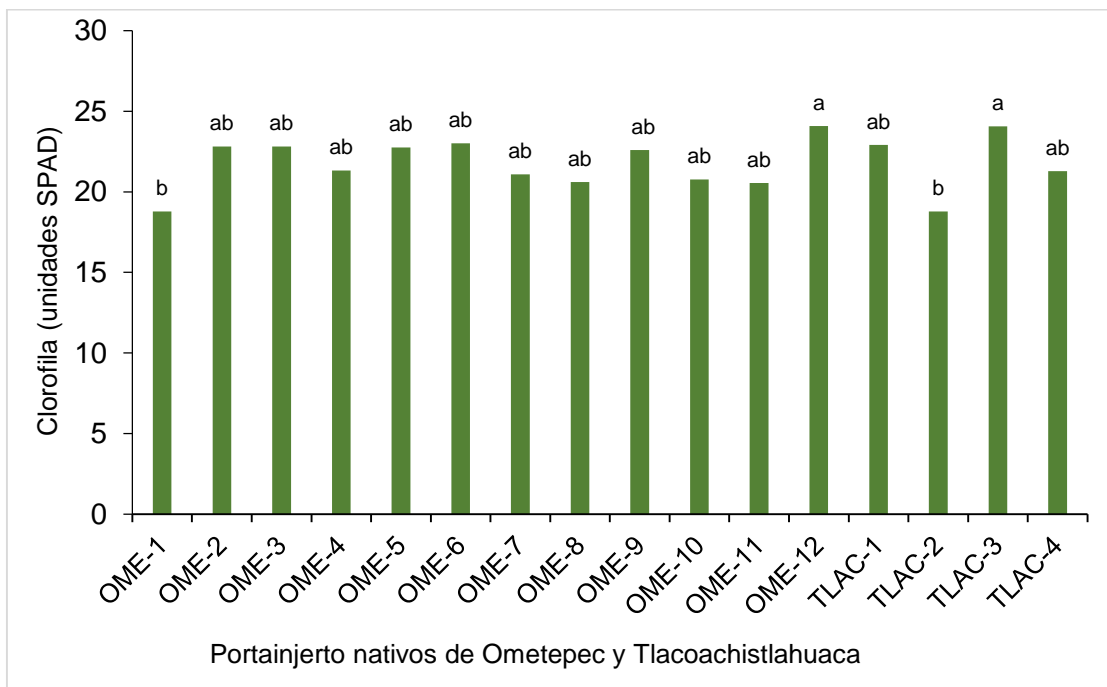


Figura 18. Contenido de clorofila en hojas jóvenes en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DSH= 5.20; Tukey ($\alpha = 0.01$).

Los portainjertos que obtuvieron los mayores valores en clorofila, en hojas maduras fueron OME-3 (42.88 unidades SPAD), OME-8 (41.75 unidades SPAD) y TLAC-1 (41.64 unidades SPAD), que superaron estadísticamente a TLAC-4 (34.45 unidades SPAD); los demás presentaron valores intermedios: OME-12 (41.47 unidades SPAD), OME-9 (40.20 unidades SPAD), OME-6 (39.89 unidades SPAD), OME-5 (39.82 unidades SPAD), OME-2 (39.65 unidades SPAD), OME-10 (39.61 unidades SPAD), OME-7 (39.48 unidades SPAD), OME-11 (38.40 unidades SPAD), TLAC-2 (37.70 unidades SPAD), TLAC-3 (37.60 unidades SPAD), OME-4 (37.28 unidades SPAD) (Figura 19).

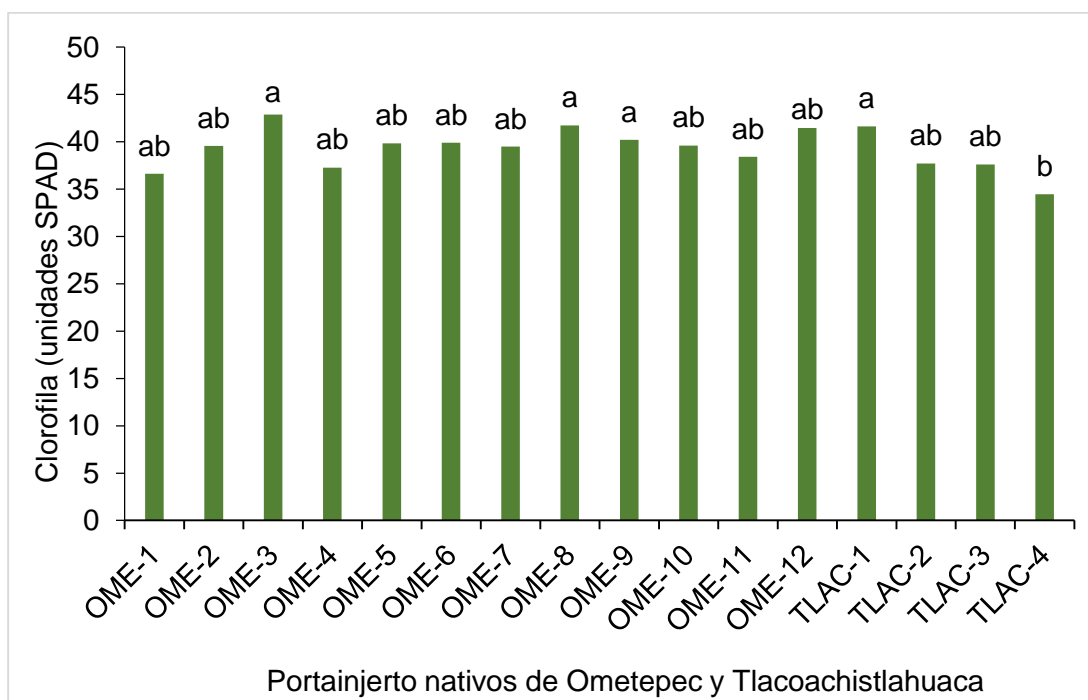


Figura 19. Contenido de clorofila en hojas maduras en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). Tukey ($P \leq 0.01$). DSH= 7.09; Tukey ($\alpha = 0.01$).

4.4.10. Extracto de nutrientes por peciolo en portainjertos

El portainjerto que registró el valor más alto en nitrato fue OME-7 (5275.0 mg L⁻¹), estadísticamente superiores a TLAC-1 (2325.0 mg L⁻¹), OME-10 (2175.0 mg L⁻¹), OME-5 (1725.0 mg L⁻¹), OME-3 (563.0 mg L⁻¹) y OME-1 (400.0 mg L⁻¹); los demás portainjertos presentaron valores intermedios (Figura 20).

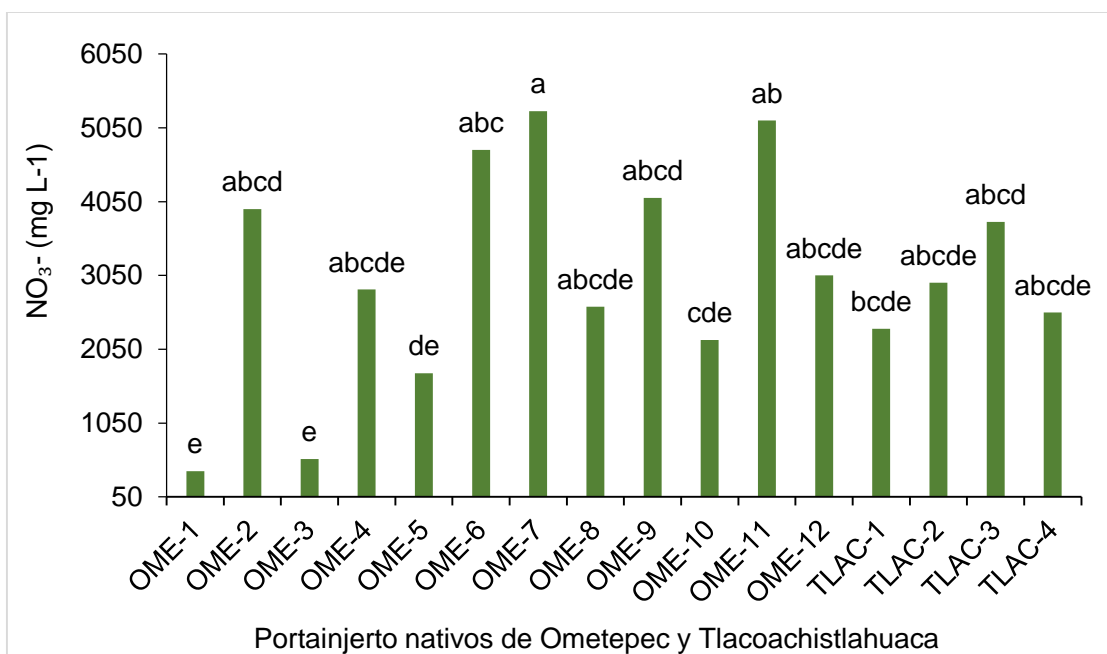


Figura 20. Contenido nutrimental de nitrato en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 2847.3; LSD ($\alpha= 0.05$).

El portainjerto que obtuvo mayor potasio fue OME-8 (4550.0 mg L⁻¹), estadísticamente mejor a OME-10 (3100.0 mg L⁻¹), OME-9 (3075.0 mg L⁻¹), OME-2 (2850.0 mg L⁻¹), OME-4 (2850.0 mg L⁻¹), OME-5 (2675.0 mg L⁻¹), OME-6 (2675.0 mg L⁻¹), TLAC-3 (2575.0 mg L⁻¹), OME-1 (2500.0 mg L⁻¹), OME-11 (2425.0 mg L⁻¹), OME-7 (2390.0 mg L⁻¹), TLAC-4 (2325.0 mg L⁻¹), OME-12 (2225.0 mg L⁻¹) TLAC-2 (2220.0 mg L⁻¹), OME-3 (1900.0 mg L⁻¹) y TLAC-1 (1650.0 mg L⁻¹) (Figura 21).

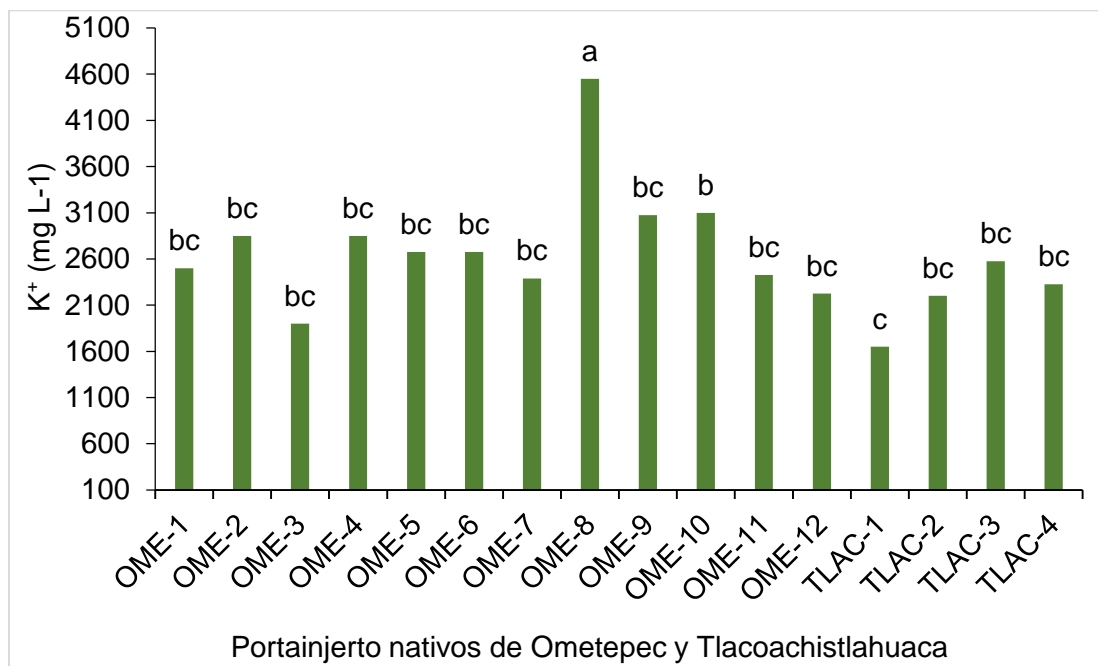


Figura 21. Contenido nutrimental de potasio en portainjerto de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 1444.3; LSD ($\alpha= 0.05$).

Con respecto al contenido de calcio el portainjerto que registró el mayor valor fue OME-8 (1647.5 mg L⁻¹), que superó estadísticamente a OME-6 (292.5 mg L⁻¹), OME-7 (202.5) y OME-10 (162.0 mg L⁻¹); los demás portainjertos estuvieron en término medio: TLAC-1 (1525.0 mg L⁻¹), TLAC-4 (1517.5 mg L⁻¹), OME-2 (1500.0 mg L⁻¹), TLAC-2 (1315.0 mg L⁻¹), OME-5 (1052.0 mg L⁻¹), OME-12 (902.5 mg L⁻¹), TLAC-3 (880.0 mg L⁻¹), OME-11 (610.0 mg L⁻¹), OME-9 (545.8 mg L⁻¹), OME-1 (532.5 mg L⁻¹), OME-4 (370.0 mg L⁻¹), OME-3 (345.0 mg L⁻¹) (Figura 22).

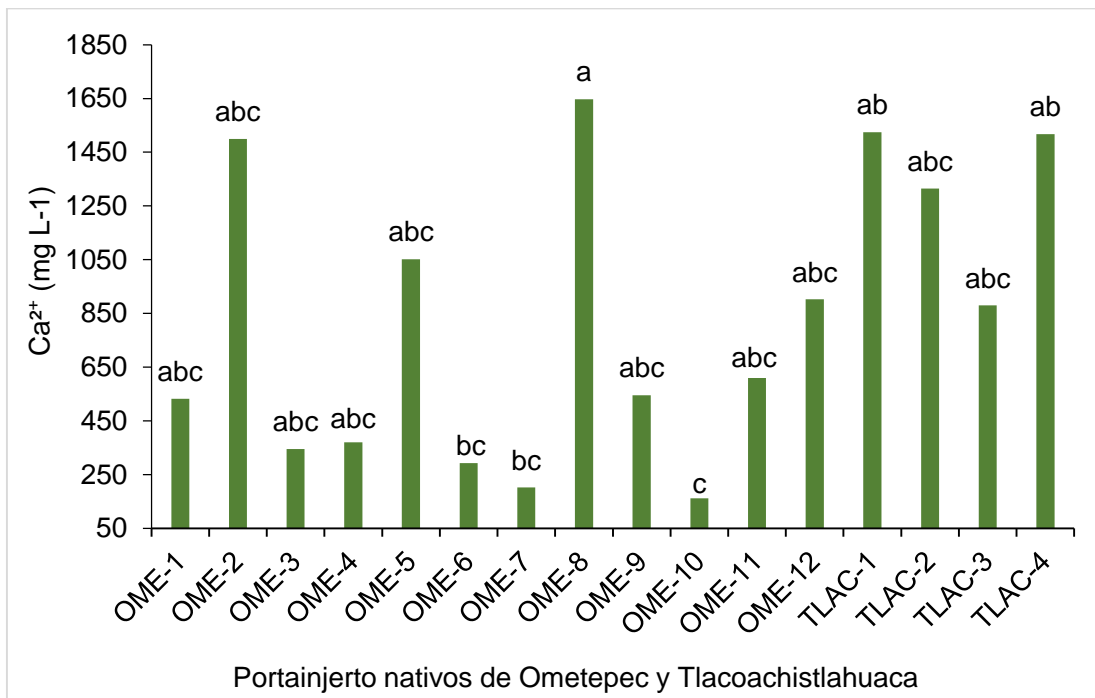


Figura 22. Contenido nutricional de calcio en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 1349.3; LSD ($\alpha= 0.05$).

En relación al contenido de sodio, el mayor valor lo presentó el portainjerto OME-7 (4050 mg L⁻¹), estadísticamente mejor a OME-2 (950 mg L⁻¹), OME-10 (900 mg L⁻¹), TLAC-1 (750 mg L⁻¹), OME-3 (300), OME-1 (175) y OME-8 (165) (Figura 23); en este trabajo se reportan datos muy altos de sodio a comparación de los que Castro *et al.* (2015), en portainjertos Nabal con 200 mg L⁻¹, Duke 7 de 300 mg L⁻¹ y UCV 7 con 400 mg L⁻¹, las altas concentraciones de sodio resultan perjudiciales en las plantas, debido a que las hojas pueden presentar necrosis causado por las altas concentraciones de sodio. Es importante señalar que se han hecho selecciones de portainjerto como el UCV7 que resulto muy resistente a comparación de otros portainjertos evaluados, al exhibir una menor sensibilidad a condiciones de alta salinidad en el agua de riego. De acuerdo con lo anterior Mickelbart y Arpaia (2002), señalan que algunos genotipos de aguacate poseen la capacidad de secuestrar Na en las raíces, lo que les permite mantener estos elementos en niveles de baja toxicidad en hojas.

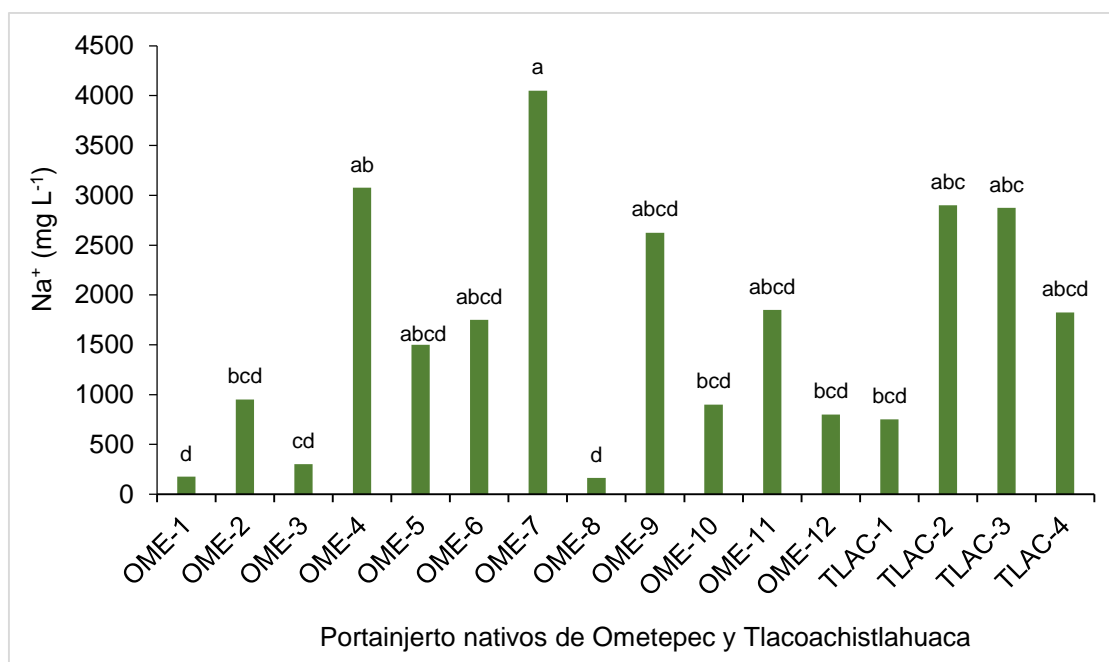


Figura 23. Contenido nutrimental de sodio en portainjertos de aguacates nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). DMS= 2656.1; LSD ($\alpha= 0.05$).

4.4.11. Área foliar en portainjertos

En lo que respecta al área foliar, el portainjerto que obtuvo los valores más altos fue OME-10 (170.78 cm²) y OME-7 (164.02 cm²), estadísticamente superior a OME-6 (145.81 cm²), OME-1 (138.10 cm²), OME-12 (136.93 cm²), TLAC-4 (135.44 cm²), OME-2 (133.81 cm²), OME-5 (132.31 cm²), a su vez, estos, fueron superiores a OME-11 (113.91 cm²); los demás tuvieron valores intermedios: OME-4 (128.09 cm²), OME-3 (127.91 cm²), OME-8 (126.71 cm²), TLAC-3 (125.10 cm²), TLAC-1 (124.48 cm²), OME-9 (121.61 cm²) y TLAC-2 (121.28 cm²) (Figura 24); otro trabajo reporta para portainjerto Duke 7 una área foliar de 44.0 cm² y Toro Canyon con 36.0 cm²; sin embargo al ser injertados con Hass el Duke 7 presenta un área foliar de 35 cm² y el Toro Canyon con 38 cm² (Fassio *et al.*, 2009); así mismo, se reporta en portainjertos de aguacates en tratamientos de micorrizas (*Glomus hoi-like*) una área foliar de 115.50 cm² y micorrizas (*Glomus mosseae*) 85.16 cm², mientras que para el testigo fue 82.51 cm² (Fundora *et al.*, 2011 y Rivera-Espinosa, 2011).

Otro estudio reporta en aguacate variedad Hass en los tratamientos Nutrifitos (2kg/por árbol aplicación al suelo) un área foliar de 54.4 cm², para Bacterian BTN (2L/200 agua aplicación foliar.) 46.5 cm², INIFAP (con micorriza *Glomus* sp 2L/200 agua aplicación foliar) 56.1 cm², Potenciador (Biogerman 2L/árbol.) 39.4 cm², Bionat (2L/200 agua aplicación foliar.) 65.2 cm², Guanofer (2L/200 agua aplicación foliar.) 50.3 cm², Guanoesgom (2L/200 agua aplicación foliar.) 39.1 cm² y Testigo (con manejo convencional del productor.) 70.5 cm² (Hernández, 2011). Cabe señalar que la hoja es el lugar donde se realiza la fotosíntesis y tiene una relación directa con el área foliar (Cárcel *et al.*, 2005; Martín *et al.*, 2006). Por tanto el área foliar es un indicador de la radiación interceptada, de la que depende el potencial fotosintético, productivo y de calidad (Solis, 2008) de cualquier vegetal.

Con respecto al peso específico el portainjerto que obtuvo el valor más alto fue OME-2 ($70.114 \text{ mg.cm}^{-2}$), estadísticamente mejor a OME-7 (64.06 mg.cm^{-2}), OME-6 (63.34 mg.cm^{-2}), OME-10 (62.09 mg.cm^{-2}), OME-8 (61.75 mg.cm^{-2}) y OME-11 (60.96 mg.cm^{-2}) (Figura 24).

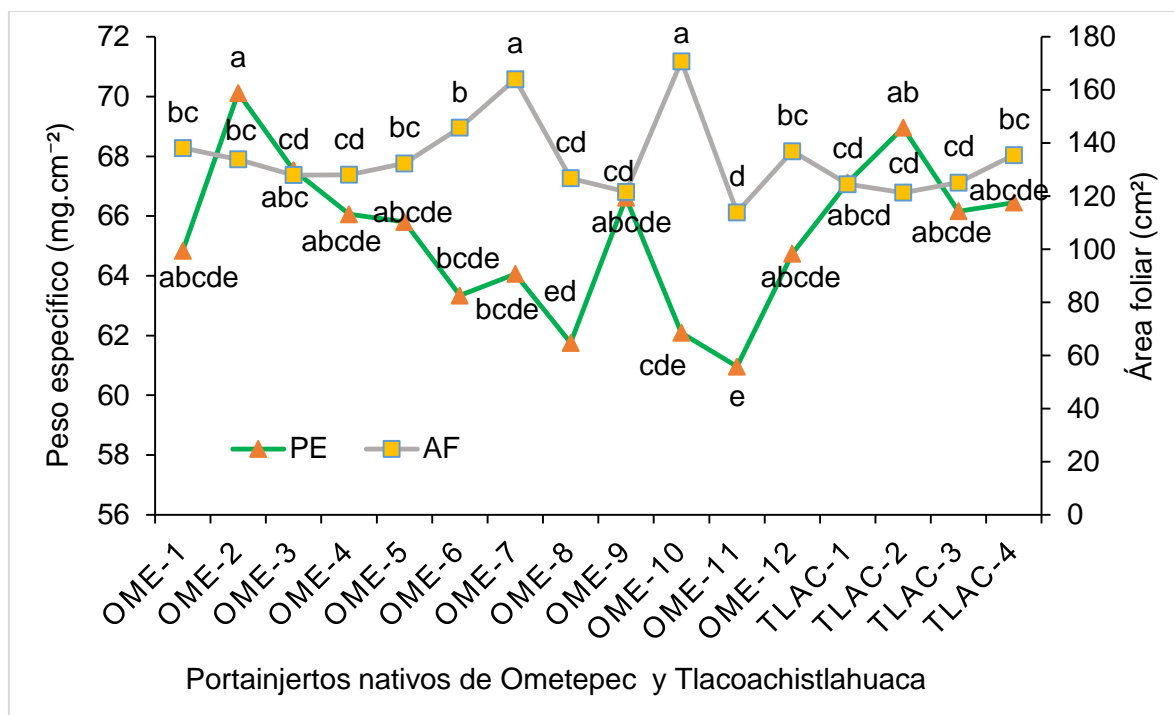


Figura 24. Área foliar en portainjertos de aguacate nativos de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, Guerrero. De OME-1 al OME-12 (aguacates recolectados en Ometepec) y de TLAC-1 al TLAC-4 (recolectados en Tlacoachistlahuaca). PE= peso específico y AF= área foliar. Tukey ($P \leq 0.01$). Para área foliar el DSH= 17.02 y para el peso específico el DSH= 1180.3; Tukey ($\alpha= 0.01$).

V. CONCLUSIONES

El 100 % de semillas de todos los genotipos, germinaron antes de los 30 días después de la siembra; pero el más precoz fue el OME-5 que a los 11 días germinaron todas sus semillas; le siguieron OME-12 (14 días) y OME-8 (17 días).

El tratamiento estiércol ovino fue superior a los demás tratamientos en altura de planta, diámetro del tallo, número de hojas jóvenes y maduras, total de hojas, longitud de hoja, ancho de hoja, en cinética de crecimiento de hojas; clorofila en hojas jóvenes, potasio y calcio.

El tratamiento micorriza fue mejor en clorofila en hojas maduras, nitrato y sodio.

Las hojas de aguacates nativas de Ometepec y Tlacoachistlahuaca, presentó a los 16 dds de edad del 42-47 % del total de crecimiento y a los 32 dds alcanzaron su máximo tamaño.

Las hojas maduras presentaron el doble de clorofila de las que obtuvieron las hojas jóvenes.

El portainjerto OME-7 superó a los demás en: altura de planta, diámetro del tallo, número de hojas jóvenes, nitrato y sodio.

El portainjerto OME-3 obtuvo los mayores valores en total de hojas/planta y hojas maduras/planta; clorofila en hojas maduras.

El portainjerto OME-8 fue mejor en clorofila en hojas maduras, calcio y potasio

El portainjerto OME-10 fue mejor en longitud de hojas y área foliar.

Los portainjertos de Ometepec Guerrero fueron más vigorosos que los de Tlacoachistlahuaca en altura de planta, diámetro de tallo, número de hojas (jóvenes y maduras), total de hojas/planta, clorofila en hojas (jóvenes y maduras), nitrato, potasio, calcio, sodio, peso específico y área foliar.

VI. LITERATURA CITADA

Aburto, V.M. 1980. Efectos comparativos entre dos fuentes diferentes de materia orgánica (compost y estiércol) y determinación del mejor nivel de aplicación de compost en el cultivo de la sandía (*Citrullus vulgaris*) bajo las condiciones de Apodaca, N. L. Tesis de Licenciatura. ITESM.

Alcaraz, A. F. J. 2012. Salinidad y vegetación. Pp. 9.

Aguilera, M. J. L.; Tapia, V. L. M.; Vidales, F. I. y Salazar, G. S. 2005. Contenido nutrimental en suelo y hojas de aguacate en huertos establecidos en Michoacán y comparación de métodos para interpretación de resultados. Folleto Técnico 2. INIFAP. Uruapan, Mich. 28 p.

Alarcón, A. 1997. Manejo de la micorriza arbuscular a nivel de vivero. *In*: VI Congreso Nacional de Micología/IX Jornadas Científicas, Tapachula, Chiapas. pp. 49-52.

Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. 2000. Manejo de la micorriza arbuscular en sistema de propagación de plantas frutícolas. *Terra Latinoamericana*, pp. 179-191.

Amórtegui, I. 2001. El cultivo del aguacate, Módulo Educativo para el Desarrollo Tecnológico de la Comunicación Rural. Ibagué, Perú: Poir.

Baiza, A. V. 2003. Guía Técnica del cultivo del Aguacate. Nueva San Salvador: Maya. Pp. 5-6.

Balasubramanian, V., A. C.; Morales, Cruz, R. T. and Abdulrachman; S. 1998. On-farm adaptation of knowledge-intensive nitrogen management technologies for rice systems. *Nutr. Cycling Agroecosyst.* 53:59–69. doi:10.1023/A:1009744605920

Bausch, W.C. and Duke, H.R. 1996. Remote sensing of plant nitrogen status in corn. *Trans. ASAE* 39:1869–1875. doi:10.13031/2013.27665

Bárceñas, A.; Almaraz, C.; Reyes, L.; Varela, L.; Lara, B.; Guillén, A.; Carreón, Y.; Aguirre, S. y Chávez, A. 2007. Diversidad de hongos micorrizógenos arbusculares

en huertos de aguacate de Michoacán. Proceedings VI World Avocado Congress (Actas VI Congreso Mundial del Aguacate). Viña Del Mar, Chile. 12 – 16 Nov. 2007. ISBN No 978-956-17-0413-8

Barrientos-Priego, A. F. y López-López, L. 2002. Historia y genética del aguacate. En: *Memoria de la Fundación Salvador Sánchez Colín*. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas del Aguacate en el Estado de México, Coatepec de Harinas, México, pp. 100-121.

Barrientos-Priego, A. F., Muñoz, R. B.; Reyes, J. C.; Borys, M. W. y Martínez, M. T. 2007. Taxonomía, cultivares y portainjertos. En: Téliz, D., A. Mora (eds.). *El aguacate y su manejo integrado*. 2da edición. Ediciones Mundi-Prensa México, S. A. de C. V., México, pp. 29-62.

Ben Ya'acov, A. y Michelson, E. 1995. Avocado rootstocks. *Hort. Rev.* 17, 381–429.

Bergh, B. O. y Ellstrand, N. 1986. Taxonomy of the avocado. *California Avocado Society Yearbook*, 70, 135-146.

Ben Ya'acov, A.; Solis M., A. y Bufler G. 2003 The mountain avocado of Costa-Rica. *Persea americanavar, Costaricensis*. A new subspecies. Proceedings V world avocado congreso, Consejería de la Agricultura y Pesca. Málaga, España, pp. 27–33.

Bekker, T. F.; Labuschagne, N. and Kaiser, C. 2005. Effects of soluble silicon against *Phytophthora cinnamomi* root rot of avocado (*Persea americana* Mill.) nursery plants. *South African Avocado Growers' Association Yearbook* 28: 60-64.

Bernal, E. y Díaz, D. 2005. Tecnología para el cultivo de aguacate, Corporación Colombia de Investigación Agropecuaria, CORPOICA, Centro de Investigación LA Selva, Río Negro, Antioquia, CO. Vol. V. Colombia. Pp 54.

Bertsch, F. 1995. La fertilidad de los suelos y su manejo. San Jose, C.R. ACCS. pp. 24-30.

Bergh, B. 1992. The origin, nature and genetic improvement of the avocado. Calif. Avocado Soc. Yearb. 76:61-75.

Brizuela-Amador, P. B.; Alcántar-González, G.; Sánchez-García, P.; Tijerina-Chávez, L.; Castellanos-Ramos, J. Z. y Maldonado-Torres, R. 2005. Nitratos en soluciones nutritivas en el extracto celular de pecíolo de chile Terra Latinoamericana. 23 (4):469-476

Blackmer, T. M.; Schepers, J. S.; Varvel, G. E. and Meyer, G. E. 1996. Analysis of aerial photography for nitrogen stress within corn fields. Agron. J. 88:729–733. doi:10.2134/agronj1996.00021962008800050008x

Bórquez-Lillo, C.; Castro, M.; Fichet, T. y Cautín, R. 2015. Combined effect of rootstocks and uniconazol-p application via irrigation on the canopy of 'Hass' avocado trees. Revista Chapingo Serie Horticultura. 21 (3): 243-255.

Brito, G. G.; Valdinei, S.; Ziany, N. B.; Vivianny, B. S.; Franklin, M. S. and Dalva, A. S. 2011. Non-destructive analysis of photosynthetic pigments in cotton plants. Acta Scientiarum. Agronomy Maringá. 33 (4): 671-678. DOI: 10.4025/actasciagron.v33i4.10926

Bruce, S.; Whiley, A.W. and Kohli, R. R. 1991. Effects of leaf age on gas exchange characteristics of avocado (*Persea americana* Mill.). Elsevier Science Publishers B.V., Amsterdam, Scientia Horticulturae, 48: 21-28

Buttery, B. R. and Buzzell, R. I. 1977. The relation between chlorophyll content and rate of photosynthesis in soybeans. Canadian Journal of Plant Science 57: 1-5.

Bullok, D. G. y Anderson, D. S. 1998. Evaluation of the minolta SPAD–502 chlorophyll meter for nitrogen management in corn. Journal of Plant Nutrition 21(3):741-755.

Bugarin, M. R.; Galvis, A. S.; Sánchez, P. G. y García, D. P. 2002. Demanda de potasio del tomate tipo saladette. Terra Latinoamericana. 20: 391-399.

Cadahía, L. H. (Coord.). Fertirrigación: cultivos hortícolas, frutales y ornamentales. 3a ed. Madrid: Mundi-Prensa, 2005. 683p.

Capitán-Vallvey, L. F.; Arroyo-Guerrero, E.; Fernández-Ramos, M. D. y Santoyo-González, F. 2005. Disposable receptor-based optical sensor for nitrate. *Analytical Chemistry*. 77:4459-4466,

Caballero, A. R. J. 2007. La producción de aguacate en Michoacán. Morelia, Mich. pp. 2-13.

Calderón, A. E. 1998. Fruticultura General. 3 ed. México, Editorial Limusa. pg. 212-215; 579-606.

CárceL, S.; Intrigliolo, D. S. y, Castel, J. R. Área foliar y radiación interceptada en tempranillo: Efecto del riego y de la carga de cosecha. XX Reunión Experimentación Viticultura y Enología. 2005.

Castro, A. E.; Chávez, B. A. T.; García, S. P. A.; Reyes, R. L. and Bárcenas, O. A. E. 2013. Effect of mycorrhizal inoculants in the development of mexican landrace avocado rootstocks *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 16(3): 407-413.

Castro, M.; Fassio, C.; Cautin, R. y Ampuero, J. 2015. UCV7, Portainjerto de aguacate tolerante a salinidad. *Rev. Fitotec. Mex.* Vol. 38 (1): 85 - 92, 2015.

Castro, V. M.; Iturrieta E. R. And Fassio, O. C. 2009. Rootstock effect on the tolerance of avocado plants cv. Hass to NaCl stress. *Chilean Journal Of Agricultural Research* 69(3):316-324.

Carreón-Abud, A. Y.; Aguirre, P. S.; Gavito, M. E.; Mendoza, S. D. J.; Juárez, C. R.; Martínez, T. M. y Trejo, A. D. 2014. Inoculación micorrízico arbuscular en portainjertos de plantas de aguacate cv 'Hass' en viveros de Michoacán, México *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 5 (5): 847-857.

Chanderbali, A. S., V. A. Albert, V. E. Ashworth, M. T. Clegg, R. E. Litz, D. E. Soltis, P. S. Soltis. 2008. *Persea americana* (avocado): bringing ancient flowers to fruit in the genomics era. *BioEssays*, 30: 386-389.

Coste, S. *et al.* 2010. Assessing foliar chlorophyll contents with the SPAD-502 chlorophyll meter: a calibration test with thirteen tree species of tropical rainforest in French Guiana. *Ann. For. Sci.* 67, 607.

Crowley, D.; Arpaia, M. L.; Smith, W.; Clark, P.; Bender, G. and Witney, G. 2003. Rootstock selections for improved salinity tolerance of avocado. In: Proceedings of California Avocado. G. Witney (ed.). Research Symposium. Ventura, California, 1 Nov. California Avocado Commission, California, USA. pp: 116-119.

Ding, H.; Chin, Y. W.; Kinghorn, A. D.; D'Ambrosio, S. M. 2007. Chemopreventive characteristics of avocado fruit. *Seminars in Cancer Biology*, 17: 386-394.

Daughtry, C.S.T., C.L. Walthall, M.S. Kim, E. Brown de Colstoun, and J.E. McMurtrey III. 2000. Estimating corn leaf chlorophyll concentration for leaf and canopy reflectance. *Remote Sens. Environ.* 74:229–239. doi:10.1016/S0034-4257(00)00113-9

Elsen, A.; Baimey, H.; Swenner, R.; De Waele, D. 2003. Relative mycorrhizal dependency and mycorrhizal-nematode interaction in banana cultivar (*Musa* spp.) differing in nematode susceptibility. *Plant and Soil* 256: 303-313.

Escobar C. A. 2013. Usos potenciales del humus (abono orgánico lixiviado y sólido) en la empresa fertilombriz, tesis. Corporación universitaria la Sallista facultad de ciencias administrativas y agropecuarias administración de empresas agropecuarias caldas. Pag. 37.

Evans, J. R. 1989. Photosynthesis and nitrogen relationships in leaves of C3 plants. *Oecologia*. 78 (1):9-19.

Eyres, L., N. Sherpa, G. Hendricks. 2001. Avocado oil: a new edible oil from Australia. *J. of Lipid Tech.*, 84-88.

Fassio, C.; Heath, R.; Arpaia, M. L. y Castro, M. 2009. Sap flow in 'Hass' avocado trees on two clonal rootstocks in relation to xylem anatomy. *Scientia Horticulturae* 120: 8–13

Faust, M. 1989. *Physiology of Temperate Zone Fruit Trees*. John Wiley and Sons, Ed. U.S.A. pp: 338.

Ferro, I. 2001. *El cultivo de aguacate*, Ibagué. Prohaciendo.

Finlay, R. D. 2008. Ecological aspects of mycorrhizal symbiosis: with special emphasis on the functional diversity of interactions involving the extraradical mycelium. *Journal of Experimental Botany*, 59 (5):1115–1126.

FAOSTAT (2016). "Statistics of crops production by country" Food and Agriculture Organization. <<http://faostat.fao.org/site/567/DesktopDefault.aspx?PageID=567#ancor>> (20 de Abril de 2017.)

Fontes, P.C.; Coelho, E.; Cardoso, A. A. 2003. Petiole sap nitrate and leaf nitrogen critical values in melon plants grown in unheated greenhouse and field conditions. *Journal of Plant Nutrition*. 26:1403-1411.

Franco, T. L. e Hidalgo, R. (eds.). 2003. *Análisis Estadístico de Datos de Caracterización Morfológica de Recursos Fitogenéticos*. Boletín técnico no. 8, Instituto Internacional de Recursos Fitogenéticos (IPGRI), Cali, Colombia. 89 p.

Fundora-Sánchez, L. R.; Rivera-Espinosa, R.; Martín-Cárdenas, J. V.; Calderón-Puig, A. y Torres-Hernández, A. 2011. Utilización de cepas eficientes de hongos micorrízicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelocachaza. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas. La Habana, Cuba. *Cultivos Tropicales* 32 (2): 23-29.

Galindo-Tovar, M. E.; Ogata-Aguilar, N. y Arzate-Fernández, A. M. 2008. Some aspects of avocado (*Persea americana* Mill.) diversity and domestication in Mesoamerica. *Genet Resour Crop Evol*. 55: 441-450.

Gallegos, E. R. 1983. Algunos aspectos de la producción del aguacate en el estado de Michoacán. Universidad Autónoma Chapingo-Grupo Editorial Gaceta, México. 311 p.

García, E. 1981. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Köppen. Universidad Nacional Autónoma de México, México D.F. pp. 77.

García, P.; E. y Castro, M. E. 2009. El aguacate en México, origen y amenazas. Revista Ciencia y Desarrollo 4. www.sagarpa.gob.mx/cgcs/boletines/2007/enero/B022.pdf. Ciudad de México, Consultada el 13 de diciembre de 2016.

Gardner, F. P.; Brent, P. R. y Mitchell, R. L. 1985. Physiology of crop plants. Iowa State University Press. 327 p.

Gil, G. F. y Pszczółkowski, P. 2007. Viticultura: fundamentos para optimizar producción y calidad. Santiago: Universidad Católica de Chile, 535p.

Gianinazzi-Pearson, V. and Gianinazzi, S. 1981. Role of endomycorrhizal fungi in phosphorus cycling in the ecosystem. *In*: Wieklow, D. and G.C. Carroll (Eds). The Fungal community, its organization and role in the ecosystem. pp. 637-652.

Gómez-Cruz, G. 1995. La micorriza vesículo arbuscular en frutales. *In*: R. Ferrera-Cerrato, R. y J. Pérez-Moreno (eds.). Agromicrobiología, elemento útil en la agricultura sustentable. Colegio de Postgraduados en Ciencias Agrícolas, Montecillo, Estado de México. pp.184-199.

Godínez, R. M. A.; Ferrera-Cerrato, R.; Cortés, J. J. and Domínguez, J. I. 1986. Response of avocado (*Persea americana* Mill) to inoculation with endomycorrhiza V-A. Abstracts. Fourth International simposium on microbial ecology. Ljubljana, Yugoslavia. August 24-29. p. 150.

Gonsiorkiewicz, R. J. P; Capuani, Silvia; Brito, N. J. F.; Macêdo, B. N. E. 2013. Indirect measurement of photosynthetic pigments in the leaves of *Jatropha curcas*.

Semina: Ciências Agrárias, Londrina. 34 (2): 669-674. DOI: 10.5433/1679-0359.2013v34n2p669

Gros, A. 1976. Abonos, guía práctica de la fertilización. Editorial Mundi-prensa. Madrid, España. Pp. 526.

Gutiérrez-Díez, A.; Martínez-De la Cerda, J.; García-Zambrano, E. A.; IrachetaDonjuan, L.; Ocampo-Morales, J. D.; Cerda-Hurtado, I. M. 2009. Estudio de diversidad genética del aguacate nativo en Nuevo León, México Revista Fitotecnia Mexicana. 32(1): 9-18.

Halvorson, A. D.; Hartman, G. P. and Reule, C. A. 1975. Predicting sugarbeet dried petiole NO₃-N by using fresh petiole juice. Agron.J. 67: 637-639.

Hall, R. and Raynor, K. 2002. Nutrient analysis for the nursery industry. Combined Proceedings of the International Plant Propagators' Society. 52:126-129.

Hendry, G. A. F. and Price, A. H. Stress indicators: chlorophylls and carotenoids. In: Hendry, G. A. F.; Grime, J. P. (Ed.). 1993. Methods in comparative plant ecology. London: Chapman & Hall, p. 148-152.

Hidalgo, J.C.; Frutos, I.; Nieto, J.; Cadahía, C.; Vega, C. y Pastor, M. 2006. Fertilización potásica en olivar de regadío de la variedad Picual. Influencia sobre el contenido de potasio en hoja, savia y frutos. Fruticultura Profesional. 161:107-111.

Holzapfel, B. and Treeby, M. 2000. Effects of timing and rate of N supply on leaf nitrogen status, grape yield and juice composition from Shiraz grapevines grafted to one of the three different rootstocks. *Australian Journal of Grape and Wine Research*. 13:14-22. doi: 10.1111/j.1755- 0238.2007.tb00067.x

Homsky, S. 2000. The avocado industry in Israel. An overview. www.colpos.mx/ifit/aguacate2/ingles2/israel.htm IIRR. 1996. Manual de Prácticas Agroecológicas de los Andes Ecuatorianos. Editorial ABYALA. Quinto-Ecuador, pp. 17-58.

Hooker, J.E. and D. Atkinson. 1992. Application of computer-aided image analysis to studies of arbuscular endomycorrhizal fungi effects on plant root system morphology and dynamics. *Agronomie*. 12:821-824.

Hunt, R. 1982. *Plant growth curves: the functional approach to plant growth analysis*. Edward Arnold (Publisher). Ltd. London. 67 p.

Ibar, L. 1986. *Cultivo de aguacate, chirimoya, mango y papaya*. Barcelona: Aedos.

Janeiro, C. R. 2014. Análisis químico del extracto celular de peciolo en fresa mediante laboratorios portátiles. Tesis (Maestría en Ciencias, especialista en Edafología). Colegio de Postgraduados. <http://hdl.handle.net/10521/2315>

Jeffries, P. S.; Gianinazzi, K. S.; Perotto, K.; Turnau, M. and Baera, J. M. 2003. The contribution of arbuscular mycorrhizal fungi in sustainable maintenance of plant health and soil fertility. *Biology and Fertility Soils*. 37:1-16.

Jinwen, L.; Jingping, Y.; Dongsheng, L.; Pinpin, F.; Tiantai, G. Changshui, G. and Wenyue, C. 2011. Chlorophyll Meter's Estimate of Weight-based Nitrogen Concentration in Rice Leaf is Influenced by Leaf Thickness. *Plant Prod. Sci.* 14(2): 177—183.

Jonckheere, I.; Fleck, S.; Nackaerts, K.; Muys, B.; Coppin, P.; Weiss, M. and Baret, F. 2004. Review of methods for *in situ* leaf area index determination. Part I. Theories, sensors and hemispherical photography. *Agricultural and Forest Meteorology*. 121: 19-35.

Kadman, A. 1963. "Germination experiment with avocado seeds". *California Avocado Society Yearbook*. 47:58–60, ISSN 0096-5960.

Kara, B.; Mujdeci, M. 2010. Influence of late-season nitrogen application on chlorophyll content and leaf area index in wheat. *Scientific Research and Essays*. 5(16):2299-2303.

Kariya, K.; Matsuzaki, A.; Machida, H. 1982. Distribution of chlorophyll content in leaf blade of rice plant. *Japanese Journal of Crop Science*. 51(1):134-135.

Karcher, D. E., and M.D. Richardson. 2003. Quantifying turfgrass color using digital image analysis. *Crop Sci.* 43:943–951. doi:10.2135/cropsci2003.0943

Knight, R. J. Jr. 1999. Genetic diversity in avocado. En: Arpaia, M. L., R. Hofshi (eds.). *Proceedings of avocado brainstorming '99*, University of Florida, Homestead, 27-29 pp.

Knight, R. J. Jr. 2002. History, distribution and uses. En: Whiley, A. W., B. Schaffer, B. N. Wolstenholme (eds.). *The avocado: botany, production and uses*. CABI, Wallingford, pp. 1-14.

Lee, J., and Steenwerth, K. 2011. Rootstock and vineyard floor management influence on 'Cabernet Sauvignon' grape yeast assimilable nitrogen (YAN). *Food Chemistry*. 127:926-933. doi: 10.1016/j.foodchem.2011.01.060

León, J. 1999. Manual del cultivo de aguacate (*Persea americana*) para los valles interandinos del Ecuador. Quito, Pichincha, Tumbaco: COSUDE. 35 p.

Leyva, R. G.; Sánchez, G. P.; Alcántar G. G.; Valenzuela, U. J. G.; Gavi, R. F. y Martínez G. A. 2005. Nitrates content in cellular extracts of tomato Petioles and fruits. *Rev. Fitotec. Mex.* 28 (2): 145-150.

López O. J. C.; Morales O. O; Ramírez B. E.; Soriano R. R.; Arias M. L y Almaraz B. I. Plantas forrajeras de la Mixteca Oaxaqueña consumidas por ganado caprino en pastoreo. 2014. XVIII Congreso Internacional de Ovinocultura Congreso Nacional aprino, Puebla. Pp. 66-72.

Linderman, R. G. 1993. Effects of microbial interactions in the mycorrhizosphere of plant growth and health. *In*: R. Ferrera-Cerrato y R. Quintero Lizaola (Eds.), *Agroecología, Sostenibilidad y Educación*. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México. pp 138-151.

Lin, C., Popescu, S. C., Huang, S. C., Chang, P. T. & Wen, H. L. A. 2015. Novel reflectance-based model for evaluating chlorophyll concentrations of fresh and water-stressed leaves. *Biogeosciences*. 12:49–66

López-Palacio, J. A. Respuesta de aguacate (*Persea americana*) a diferentes inoculantes micorrízicos en sustratos estéril y sin esterilizar. Universidad Veracruzana. Facultad de Ciencias Agrícolas. Xalapa, Enrique, Veracruz. Pp.1-21

Lobo, A. M. 1977. Dicogamia en flores de aguacate. Compendio-Instituto Colombiano Agropecuario (Medellin, Colombia) N°. 20. pp. 37-44

Martín, G. M.; Soto, F.; Rivera R. y Rentería. M. Estimación de la superficie foliar de la *Canavalia ensiformis* a partir de las medidas lineales de sus hojas. *Cultivos Tropicales*, 2006, vol. 27, no. 4, p. 77-80.

Márquez-Hernández, C.; García-Hernández, J. L.; Rodríguez-Dimas, N.; Preciado-Rangel, P.; Moreno-Resendez, A.; Salas-Sosa, E. y otros. (S/F de Septiembre de 2010). *agricultura organica: Tercera Parte*. Recuperado el 16 de Abril de 2015, de http://faz.ujed.mx/Posgrado/maos/AUTOEVALUACION/CATEGORIAS/3-PERSONAL_ACADEMICO/9.1-LIBROS/9.1.3 LINEA%20MANEJO%20SUST.%20REC.%20NAT/Libro%20de%20agricultura%20organica%20TERCERA%20PARTE%202010.pdf

Martínez, A. N. 2006. Análisis de crecimiento y dinámica nutrimental del chile poblano (*Capsicum annum* L. var. *Grossum sendt*), en cuatro soluciones nutritivas bajo invernadero. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 90 p.

Marini, R. P and Sower, D. L. 1990. Net photosynthesis, specific leaf weight and flowering of peach as influenced by shade. *Horticultural Science*. 25:331-334.

Márquez-Martín, B.; Barceló-Muñoz, A.; Pliego-Alfaro, F.; and Sánchez-Romero, C. 2012. Somatic embryogenesis and plant regeneration in avocado (*Persea*

americana Mill.): influence of embryogenic culture type. *J. Plant Biochem. Biotechnol.* 21(2), 180-188.

Mackown, C. and Weik, J. C. 2004. Comparison of laboratory and quick-test methods for forage nitrate. *Crop Science.* 44:218-226.

Mauromicale, G.; Ierna, A. and Marchese, M. 2006. Chlorophyll fluorescence and chlorophyll content in field-grown potato as affected by nitrogen supply, genotype, and plant age. *Photosynthetica.* 44(1): 76-82.

Matthäus, D. and Gysi, C. 2001. Plant-sap analysis in vegetables: a tool to decide on nitrogen top dressing. *Acta Horticulturae.* 563:93-102.

Menge, J. A.; LaRue, J.; Labanauskas, C. K. and Johnson, E. L. V. 1980. The effect of two mycorrhizal fungi upon growth and nutrition of avocado seedlings grown with six fertilizer treatments. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105: 400-404.

Milthorpe F. L. and Moorby J. 1982. An introduction to crop physiology. Cambridge University Press. 202 p.

Montañez-Orozco, B. I. 2009. Efecto de la micorrización en plantas de aguacate (*Persea americana*) Durante la fase de vivero en suelos provenientes de los Llanos Orientales. M. Sc. Tesis, Universidad Nacional de Colombia, 125 p.

Monticelli, S.; Puppi, G.; Damiano, C. 2000. Effects of in vivo mycorrhization on micropropagated fruit tree rootstocks. *Applied Soil Ecology,* 15: 105-111.

Morales-García, J. L. 2009 Enfermedades del fruto de aguacate. Fac de Agrobiología UMSNH Michoacan Mexico pp.3-19

Moreno-Limón, S.; Rocha-Estrada, A.; Alvarado-Vázquez, M. A.; Salgado-Mora, M. y Pinson-Rincón, E. P. 2010. Aguacate. Variedades, cultivo y producción en Nuevo León. 1ª edición. Universidad Autónoma de Nuevo León, pp. 1-148.

Nagarajah, S. A. 1999. Petiole sap test for nitrate and potassium in Sultana grapevines. *Australian Journal of Grape and Wine Research*. 5:56-60.

Nageswara Rao, R. C.; Talwar, H. S. and Wright, G. C. 2001. Rapid assessment of specific leaf area and leaf nitrogen in peanut (*Arachis hypogaea* L.) using a chlorophyll meter. *Journal of Agronomy and Crop Science*. 186 (3): 175-182.

Newsham, K. K.; Fitter, A. H. and Watkinson, A. R. 1995. Multi-functionality and biodiversity in arbuscular mycorrhizal. *Trends in Ecology & Evolution*. 10: 407-411.

Ntamatungiro, S.; Norman, R. J.; Mcnew, R. W. and Wells, B. R. 1999. Comparison of plant measurements for estimating nitrogen accumulation and grain yield byflooded rice. *Agronomy Journal*. 91(4): 676-685.

Parada-Berrios, F. A. 1999. Producción de Plantas de Chicozapote (*Manilkara sapota* L.) inoculadas con *Glomus mosseae*, aspersiones de AG3, aplicaciones de NPK al suelo y Fertilizacion Foliar. Tesis Maestro en Ciencias. Montecillo, México. Colegio de Postgrados. Pp. 120.

Peng, S.; García, F. V.; Laza, R. C. and Cassman, K. G. 1993. Adjustment for specific leaf weight improves chlorophyll meter's estimate of rice leaf nitrogen concentration. *Agron. J.* 85:987–990.

Pérez-Rosales, R. S.; Villanueva-Rodríguez, R. y Cosío-Ramírez. 2005. El aceite de aguacate y sus propiedades nutricionales. *e-Gnosis* 3 (10): 1-11.

Pino, P.; Callejas, R.; Razeto, B. y Reginato, G. 2012. Análisis químico del extracto peciolar para evaluar el estado nutricional en la vid. *Pesq. agropec. Bras, Brasília*. 47(1):111-117.

Piekielek, W. P., Fox, R. H., Toth, J. D. & Macneal, K. E. 1995. Use of a chlorophyll meter at the early dent stage of corn to evaluate nitrogen sufficiency. *Agron. J.* 87:403–408.

Premkumar, A., F. Pliego-Alfaro, M. A. Quesada, J. F. Mercado, M. A. Barceló Muñoz. 2003. Influence of sucrose concentrations on *in vitro* rooting, growth, endogenous sugars and *ex vitro* survival of juvenile avocado. *J. Hort. Sci. Biotechnol.*, 78(1): 46-50.

Ramírez-Gil, J. G. 2016. Tratamientos pregerminativos y masa de la semilla como estrategia para mejorar la producción de plántulas de aguacate raza Guatemalteca. *La Habana. Cultivos Tropicales.* 37(4):115-125.
<http://dx.doi.org/10.13140/RG.2.2.31149.28648>

Raymond, H. Jr E. and Craig S. T. D. 2014. Chlorophyll Meter Calibrations for Chlorophyll Content Using Measured and Simulated Leaf Transmittances. *Agronomy Journal.* 106 (3): 931-933.

Reeves, D. W.; Mask, P. L.; Wood, C. W. and Delaney, D. P. 1993. Determination of wheat nitrogen status with a hand-held chlorophyll meter: influence of management practices. *Journal of Plant Nutrition.* 16(4): 781-796.

Reinés, A. M. M.; Rodríguez, C.A.; Carrillo, O. F.; Loza, A. LI. y Contreras, S. H. R. 2006. Nuevos avances en la biotecnología de la lombricultura. Editorial Universitaria. Ciudad de La Habana. Cuba. 38 p.

Reyes, A. J. C.; Alarcón, A. y Ferrera-Cerrato, R. 1997. Aspectos relacionados sobre el uso de la endomicorriza arbuscular en aguacate (*Persea americana* Mill). Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX. S.C. Harinas, México. IRENAT. Colegio de Postgraduados. Montecillo, México. p 68-78.
http://www.avocadosource.com/Journals/CICTAMEX/CICTAMEX_1997/ecol_2_97.pdf. Fecha de consulta: 09/02/2017.

Reyes, J. C.; Ferrera-Cerrato, R. and Alarcón, A. 1998. Endomicorriza vascular, bacteria, vermicomposta en plántulas de aguacate en vivero. Memoria Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX S.C. Coatepec Harinas, México, pp. 12-22.

Reyes-Alemán, J. C.; Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A. 1999. Aplicación de vermicomposta y hongos micorrízicos en la producción de planta de aguacate en vivero. Pp. 80-87.

Reyes-Alemán, J. C.; Ferrera-Cerrato, R. y Alarcón, A. 2005. Aplicación de vermicomposta y hongos micorrízicos en la Producción de planta de aguacate en vivero. Fundación Salvador Sánchez Colín. CICTAMEX. S.C. Área de Microbiología, Especialidad de Edafología. IRENAT. Colegio de Postgraduados. Pp. 68-78.

Richard J. C.; Kendrick N. M.; Richard, P. M. and Douglas G. P. 1990. Growing Conditions Alter the Relationship Between SPAD-501 Values and Apple Leaf Chlorophyll. HORTSCIENCE. 25(3):330-331. 1990.

Rivera-Espinosa, R. A.; Martín-Cárdenas, J. V.; Calderón-Puig, A. y Torres-Hernández, A. 2011. Utilización de cepas eficientes de hongos micorrízicos arbusculares en el desarrollo de portainjertos de aguacate en un sustrato suelo-cachaza. Cultivos Tropicales. 32 (2):172-183.

Reyes, S. M.; Villegas-Monter, A.; Colinas-León M. T. y Calderon-Zavala, G. 2000. Peso específico, contenido de proteína y de clorofila en hoja de naranjo y tangerino. Agrociencia 34: 49-55.

Rorie, R. L.; Purcell, L. C.; Mozaffari, M.; Karcher, D. E.; King, C. A.; Marsh, M. C. and Longer, D. E. 2011. Association of “greenness” in corn with yield and leaf nitrogen concentration. Agron. J. 103:529–535.

Rodriguez-Suppo, F. 1982. Fertilizantes; Nutrición Vegetal. AGT. Editor S.A. México, D.F. pag. 47-135.

Rodrigo, M. C.; Ginestar, J.; Boix, M.; Ramos, C. 2005. Evaluation of rapid methods for nitrate plant sap analysis of globe artichoke grown in sand culture. Acta Horticulturae. 697:393-397.

Rodrigo, M. C.; Ginestar, J. and Ramos, C. 2006. Evaluation of rapid methods for nitrate sap analysis in artichoke. Acta Horticulturae. 700:237-240.

Rodríguez, H. C., A. Lagunes T., R. Domínguez R. & L. Bermúdez V. 1982. Búsqueda de plantas nativas del estado de México con propiedades tóxicas contra gusano cogollero, *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith, y mosquito casero *Culex quinquefasciatus* Say. *Rev. Chapingo*, 7(37-38):35-39.

Sams, C.E. and Flore, J.A., 1982. The influence of age, position, and environmental variables on the photosynthetic rate of sour cherry leaves. *J. Am. Soc. Hortic. Sci.*, 107: 339-344.

Salazar-García, S. 2002. Nutrición del aguacate, principios y aplicaciones. Ed. Instituto de la Potasa y el Fósforo A. C. Querétaro México. Pp: 25-47.

Salisbury, F.B. and Ross, C.W. 1994. *Fisiología Vegetal*. Grupo Editorial Iberoamérica S.A., México, 759 p.

Sánchez, G.P. 2001. Simposio de nutrición en aguacate. I Congreso Mexicano y Latinoamericano del Aguacate. Uruapan Mich. Significance and potentials. *Scientia Horticultural* 68(4):1-24.

Sánchez-Pérez, J.; De La, L.; Alcántar, J. J.; Coria, V. M.; Anguiano, A. C.; Vidales, F. I.; Tapia, L. M.; Aguilera, J. L.; Hernández, R. G. y Vidales, F. J. 2001. Tecnología para producir Aguacate en México. SAGARPA-INIFAP. Campo Experimental Uruapan. Libro técnico Vol. 1 Michoacán, México. 208 p.

Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA). 2015. Boletín de Morelia, Michoacán. <http://www.sagarpa.gob.mx/Delegaciones/michoacan/boletines/Paginas/B0342015.aspx>

Seguel Fuentealba Alex. 2014. El potencial de las micorrizas arbusculares en la agricultura desarrollada en zonas áridas y semiáridas. *Rev. IDESIA (Chile)* 32 (1): 3-8.

SIAP (Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera) y SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación). 2016. Atlas

agroalimentario. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 1ª edición, México, pp. 236.

SIAP (Servicio de información Agroalimentaria y Pesquera). 2016. "Resumen nacional por estado" Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. <<http://www.siap.gob.mx/resumen-nacional-por-estado/>> (20 de abril de 2017.)

Schawentesius, R. R, Gómez, C. M. A. y Blas, B.H. 2007. México orgánico. Experiencias, Reflexiones, Propuestas. Universidad Autónoma de Chapingo.

Silveira, S. V.; de Souza, P. V. and Koller, O. C. 2002. Influencia de fungos micorrizicos arbusculares sobre o desenvolvimento vegetativo de porta-enxertos de abacateiro Pesquisa agropecuaria brasileira. 37 (11):1597-1604.

Silveira, S. V.; De Souza, P. V. D.; Koller, O. C.; and Schwarz, S.F. 2003. Elementos minerales y carbohidratos en plantones de aguacate 'Carmen' inoculados con micorrizas arbusculares. En Actas V Congreso Mundial del Aguacate. pp. 415-420.

Sivori, M. E. Montaldi, R. E. Caso H. O. 1980. Fisiología vegetal. Ed. Hemisferio sur S. A. Buenos Aires, Argentina. 681 p.

Scharf, P. C., and J. A. Lory. 2002. Calibrating corn color from aerial photographs to predict sidedress nitrogen need. Agron. J. 94:397-404. doi:10.2134/agronj2002.0397

Schaffer, B.; Wolstenholme, B. N. and Whiley A. W. (eds) The avocado. Botany, production and uses. 2nd edition. CABI, pp. 268-300.

Smith S. E. and Read, D.J. 2008. Mycorrhizal Symbiosis, 3a. Ed. Elsevier Ltd., London, England. 787 p.

Studstill, D. W.; Simonne, E. H.; Hutchinson, C. M.; Hochmuth, R.; Dukes, M.; Davis, W. 2003. Petiole sap testing sampling procedures for monitoring pumpkin nutritional status. Communications in Soil Science and Plant Analysis. 34:2355-2362.

Tamayo, V. A. 2008. Nutrición y fertilización. Centro de investigación La Selva Rionegro, Antioquia, Colombia. Pp. 84-106.

Tapia, L. M., Larios A; Anguiano, J. y Vidales, L. 2007. Lixiviación de nitratos en dos sistemas de manejo nutricional y de agua en aguacate de Michoacán. Proceedings VI World Avocado Congress (Actas VI Congreso Mundial del Aguacate) Viña Del Mar, Chile.

Tapia, V. L. M., Vidales F. I., Larios G.A. y Coria, A. V. M 2009. Consideraciones prácticas para el manejo del nutri-riego en aguacate. Folleto técnico Num.5 Uruapan Michoacán. Pp.11-33

Taber, H. A. 2001. Petiole sap nitrate sufficiency values for fresh market tomato production. *Journal of Plant Nutrition*. 24:945-959.

Tomati, U.; Galli, E. and Buffone, R. 1993. Compost in floriculture. *Acta Horticulturae*. 342:175-181.

Téliz D., y Mora A. 2007. El aguacate y su manejo integrado. (2a. ed.) Mundi-prensa México pp. 235-246.

Téliz, O. D. 2000. El aguacate y su manejo integrado. Editorial Mundi Prensa. 18 edición. México. 219 p.

Torres-Netto, A.; Campostrini, E.; Oliveira, J. G. and Smith, R. E. B. 2005. Photosynthetic pigments, nitrogen, chlorophyll a fluorescence and SPAD-502 readings in coffee leaves. *Scientia Horticulturae*, Amsterdam. 104(2):199-209.

Torres Netto, A.; Campostrini, E.; Oliveira, J. G. and Yamanishi, O. K. 2002. Portable chlorophyll meter for the quantification of photosynthetic pigments, nitrogen and the possible use for assessment of the photochemical process in *Carica papaya*. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. 14(3): 203-210.

Úsuga, C. E.; Castañeda, D. A. y Franco, A. E. 2008. Multiplicación de hongos micorriza arbuscular (H.M.A.) y efecto de la micorrización en plantas

micropropagadas de banano (*Musa* AAA. cv. Gran enamo) (*Musaceae*). *Revista Facultad Nacional de Agronomía*. 61: 4279-4290.

Uddling, J.; Gelang-Alfredsson, J.; Piikki, K. and Pleijel, H. 2007. Evaluating the relationship between leaf chlorophyll concentration and SPAD-502 chlorophyll meter readings. *Photosynth Res*. 91:37–46.

Vidales-Fernández, I.; Larios-Guzmán, A.; Tapia-Vargas, L. M.; Guillén-Andrade, H. y Villaseñor-Ramírez, F. 2011. Criopreservación de germoplasma de aguacate. *Proceedings VII World Avocado Congress, (Actas VII Congreso Mundial del Aguacate 2011)*. Cairns, Australia, pp. 5-9.

Villeneuve, S.; Coulombe, J.; Belec, C. and Tremblay, N. A. 2002. Comparison of sap nitrate test and chlorophyll meter for nitrogen status diagnosis in broccoli (*Brassica oleracea* L. spp. *italica*). *Acta Horticulturae*. 571:171-177.

Vidales, F. J. A. 2007. *Memorias del Curso de Plagas y enfermedades*. FIRA Morelos, México. pp. 10.

Williams, L. O. 1977. The avocados, a synopsis of the genus *Persea* subg. *Persea*. *Economic Botany*. 31:315-320.

Wood, C. W.; Reeves, D. W. and Himelrick D. G. 1993. Relationships between chlorophyll meter readings and leaf chlorophyll concentration, N status, and crop yield: A review. *Proceedings Agronomy Society of N. Z.* 23.

Zhu, J. 2001. Plant salt tolerance. *Trends Plant Science*, 6: 66-71.