



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO



Centro Universitario UAEM Tenancingo

OBTENCIÓN DE LA PLANTA COMERCIAL VARIEDAD HASS, MEDIANTE LA TÉCNICA DE PROPAGACIÓN CLONAL DESDE LA EVALUACIÓN DE LA PLANTA NODRIZA HASTA LA INJERTACIÓN DEL CLON.

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
INGENIERO AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**

PRESENTA:

KARINA DENISSE ESTRADA NAVA

DIRECTORES DE TESIS:

Dr. Juan Carlos Reyes Alemán

Dr. Jaime Mejía Carranza

Asesor:

Dra. Elizabeth Urbina Sánchez

Tenancingo, Estado de México

septiembre 2015

DEDICATORIA

Este trabajo está dedicado a una gran mujer, que desde que me tuvo en su vientre trabajo muy duro para brindarme la oportunidad de estudiar, oportunidad que a ella le habrían negado 35 años atrás, y compartió su visión de brindarme todo lo que ella habría querido para sí, ¡ser profesionalista!

Ahora Sra. Enequina Nava Trujillo le dedico este trabajo de tesis como símbolo de mi agradecimiento total por confiar en mí.

Sólo puedo decir... ¡Gracias mamá te quiero mucho!

AGRADECIMIENTOS

Principalmente a Dios por brindarme la oportunidad de vivir y poder disfrutar la felicidad de este logro al culminar con mi trabajo de tesis.

En especial a la Fundación Salvador Sánchez Colín, CICTAMEX S.C. por brindarme un espacio en sus instalaciones donde se llevó a cabo la investigación y proporcionarme todo el material vegetativo.

A mi casa de estudios, la Universidad Autónoma del Estado de México y en específico al Centro Universitario UAEM Tenancingo, de la escuela que me enorgullece ser egresada.

Agradezco al Dr. Juan Carlos Reyes Alemán por la oportunidad de trabajar en este proyecto de investigación de donde se derivó esta tesis. Gracias por su asesoría y consejos para la realización y culminación de esta tesis, muchas gracias doctor.

Al Dr. Jaime Mejía Carranza por sus recomendaciones, por su tiempo brindado para todas mis dudas que fueron para mí de gran ayuda.

A la Dra. Elizabeth Urbina Sánchez por todas sus observaciones en este trabajo de investigación que fueron de vital importancia.

A mis Hermanos Chame, Omar, Lili, Mar, Dory, Ivan, gracias por toda su ayuda y palabras de aliento en los momentos difíciles de mi vida.

A mis amigos Naye, Alis, Lucerito, Víky, y todas aquellas personas que me estiman mucho y me recordaron que en la vida se deben de cerrar ciclos para terminar las cosas correctamente. Es decir para ser profesionista me hacía falta algo; mi título profesional por lo que solo me queda dar las gracias a ustedes.

Índice

INDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE DE FIGURAS	vi
RESUMEN	viii
INTRODUCCIÓN.....	1
1.REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
1.1. Importancia del Aguacate en México	3
1.2. Distribución del aguacate en el Estado de México	5
1.3. Descripción de la faja aguacatera del Estado de México	5
1.4. Descripción física, ambiental y su efecto en la calidad final de la fruta.	8
1.4.1. Problemática del cultivo en el Estado de México.	10
1.4.2. Producción actual de aguacate en el Estado de México por municipio.	11
1.5. Fenología del aguacate y características del suelo en el Estado de México.	12
1.6. Requerimientos de suelo y clima ideales para el desarrollo del aguacate.....	12
1.7. Aspectos de suelo que marcan la necesidad de portainjertos clonales en el Estado de México.....	13
1.8. Origen y taxonomía	15
1.8.1. Recursos genéticos del aguacate que pueden ayudar en la búsqueda de genotipos tolerantes a las necesidades de portainjertos.	18
1.9. Morfología del aguacate	22
1.9.1. Comportamiento de la floración.	23
1.10. Aprovechamiento y uso del cultivo del aguacate.	24
1.11. Producción de plantas en vivero.....	25
1.11.1. Problemas fitosanitarios en vivero	26
1.11.2. Propagación a partir de semilla.....	26
1.11.3. Propagación vegetativa	28
1.11.4. Propagación clonal	29
1.12. Cronología sobre experiencias de la propagación clonal en el cultivo de aguacate.....	45
2.JUSTIFICACIÓN	48
3.OBJETIVOS	50
3.1. OBJETIVO GENERAL	50
3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	50
4.HIPÓTESIS	51

5.MATERIALES Y MÉTODOS.....	52
5.1. Localización del experimento	52
5.2. Material vegetativo empleado en los experimentos	52
5.3. Experimentos.....	54
5.4. Tamaño de la muestra	55
5.5. Injertación de las nodrizas	55
5.6. Desarrollo en la cámara oscura	56
5.7. Aplicación de hormonas.....	57
5.8. Separación del brote etiolado (portainjerto clonado).	57
5.9. Desarrollo del clon injertado.....	58
5.10. Análisis estadístico.....	60
6.RESULTADOS Y DISCUSIÓN	62
6.1. Intervalos de tiempo en el desarrollo de las etapas de la planta clonada.	62
6.2. Experimento 1. Desarrollo de las diferentes fuentes de semilla utilizadas como plantas nodriza.....	64
6.3. Experimento 2. Crecimiento diferencial de los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.....	66
6.4. Experimento 3. Efecto de la nodriza Filtro negro y Floccosa 10 sobre el desarrollo final de los portainjertos Thomas y Duke 7.	68
6.5. Experimento 4. Respuesta del cultivar Hass en diámetro y altura injertado sobre los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.	70
6.CONCLUSIONES.....	72
7.BIBLIOGRAFIA.....	73

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Superficie cultivada de aguacate por estado hasta el mes de junio de 2013 (SIAP-SAGARPA, 2013).....	4
Cuadro 2. Requerimientos edafo-climaticos del aguacate Hass	9
Cuadro 3. Principales municipios productores de aguacate en el Estado de México y superficie reportada hasta junio del 2013.....	11
Cuadro 4. Requerimientos agroecologicos para el aguacate Hass (Santos, 2013).....	14
Cuadro 5. Distritos de Desarrollo Rural (DDR) y municipios con potencial para el cultivo de aguacate var. Hass en el Estado de México (Santos,2013).....	13
Cuadro 6. Subgéneros <i>Persea</i> y <i>Eriodaphne</i> y sus principales especies en América.....	19
Cuadro 7. Cronología de experiencias de propagación clonal (1971-2013)..	45
Cuadro 8. Descripción de 17 genotipos del banco de germoplasma de CICTAMEX S.C., utilizados como plantas nodrizas..	53
Cuadro 9. Genotipos empleados en los experimentos como donadores de semilla.	66
Cuadro 10. Crecimiento longitudinal (cm) del portainjerto clonado después de separado de la planta nodriza.	66
Cuadro 11. Crecimiento diametral (mm) del portainjerto clonado, después de separado de la planta nodriza.	67
Cuadro 12. Incrementos del portainjerto clonado en altura (cm) alcanzado por las plántulas en cinco fechas de observación.....	67
Cuadro 13. Incrementos del portainjerto clonado en diámetro (mm) alcanzado por las plántulas de distintos tratamientos, en cinco fechas de observación.....	68
Cuadro 14. Efecto de la planta nodriza sobre la altura (cm) del portainjerto clonado.....	68
Cuadro 15. Efecto de la planta nodriza sobre el diámetro (mm) del portainjerto clonado.....	69
Cuadro 16. Incremento final (mm) del desarrollo de la variedad Hass injertada sobre los portainjertos Thomas, Duke 7 y Derrumbe.	70

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Fenología del Aguacate en el Estado de México (Reyes <i>et al.</i> , 2010)	12
Figura 2. Características de Texturas y Profundidades de suelo en la faja aguacatera del Estado de México-(CICTAMEX (1990).	14
Figura 3. Mortandad de árboles recién plantados por problemas de pudrición de raíces en el Estado de México.	15
Figura 4. Comportamiento floral del aguacate (Stout, 1923; Gazit y Degani, 2007).	24
Figura 5. Desinfección de la semilla, empleando Captan a 3 g•L ⁻¹	34
Figura 6. Tratamientos de la semilla: (a) Eliminación de la cubierta seminal en una semilla y (b) “corte de candado”.	35
Figura 7. Desinfección de sustrato por calor en caldera.	36
Figura 8. Contenedor de 2 L con el sustrato desinfectado previamente.	36
Figura 9. Siembra de las semillas en contenedores.	37
Figura 10. Injerto de hendidura. Introducción de la vareta en el portainjerto.	39
Figura 11. Vista de las plantas dentro de la cámara de etiolación.	40
Figura 12. (a) Corte vertical en el tallo etiolado; (b) área tratada con AIB.	41
Figura 13. (a) Utilización de un vaso de plástico transparente de 240 ml en la parte basal de la sección etiolada; (b) llenado de vaso con medio enraizante colocado en una porción pre-tratada del brote etiolado para inducir el enraizamiento.	42
Figura 14. (a) Desarrollo de la raíz dentro del vaso a las 3 semanas de la separación del clon (Duke 7). (b) Aclimatación del clon durante 3 semanas.	42
Figura 15. Injerto de enchapado lateral de la variedad Hass en el clon seleccionado.	43
Figura 16. Vivero La Cruz, de la Fundación Salvador Sánchez Colín en Coatepec Harinas, México.	52
Figura 17. Injertación de la nodrizas con: Duke 7, Thomas y Derrumbe (injerto de hendidura).	56
Figura 18. Desarrollo del portainjerto que será clonado, dentro de la cámara obscura.	56
Figura 19. Aplicación de Hormonas al brote etiolado.	57
Figura 20. Promoción de raíces en el brote etiolado.	58
Figura 21. Desarrollo del portainjerto clonal de manera independiente con sus nuevas raíces.	58
Figura 22. Desarrollo de plantas clonadas bajo malla sombra.	59

Figura 23. Injertacion de la plantas clonadas con la variedad Hass (injerto de enchapado lateral).....	59
Figura 24. Desarrollo de la variedad “Hass” sobre los portainjertos clonales, antes de realizar la práctica del “destoconado”.	60
Figura 25. Tiempos logrados en el proceso de la propagación clonal (Dibujos: Oscar Israel Sánchez, 2013).....	64
Figura 26. Altura promedio de las 17 plantas nodrizas de aguacate (<i>Persea americana</i> Mill.) a los 140 días de la siembra.	65

RESUMEN

Con la finalidad de conocer la eficiencia de diferentes donadores de semilla al ser utilizados como plantas nodriza durante el proceso de propagación clonal de **portainjertos** de aguacate, se evaluaron **17** diferentes fuentes de semilla. Se observó que las plantas provenientes de la especie *Persea floccosa* tienen potencial para ser empleadas como plantas nodrizas, así como las semillas del genotipo “Filtro Negro” por su uniformidad y vigor. Se dió seguimiento al desarrollo en vivero de 3 clones; Thomas, Derrumbe y Duke 7, se observó que después de ser desprendidos de su planta nodriza, existieron diferencias significativas en cuanto a los incrementos en su desarrollo (altura) 45 días después de la aclimatación del portainjerto clonal siendo los mejores Derrumbe y Thomas a comparación con Duke 7. En lo referente a los incrementos del portainjerto clonado en diámetro no existieron diferencias significativas entre los genotipos Thomas, Derrumbe y Duke 7. Con respecto a la variable altura del clon hasta su injertación con Hass, no hubo influencia al usar cualquiera de los dos tipos de nodriza “Filtro Negro” y “Floccosa 10”, pero si la hubo en el diámetro de la planta clonada al utilizar “Filtro Negro” lográndose un mayor incremento con respecto a “Floccosa 10”, esto probablemente a que la semilla de “Filtro Negro” es más grande con respecto a “Floccosa 10”. Se propone a *Persea floccosa* como una especie a utilizar como donador de semilla por ser una especie distinta de *Persea americana* Mill., por su productividad y compatibilidad de planta (variable altura) como fuente de semilla. Se pudo evaluar el incremento final del desarrollo de la variedad Hass sobre los tres portainjertos clonados; Thomas, Derrumbe y Duke 7, en los cuales no se observó diferencia estadística en ninguno de los tres portainjertos usados. Sin embargo en las semanas de medición 6, 10 y 11 Thomas logró un mayor porte (altura) en comparación con Derrumbe y Duke 7. Se identificaron las etapas e intervalos de tiempo necesarios para la generación de planta clonada de aguacate “Hass”, desde la siembra de la semilla nodriza hasta el desarrollo final del injerto comercial.

INTRODUCCIÓN

Los arboles de aguacate en la actualidad se forman por lo general de dos partes resultantes del injerto: la copa y la raíz. La copa corresponde al cultivar injertado y también forma parte del tronco, mientras que la raíz es parte del portainjerto y por lo general contribuye a lo que es el tronco. En el caso de los portainjertos se buscan atributos que confieran principalmente una buena adaptación al árbol, ya que de esto depende el éxito o fracaso de una plantación. La selección de portainjertos con características deseables para cierta región, permitiría la explotación uniforme (productividad) debido a la baja variabilidad genética por propagación clonal (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

México es uno de los países con amplia diversidad de tipos de aguacate de la cual se reportan al menos 20 diferentes especies relacionadas. Esta gran variabilidad puede deberse a las diferentes condiciones ambientales existentes en el territorio nacional ya que la naturaleza ha conferido al aguacate, mecanismos que maximizan su cruzamiento, que incrementan la variabilidad genética y amplían la adaptación a un mayor número de ambientes (Bergh, 1992, Barrientos-Priego *et al.*, 2000). En contraste a lo anterior, en México no se ha diversificado el uso de portainjertos sobresalientes en aguacate, limitado solo a patrones generados por semillas provenientes de la raza mexicana (*Persea americana* Var. *Drymifolia*) que en ciertas condiciones ya no resultan tan eficientes.

Los recursos genéticos del aguacate en México son una fuente importante de genes que pueden utilizarse para el mejoramiento genético de cultivares y de portainjertos, esfuerzos hechos al respecto parecen modestos ante la riqueza genética que aún puede ser evaluada. Sin embargo, estos recursos están desapareciendo rápidamente debido principalmente al cambio de uso de suelo, enfermedades del suelo y utilización de la madera lo cual conlleva a lo que se conoce como erosión genética (Barrientos y López-López, 2000), esto hace innegable que exista la necesidad de rescatar los recursos genéticos que puedan utilizarse en el futuro, antes de que se pierdan.

En la actualidad la producción de plantas portainjerto de aguacate se ha manejado mediante propagación sexual, técnica que por años ha dado como resultado huertos heterogéneos, que reflejan un comportamiento desuniforme en las plantas injertadas y plantaciones

susceptibles a la pudrición de raíz. La desuniformidad se refleja al dar fuertes desigualdades en crecimiento y producción entre los arboles de las plantaciones, a pesar que las copas son genéticamente idénticas entre sí (Escobedo, 2009). Sin embargo, la propagación clonal mediante plantas etioladas o cultivo *in vitro* en aguacate garantiza la posibilidad de tener una plantación constituida por plantas genéticamente uniformes en su totalidad, libres de virus y enfermedades (Pullas, 2011).

Sin embargo, la marcada dificultad congénita del aguacate para formar raíces adventicias complica el proceso para la producción comercial de portainjertos clonales. Dicha necesidad obliga a superar las dificultades para buscar una tecnología adecuada que reduzca el costo de su propagación y a su vez está sea más eficiente (Escobedo, 2009).

El cultivo de aguacate es rentable y presenta óptimas perspectivas para el futuro, por lo que es primordial la utilización de nuevas técnicas para la propagación asexual de portainjertos, mediante la combinación de hormonas y variedades resistentes a enfermedades que permitan la propagación segura de plantas sanas. Estudios realizados en países como Chile, USA, España, Sudafrica, entre otros, han dado pauta a implementar la técnica de etiolación (Frolich y Platt, 1971) como un sistema de propagación clonal eficiente para el aguacate (Castro *et al.*, 2009; Pullas, 2011).

En México se están iniciando las evaluaciones de los portainjertos resistentes a *Phytophthora cinnamomi* a nivel de investigación y algunas pruebas de campo; sin embargo, la escasez de la planta con características deseables es uno de los problemas principales por lo que se propone el método de propagación clonal como solución a los problemas de variabilidad genética (Campos *et al.*, 2012). Debido a todo lo anterior, se planteó el presente trabajo, para describir la técnica de propagación clonal con la finalidad de producir planta de aguacate con mayor sanidad y reducir los problemas de pérdidas al momento de establecer huertas comerciales haciendo uso del potencial genético de especies e híbridos con características sobresalientes para su propagación.

1. REVISION DE LITERATURA

1.1. Importancia del Aguacate en México

La importancia socioeconómica del aguacate se deriva del beneficio que derrama entre productores, comercializadores, industrializadores y consumidores. Los huertos generan empleo al demandar mano de obra para las podas, los riegos, la nutrición y el manejo fitosanitario, la cosecha, el acarreo, la selección, el empaque, el traslado, el mercadeo y ventas al mayoreo o menudeo (Téliz *et al.*, 2000).

De acuerdo a Sánchez (1994), menciona que una persona puede manejar en promedio dos hectáreas de una huerta de aguacate, por lo que concluye que de las actividades aguacateras solamente en el estado de Michoacán dependen económicamente en forma directa 42,500 jefes de familia dedicados exclusivamente a labores del campo, además de otro numeroso grupo de personas equivalente a un 70% de esa cifra, integrado por quienes se dedican a surtir plaguicidas, fertilizantes, maquinaria agrícola, implementos de labranza, de cosecha y otros insumos; así como por aquellos que proporcionan asistencia técnica en labores culturales, industriales, de sanidad vegetal, administrativos, legales, de obras de construcción, mantenimiento de caminos, telecomunicaciones, electrificación, sistemas de riego, empacadoras, refrigeradoras, transportistas, talleres mecánicos, comerciantes del producto en el país, exportadores y otras actividades.

El cultivo de aguacate ha despertado interés entre los productores de México en los últimos años debido a su alto rendimiento y características nutritivas que lo colocan en un lugar privilegiado de consumo y con altas opciones de exportación. Tan solo de la producción nacional agrícola total, el cultivo de aguacate tuvo un valor de producción de 16, 608,146.76 miles de pesos de una superficie plantada de 151,022.65 hectáreas lo que equivale a \$109,971.20 (ciento nueve mil novecientos setenta y uno dos centavos M/N) por hectárea (SIAP-SAGARPA, 2012). Por otra parte, México es actualmente el principal exportador, para el 2013, se vendieron 1.202.624 toneladas de aguacate siendo el comprador más importante Estados Unidos de América con 563.492 toneladas seguido por Japón y Canadá principalmente (Trade map, 2014) . Los estados con mayor producción se citan en el cuadro 1, entre los que destacan Michoacán, Jalisco, Estado de México y Nayarit, que comprenden

más del 72.7% de la superficie total cultivada. En Michoacán para el 2012 se cultivaron alrededor de 112,673.34 hectáreas, con una producción aproximada de 1,117,338.49 toneladas de fruta que correspondieron al 84.89 % del volumen de la producción nacional (SIAP- SAGARPA, 2012).

Cuadro 1. Superficie cultivada de aguacate por estado hasta el mes de junio de 2013 (SIAP-SAGARPA, 2013).

Estado	Superficie Cultivada (ha)
Michoacán	122251
Jalisco	13436
México	6671
Nayarit	5285
Guerrero	3941
Morelos	3,617
Chiapas	3,303
Puebla	2622
Oaxaca	1,831
Durango	1173
Veracruz	715
Nuevo León	688
Colima	553
Hidalgo	508
Yucatán	482
Sinaloa	282
Guanajuato	204
Baja California Sur	173
Querétaro	120
Campeche	64
Tabasco	59
Zacatecas	59
Baja California	34
Sonora	27
San Luis Potosí	22
Aguascalientes	19
Tamaulipas	15
TOTAL	168,155

1.2. Distribución del aguacate en el Estado de México

En el Estado de México el aguacate se desarrolla al sur en una faja interior de este a oeste en el eje neovolcánico y Nevado de Toluca en la que se pueden ubicar al menos 3 ambientes climáticos diferentes que son templado, intermedio y cálido, con alturas de 2300, 2000 y 1700 msnm respectivamente (Monteagudo-Rodríguez, 2012). Dicha faja incluye a los municipios de Ocuilan, Malinalco, Joquicingo, Zumpahuacán, Tenancingo, Villa Guerrero, Ixtapan de la Sal, Coatepec Harinas, Sultepec, Almoloya de Alquisiras, Temascaltepec, San Simón de Guerrero, Tejupilco, Amatepec, Otzoloapan, Santo Tomás de los Plátanos, Amanalco de Becerra, Valle de Bravo, Donato Guerra, Villa de Allende e Ixtapan del Oro; y se prolonga con los estados de Morelos y Michoacán.

1.3. Descripción de la faja aguacatera del Estado de México

a) Altitud y Latitud.

La faja aguacatera se encuentra comprendida dentro de las altitudes de 1500 a 2200 msnm. Con respecto a la latitud, la posición de la faja aguacatera sigue la posición Sur-Oeste del eje Neovolcánico, posición que le da una adecuada disposición con respecto a la incidencia de la luminosidad.

b) Clima

I. Temperatura

Dado que existe un gradiente por altura, habrá una importante variación de la temperatura. En las partes superiores puede ser de 16°C pero con incidencias de heladas; mientras que en la parte intermedia de la faja, la temperatura promedio es de 18.5°C sin presencia de heladas. La temperatura promedio de la faja es de 17.7°C que es adecuada para el cultivo de aguacate.

II. Precipitación

El cultivo del aguacate, requiere un régimen de precipitación que es mayor de 800 mm anuales; en la zona del presente estudio se tiene una precipitación promedio de 1100 mm anuales y se distribuyen de acuerdo al climograma correspondiente.

c) Suelos

Dada la gran variedad tanto de topografía, material formado del suelo y vegetación, es de esperar también, que los suelos de faja aguacatera sean muy diversos, por lo que se describe una breve anotación de los tipos de suelo que existen en la faja aguacatera para el Estado de México (CICTAMEX, 1985):

- **Acrisol (A)** Son suelos altamente intemperizados y con horizontes argílicos, el término “acries” se refiere a la acidez (muy ácido), tiene baja capacidad para retener nutrientes, por consecuencia son de baja fertilidad, siendo necesario tener un programa de fertilización bien elaborado y un mejoramiento del suelo que incluya aplicaciones de materia orgánica, fertilizantes de residuos neutro o alcalino y subsuelos profundos para evitar la capa de acumulación de arcilla, ya que para el aguacate es un factor limitante. Este tipo de suelo se localiza en los municipios de Malinalco, Tenancingo, San Simón de Guerrero, Coatepec Harinas, Almoloya de Alquisiras, Temascaltepec, Zacazonapan, Otzoloapan.
- **Andosol (T)** Connotativo de los suelos formados por materiales ricos en vidrios volcánicos, son también de alto contenido de materia orgánica. Con una alta capacidad de retención de nutrientes así como una buena permeabilidad, lo cual los hace ser los más propios para el cultivo del aguacate debiéndose tener cuidado en el manejo de fertilizante fosforado, ya que presentan una fuerte afinidad para retenerlo. Los municipios que comprenden este tipo de suelo son: Tenancingo, Malinalco, Ocuilan, Temascaltepec, Valle de Bravo, Otzoloapan.

- **Cambisol (B)** (Del Latín cambiare, cambio); describe a los suelos cuyo cambio de color estructura y consistencia han tenido lugar debido al intemperismo in situ, es decir en el mismo perfil. Su fertilidad de esta unidad de suelos es variable ya que dependen del tipo de material bajo el cual se estén formando; así como del proceso de acumulación de materia orgánica; sin embargo, con aplicación de fertilizantes y abonos, dichos suelos son de muy buena productividad adecuándose a la plantación de aguacates ya que además de características anteriores también tiene buen drenaje interno. Este tipo de suelo se localiza en los municipios de: Zumpahuacan, Zacualpan, Villa Guerrero y Valle de Bravo.
- **Faeomzem (H)** Son suelos con una capa rica en materia orgánica, por lo cual son cafés oscuros y con buen contenido de nutrientes, dicha capa es debido al proceso de adición y acumulación de materia orgánica. Los faeozem son suelos que se emplean en la producción de cultivos básicos, debido a su buen drenaje interno, propiedad adquirida por el alto contenido de materia orgánica así como la de buena fertilidad. Son suelos con aptitudes adecuadas para el cultivo del aguacate, ya que la única limitante podría ser la profundidad del suelo o que se encontraran en una zona climática para el aguacate de tipo mexicano. Se localiza en los municipios de: Malinalco, Tenancingo, Zumpahuacan, Zacazonapan, Otzoloapan y Valle de Bravo.
- **Luvisol (L)** (Del latín livi, lavar, lixiviar); son suelos cuya característica principal es la de contener un horizonte de acumulación de arcilla, originando en la parte superficial una capa de suelo con textura más arenosa, ya que es la donadora de dicha arcilla. Tienen buena capacidad para retener nutrimentos; así como una buena fertilidad natural, cuando el uso natural que se les da, es de praderas o forestal entonces presenta una acumulación de materia orgánica. Dada la característica del horizonte argílico presentan una doble limitante para el cultivo del aguacate siendo estas la textura que es muy fina o arcillosa y la permeabilidad muy lenta, limitante que pueden originar enfermedades fungosas. Estas limitante pueden ser disminuidas si antes de la plantación se subsolea y luego se rotula el horizonte argílico, tratando de invertir al suelo para evitar sus efectos negativos, así como la incorporación de materia

orgánica. Este suelo se distribuye en los municipios de: Zumpahuacan, Tenancingo, Almoloya de Alquisiras, Zacazonapan y Valle de Bravo.

- **Regosol (L)** (Del Griego rhexos, cubierta); son suelos de material suelto originado por erupciones volcánicas o depósitos eólicos que forman una capa que reposa sobre la roca dura subyacente; son suelos con poco o nulo desarrollo; se les llama suelos esqueléticos; dependiendo del tipo de materia que se esté depositando pueden ser fértiles o infértiles. Tiene serie de limitantes que las hace poco factibles para el aguacate; son poco profundos, con escasa capacidad de retención de humedad, de fertilidad muy variable y textura arenosa que impide un buen anclaje del árbol. Este tipo de suelo se encuentra en los municipios de: Zacualpan, Tlatlaya, Amatepec, Sultepec, Tejupilco y Sultepec.
- **Vertisol (V)** Son suelos con un alto contenido de arcilla en todo el perfil; tienen un proceso de expansión-compresión que está en función del contenido de humedad. El alto contenido de arcilla así como su lenta permeabilidad los hace deseables para cultivos que requieren un alto contenido de humedad (arroz, forrajes) mientras que para el cultivo del aguacate, estas características son de efectos negativos, por lo cual no son aptos aún con prácticas de mejoramiento de suelo. Se localizan en los municipios de Tonatico, Tenancingo, Ixtapan de la Sal, Temascaltepec, Zacazonapan y Valle de Bravo.

Es importante enfatizar que de las 232,000 ha, 41,000 ha se han identificado como aptas para el cultivo de aguacate, siempre y cuando se cuente con la disponibilidad de agua mediante concesiones de agua de riego para uso agrícola o de temporal. Las zonas de producción en su mayoría son superficies pequeñas que van de una a dos hectáreas con ambientes climáticos variables.

1.4. Descripción física, ambiental y su efecto en la calidad final de la fruta.

En el **cuadro 2**. Se anota las condiciones edafo-climáticas del aguacate Hass.

Cuadro 2. Requerimientos edafo-climaticos del aguacate Hass

Condición edafo-climática	Valor o rango	Observaciones
Altitud	1000-2000 msnm	Los terrenos ubicados en los extremos de estas altitudes deben ser evaluados por un técnico para definir si es viable el cultivo y establecer las medidas preventivas a tomar. A menos de 1000 msnm no hay fructificación. A más de 2000 msnm las horas luz son menores y hay temperaturas más bajas, lo que se refleja en una tasa de fecundación de flores.
Temperatura	16-18 °C	Temperaturas más bajas de las mencionadas pueden causar quema de la fruta por escarcha.
Luminosidad	n.d.	Si hay poca luminosidad se presentan bajos rendimientos, aunque hay fruta de mayor tamaño. La reducción de la producción hasta un 35%. Las plantaciones deben estar situadas donde haya mayor iluminación y donde el terreno éste ligeramente accidentado u ondulado.
Precipitación	1200 mm anuales	Sequías prolongadas provocan caída de hojas, lo que reduce el rendimiento y se producen frutillos de menor calibre, el exceso de precipitación durante la floración y fructificación reduce la producción y provoca la caída del fruto.
Viento		La plantación necesita protección natural contra el viento porque produce daño, rotura de ramas, caída del fruto, especialmente cuando están pequeños. También, cuando el viento es muy seco durante la floración, reduce el número de flores y por consiguiente de frutos. Los vientos muy fuertes tienen un efecto directo sobre la calidad del fruto, ya que se producen lesiones en la cáscara producto del movimiento brusco de las ramas.
Humedad relativa		El exceso de humedad relativa puede ocasionar el desarrollo de enfermedades fungosas que afectan el follaje, la floración, la polinización y el fruto, lo que afecta directamente la apariencia y calidad de la pulpa del aguacate. Un ambiente muy seco provoca la muerte del polen con efectos negativos sobre la fecundación y con ello la formación de menor número de frutos, lo que también se puede reflejar en frutos deformes.
Suelos	Textura liviana	El exceso de humedad es el peor enemigo del cultivo. La humedad propicia un medio adecuado para el desarrollo de enfermedades de la raíz, fisiológicas como la asfixia radical y fungosa como Phytophthora o Fusarium. Suelos profundos, bien drenados, con pH neutro o ligeramente ácido (5,5 a 7).

Fuente: Manual de Manejo Pre y Poscosecha de Aguacate (Cerdas *et al.*, 2006).

1.4.1. Problemática del cultivo en el Estado de México.

“El establecimiento de una plantación de aguacate, tan solo para el Estado de México la calidad de la planta en vivero es variable ya que no existe una certificación para la producción de planta de aguacate en vivero (Rubí-Arriaga *et al.*, 2013); donde además, no se ha hecho investigación en la zona aguacatera para obtener portainjertos productivos y tolerantes a enfermedades. El empleo de una sola variedad no ha permitido cubrir épocas de nula producción de aguacate, las cuales son ventanas de oportunidad para los productores y mejorar sus ingresos. Aunado a esto, el productor tiene un desconocimiento de la fenológica del cultivo así como su manejo agronómico (plantación, plagas, enfermedades, control sanitario y nutrición), por lo que se sugiere continuar con investigación de un cultivo noble, como es el aguacate (Reyes, A. J. C. 2015. Comunicación personal)”.

De acuerdo a Rubí-Arriaga y colaboradores (2013) la producción de aguacate tan solo en el Estado de México, tiene una marcada preferencia de los productores para establecer huertas con la variedad Hass con un 90 %, 7% de la variedad fuerte y un 3% del criollo. Esta predilección de los productores con la variedad Hass se basa a características de adaptabilidad, calidad de fruto y fácil comercialización por su alta aceptación en el mercado. Sin embargo esto está llevando a la pérdida de germoplasma que conlleva a la erosión genética de esta especie, por el cambio de huertas de materiales criollos a variedades comerciales, es difícil encontrar dichos ejemplares en huertas pero los podemos observar en bordos como límite de terrenos o en traspatios de las casas.

Es preciso destacar que existe una marcada tendencia al establecer nuevas plantaciones en nuevas zonas, es decir; se están creando nuevas áreas de cultivo, como es el caso de Zumpahuacan y Joquicingo, y que estas nuevas plantaciones se están estableciendo en las zonas montañosas cubiertas de bosque, lo que origina problemas de deforestación y que se convierte así en la base de problemas ambientales de consideración en el corto, mediano y largo plazo (Rubí-Arriaga *et al.*, 2013).

1.4.2. Producción actual de aguacate en el Estado de México por municipio.

En el cuadro 3. Se muestra la superficie cultivada actual con aguacate en el Estado de México según cifras de SIAP-SAGARPA (2013).

Cuadro 3. Principales municipios productores de aguacate en el Estado de México y superficie reportada hasta junio del 2013.

Distrito	Municipio	Superficie establecida (ha)
Coatepec Harinas	Almoleya de Alquisiras	503
	Coatepec Harinas	2,036
	Ixtapan de la Sal	18
	Malinalco	219
	Ocuilan	218
	Sultepec	76
	Tenancingo	830
	Texcaltitlan	9
	Villa Guerrero	294
	Zacualpan	40
Tejupilco	Amatepec	50
	Luvianos	75
	San Simón de Guerrero	15
	Tejupilco	48
	Temascaltepec	420
Texcoco	Atlautla	147
	Ecatzingo	34
	Ozumba	50
	Tepetlixpa	36
Toluca	Joquicingo	110
Valle de Bravo	Amanalco	20
	Donato Guerra	564
	Ixtapan del Oro	184
	Otzoloapan	3
	Santo Tomas	50
	Valle de Bravo	220
	Villa de Allende	399
	Zacazonapan	2
TOTAL		6,671

Fuente: SIAP-SAGARPA, 2013.

1.5. Fenología del aguacate y características del suelo en el Estado de México.

En la Figura 1 se muestran los meses probables en que suceden las etapas fenológicas para el cultivo de aguacate en el Estado de México, cuyo conocimiento permite implementar el manejo correcto del cultivo (Monteagudo-Rodríguez, 2012; Reyes *et al.*, 2010).

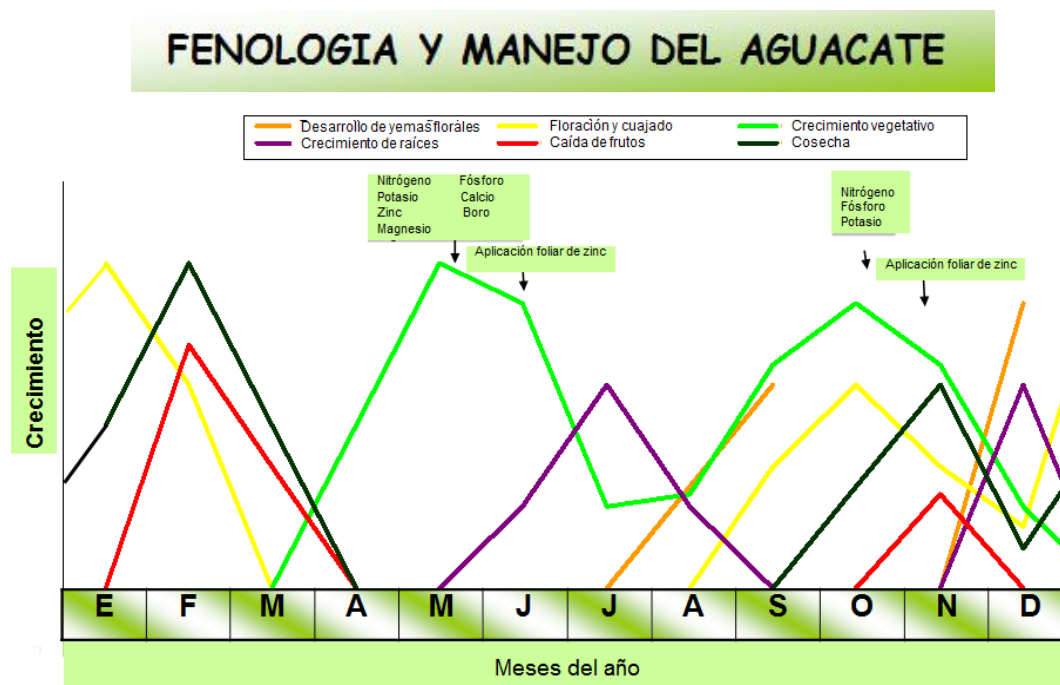


Figura 1. Fenología del Aguacate en el Estado de México (Reyes *et al.*, 2010).

1.6. Requerimientos de suelo y clima ideales para el desarrollo del aguacate.

Para cualquier factor de clima y suelo el aguacate var. Hass tiene un límite mínimo de tolerancia, una oscilación de valor óptimo y un límite máximo de tolerancia según explica Santos (2013).

Con base en información bibliográfica y técnicas de sobreposición de mapas, Santos (2013) determinó los límites: mínimo y máximo para la distribución del aguacate en el Estado de México con base en función de sus requerimientos óptimos cuadro 4.

Cuadro 4. Requerimientos agroecológicos para el aguacate Hass (Santos, 2013).

Factor	Valor o condición		
	Mínimo	Optimo	Máximo
Temperatura °C	12	18-22	27
Precipitación mm	850	1000 – 1400	1800
Tipo de suelo	Vertisol	Andosol	Vertisol
Textura del suelo	Media	Ligera (Franco)	Media (Arcilloso)
Altitud (msnm)	1200	1600 – 2200	2400
Pendiente (%)	1	5 – 10	20

1.7. Aspectos de suelo que marcan la necesidad de portainjertos clonales en el Estado de México.

De acuerdo a Santos (2013), los requerimientos climáticos y edáficos de cuadro 4 se cumplen en los municipios que se citan en el cuadro 5.

Cuadro 5. Distritos de Desarrollo Rural (DDR) y municipios con potencial para el cultivo de aguacate var. Hass en el Estado de México (Santos, 2013).

DDR	Municipios con áreas potenciales	
Coatepec Harinas	Texcaltitlán	Almoloya de Alquisiras
	Coatepec Harinas	Villa Guerrero
	Tenancingo	Ocuilan
	Malinalco	Zumpahuacan,
	Tonatico	Ixtapan de la Sal
Tejupilco	Temascaltepec	San Simón de Guerrero
Texcoco	Tepetlixpa	Ozumba,
	Atlautla	Ecatzingo
Valle de Bravo	Villa de Allende	Donato Guerra
	Amanalco	Valle de Bravo
	Ixtapan del Oro	Santo Tomás
	Otzoloapan	Zacazonapan

Fisiográficamente las zonas ideales para el cultivo se encuentran en la zona de transición; localizada entre las coordenadas 18° 45' 00" y 19° 15' 00" latitud norte; 99° 25' 00" y 100° 28' 00" longitud oeste. Esta zona de transición, se encuentra en la Provincia de las Serranías Meridionales que divide al territorio estatal en otras dos provincias: 1) al norte la Provincia de la Altiplanicie y 2) al sur la Provincia de la Depresión del Río Balsas; perteneciente a la



Figura 3. Mortandad de árboles recién plantados por problemas de pudrición de raíces en el Estado de México.

1.8. Origen y taxonomía

El árbol de aguacate es originario de México, Centro América y Colombia, Venezuela, Ecuador y Perú de América del sur. Dicha planta se domesticó y se extendió por varias regiones de México y Centro América, la reproducción por semilla fue establecida en huertas de traspatio por varios siglos, lo que promovió amplia diversidad genética que facilitó la adaptación del aguacate a diversas regiones. Se conocen tres razas de aguacate que son la mexicana (originaria de México), la guatemalteca (originaria de Guatemala) y la antillana (adaptada a las Antillas), las cuales se consideran dentro de la especie *Persea americana* Mill. (Téliz *et al.*, 2000). En Costa Rica una especie de *P. americana*, muy primitiva que se conoce como “aguacate de monte” es propuesta por Ben Ya`acov *et al.*, (1995) citado por Téliz (2000), como una variedad botánica aparte y sugiere el nombre científico de *Persea americana* var. *Costaricensis* o raza costaricensis.

El aguacate (*P. americana*), pertenece a la familia Lauraceae, y la evidencia más antigua en su consumo es en el Valle de Tehuacán en el Estado de Puebla en los años 7 000 - 8 000 a. C. (Sanginés, 2008). De igual manera, en el código Mendocino se hace mención de un pueblo con el nombre de “ahuacatla”, donde “ahuacatl” quiere decir aguacate o árbol del aguacate y el posfijo “tla” quiere decir lugar por lo tanto ahuacatla se traduce como “lugar del

árbol del aguacate”. En el código florentino se describen tres tipos de aguacate, “aoacatl” *Persea americana* var. *drymifolia* (raza mexicana), tlacacolaocatl como *Persea americana* var. *americana* (raza antillana) y quilaocatl como *Persea americana* var. *guatemalensis* (raza guatemalteca) (Barrientos *et al.*, 2007).

Actualmente la familia Laurácea está formada por 50 géneros descritos y alrededor de 2500 a 3000 especies distribuidas en todas las regiones tropicales y subtropicales del mundo como resultado a su respuesta a diferentes condiciones ecológicas donde crece (Galindo–Tovar *et al.*, 2007).

El género *Persea* se divide en dos subgéneros: *Persea* y *Eriodhapne* (Koop, 1966), diferenciables por la cara interior de los sépalos: *Persea* tiene ambas caras pubescentes y en *Eriodhapne* la cara interna es sin pubescencia con excepción de *Persea pallida*, *Persea rigens* y *Persea cinerascens* (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

El aguacate *P. americana*, forma parte del subgénero *Persea*, que se conoce como el de los verdaderos aguacates y que son de un tamaño mayor que los del subgénero *Eriodhapne*; además del aguacate, se encuentran en este grupo: *Persea nubigena* (aguacate de monte), *Persea steyermarkii* (aguacate de montaña), *Persea schiedeana* (chinini, chinene, chenene, yas, hib) y *Persea floccosa* (aguacate cimarrón) (Barrientos *et al.*, 2007).

La importancia que tienen algunas de las especies del subgénero *Eriodaphne* es su inmunidad a la marchitez provocada por el hongo *Phytophthora cinnamomi* Rands que ataca a la raíz y que es conocida como “tristeza del aguacate”; sin embargo no son compatibles vegetativamente con *P. americana*. Se ha encontrado compatibilidad vegetativa con las siguientes especies: *Persea nubigena*, *Persea steyermarkii*, *Persea schiedeana*, *Persea floccosa*, *Persea longipes* (subgénero *Eriodhapne*) (Barrientos *et al.*, 2000).

La raza mexicana de *P. americana*, por lo general crece en altitudes mayores a 2000 msnm y se caracteriza por su resistencia al frío, alto contenido de aceite y olor a anís de sus hojas en casi todos sus genotipos; sus hojas son de color verde oscuro pero los brotes jóvenes son

verdes claros o rojizos; el fruto es de cáscara delgada, lisa y suave, la semilla puede estar adherida o suelta y sus cotiledones son lisos o ligeramente rugosos; es común que presenten fibra en la pulpa, aunque ésta no se encuentra en la mayoría de especies cultivadas (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

La raza Guatemalteca crece por lo general en altitudes que van de los 1000 a los 2000 m, presenta una cáscara bastante gruesa si se compara con las otras tres razas, lo que le permite resistencia del fruto al transporte, sin embargo, como está formado por tejidos esclerificados son bastante duros y no permite saber con el tacto si los frutos ya están en madurez de consumo, la semilla está adherida y sus cotiledones son lisos; no es común que presente fibra en la pulpa (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

La raza Antillana se adapta a clima tropical; por lo general crece en altitudes menores de los 1000 msnm y como portainjerto es más tolerante a la salinidad, tiene un lapso de flor a fruto bastante corto, el sabor del fruto es frecuentemente dulce con un ligero amargor al final (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

La raza Costarricenses se adapta a condiciones subtropicales de Costa Rica, la semilla es redonda como la raza Guatemalteca, la cascara como la raza Antillana y las hojas son medianas a pequeñas similares a las de raza Mexicana pero sin olor a anís (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

Bergh (1992), señala que la evolución del aguacate se dio probablemente bajo tres circunstancias que actualmente afectan la naturaleza de sus raíces. Primero, buenas lluvias y frecuentes, como se muestra por su marcada sensibilidad a la sequía; suelos con drenado rápido, como se muestra por su gran sensibilidad a la asfixia; y tercero, mantillos ricos en materia orgánica, como lo demuestra su capacidad para desarrollarse saludablemente en hojarasca en descomposición. En los tres casos es marcada la variación en cuanto a requerimientos de clima y suelo de las formas actuales del aguacate. De ahí, que las razas de aguacate son genéticamente variables en sus características morfológicas de raíz.

1.8.1. Recursos genéticos del aguacate que pueden ayudar en la búsqueda de genotipos tolerantes a las necesidades de portainjertos.

México posee una gran diversidad de recursos genéticos de aguacate, donde existen al menos 20 diferentes especies del género *Persea*, por lo que pone a nuestro país ante un compromiso que es la conservación de estos recursos genéticos (Barrientos *et al.*, 2007); y al ser parte del centro de origen de esta especie, pueden ser caracterizados para un aprovechamiento sustentable. De acuerdo a Sánchez-Perez (1999), indica que las etnias locales son las encargadas de la conservación de los recursos genéticos de aguacate entre otras muchas especies y donde además el aguacate está íntimamente ligado a su cultura.

El germoplasma de aguacate ha sido base de los programas de mejoramiento genético de otros países a través de la exploración, colecta, conservación y evaluación realizadas en el centro de origen y dispersión de esta especie. Dichos programas se han enfocado a dos objetivos principales: obtención de nuevas variedades y selección de portainjertos (Bellon *et al.*, 2009).

Estos recursos han estado desapareciendo durante los últimos treinta años debido a factores como: deforestación, cambio en el uso del suelo, establecimiento de otros cultivos, utilización de la madera, enfermedades, sequías, incendios, desarrollo urbano, sustitución de cultivares tradicionales por cultivares mejorados, en zonas importantes del país eliminan árboles criollos debido a que son hospederos de barrenadores de “huesos” y ramas, entre otros (Bellon *et al.*, 2009; Torres *et al.*, 2009).

Todo esto conlleva a lo que se conoce como erosión genética, por lo que se requiere de un esfuerzo coordinado y de inversión para mantener esta diversidad, la cual está en peligro de desaparecer y ser utilizado en un futuro (Barrientos *et al.*, 2007; Bellon *et al.*, 2009).

Para atenuar el problema, diferentes instituciones han creado bancos de germoplasma del género *Persea*, en los cuales se conservan árboles de diferente procedencia. Los bancos de germoplasma permiten la conservación de la variabilidad genética y el avance del

conocimiento botánico y agronómico en el desarrollo de nuevos cultivares (Rincón *et al.*, 2011).

En el cuadro 6 se indican las principales especies correspondientes a los subgéneros *Persea* y *Eriodaphne* localizadas en los países de América y reportados por Kopp (1966).

Cuadro 6. Subgéneros *Persea* y *Eriodaphne* y sus principales especies en América.

País	Especie del subgénero <i>Persea</i>	Especie del subgénero <i>Eriodaphne</i>	Total de especies
México	<i>Persea floccosa</i> (Veracruz, Puebla, Oaxaca, Chiapas). <i>Persea steyermarkii</i> * (Chiapas). <i>Persea nubigena</i> * (Chiapas) <i>Persea schiedeana</i> (Veracruz, Tabasco*, Chiapas*). <i>Persea</i> sp. (aún no clasificada, Motozintla, Chiapas)*.	<i>Persea cinerascens</i> (Veracruz, Michoacán. <i>Persea borbonia</i> (Tamaulipas, México). <i>Persea palustris</i> (Tamaulipas, San Luis Potosí). <i>Persea longipes</i> (Veracruz). <i>Persea standleyi</i> (Chiapas). <i>Persea sessilis</i> (Oaxaca). <i>Persea podadenia</i> (Sonora, Chihuahua, Durango, Jalisco). <i>Persea hintonii</i> (Sinaloa, Nayarit, Edo. de México, Guerrero). <i>Persea chamissonis</i> (Hidalgo, Puebla). <i>Persea purpusii</i> (San Luis Potosí). <i>Persea vesticula</i> (Chiapas). <i>Persea donnell-smithii</i> (Chiapas). <i>Persea liebmanni</i> (Oaxaca, Chiapas, San Luis Potosí). <i>Persea pachypoda</i> (Tamaulipas, Guanajuato). <i>Persea parvifolia</i> (Veracruz)	20
Brasil		<i>Persea alba</i> <i>Persea obovata</i> <i>Persea fuliginosa</i> <i>Persea fulva</i> <i>Persea rigida</i> <i>Persea venosa</i> <i>Persea pyrifolia</i> <i>Persea pyrifolia</i> <i>Persea microphylla</i> <i>Persea major</i> <i>Persea pedunculosa</i> <i>Persea rufotomentosa</i> <i>Persea pseudofasciculata</i> <i>Persea caesia</i> <i>Persea splendens</i> <i>Persea aurata</i> <i>Persea punctata</i> <i>Persea fusca</i>	18
Venezuela	<i>Persea steyermarkii</i>	<i>Persea rigens</i> <i>Persea caerulea</i> <i>Persea subcordata</i> <i>Persea jenmani</i> <i>Persea mutisii</i> <i>Persea meridensis</i> <i>Persea hexathera</i>	13

		<i>Persea fastigiata</i>	
		<i>Persea grandiflora</i>	
		<i>Persea benthamiana</i>	
		<i>Persea nivea</i>	
		<i>Persea maguirei</i>	
Colombia	<i>Persea schiedeana</i>	<i>Persea caerulea</i>	13
		<i>Persea cuneata</i>	
		<i>Persea chrysophylla</i>	
		<i>Persea subcordata</i>	
		<i>Persea costata</i>	
		<i>Persea mutisii</i>	
		<i>Persea sericea</i>	
		<i>Persea ferruginea</i>	
		<i>Persea hexathera</i>	
		<i>Persea fastigiata</i>	
		<i>Persea cuatrecasaii</i>	
		<i>Persea bernardii</i>	
Perú		<i>Persea caerulea</i>	13
		<i>Persea stricta</i>	
		<i>Persea haenkeana</i>	
		<i>Persea hirta</i>	
		<i>Persea subcordata</i>	
		<i>Persea boldufoia</i>	
		<i>Persea corymbosa</i>	
		<i>Persea ruizii</i>	
		<i>Persea ferruginea</i>	
		<i>Persea peruviana</i>	
		<i>Persea hexathera</i>	
		<i>Persea raimondii</i>	
		<i>Persea weberbaueri</i>	
Guatemala	<i>Persea nubigena</i>	<i>Persea rigens</i>	10
	<i>Persea steyermarkii</i>	<i>Persea standleyi</i>	
	<i>Persea tolimanesis</i>	<i>Persea sessilis</i>	
	<i>Persea zentmyerii</i>	<i>Persea vesticula</i>	
	<i>Persea schiedeana</i>	<i>Persea donnell-smithii</i>	
Costa Rica	<i>Persea schiedeana</i>	<i>Persea povedae</i>	10
	<i>Persea</i> sp. (aún no clasificada, Monte Verde)	<i>Persea pallida</i>	
		<i>Persea caerulea</i>	
		<i>Persea longipes</i>	
		<i>Persea veraguasensis</i>	
		<i>Persea brenesii</i>	
		<i>Persea silvatica</i>	
		<i>Persea albida</i>	
Ecuador		<i>Persea rigens</i>	9
		<i>Persea bullata</i>	
		<i>Persea subcordata</i>	
		<i>Persea mutisii</i>	
		<i>Persea brevipes</i>	
		<i>Persea sericea</i>	
		<i>Persea conferta</i>	
		<i>Persea ferruginea</i>	
		<i>Persea campii</i>	
Bolivia		<i>Persea buchtienii</i>	8
		<i>Persea caerulea</i>	
		<i>Persea bilocularis</i>	
		<i>Persea haenkeana</i>	

		<i>Persea subcordata</i>	
		<i>Persea peruviana</i>	
		<i>Persea pseudofasciculata</i>	
		<i>Persea trolli</i>	
Honduras	<i>Persea schiedeana</i>	<i>Persea caerulea</i>	5
		<i>Persea longipes</i>	
		<i>Persea vesticula</i>	
		<i>Persea donnell-smithii</i>	
Panamá	<i>Persea schiedeana</i>	<i>Persea rigens</i>	4
		<i>Persea veraguasensis</i>	
		<i>Persea obtusifolia</i>	
Puerto Rico		<i>Persea krugii</i>	2
		<i>Persea urbaniana</i>	
Haití		<i>Persea anomala</i>	2
		<i>persea krugii</i>	
Cuba		<i>Persea hypoleuca</i>	2
		<i>Persea anómala</i>	
Guyana		<i>Persea jenmani</i>	2
Británica		<i>Persea nívea</i>	
El Salvador	<i>Persea steyermarkii</i>		2
	<i>Persea schiedeana</i>		
Estados Unidos de Norteamérica		<i>Persea borbonia</i>	2
		<i>Persea palustris</i>	
Chile		<i>Persea lingue</i>	
		<i>Persea meyeniana</i>	
República Dominicana		<i>Persea krugii</i>	1
Santo Domingo		<i>Persea oblongifolia</i>	1
Dominica		<i>Persea urbaniana</i>	1
Isla de Guadalupe		<i>Persea urbaniana</i>	1
Montserrat		<i>Persea urbaniana</i>	1
Santa Lucía		<i>Persea urbaniana</i>	1
Martinica		<i>Persea urbaniana</i>	1
Nicaragua		<i>Persea caerulea</i>	1
Guyana Francesa		<i>Persea nívea</i>	1
Surinam		<i>Persea nívea</i>	1
Jamaica		<i>Persea alpigena</i>	1
Sin definir		<i>Persea angustifolia</i>	7
		<i>Persea ayui-y</i>	
		<i>Persea intermedia</i>	
		<i>Persea nitens</i>	
		<i>Persea racemosa</i>	
		<i>Persea sylvestris</i>	
		<i>Persea yacupeti</i>	

Fuente: Kopp, 1966 citado por Barrientos-Priego *et al.*, 2000.

1.9. Morfología del aguacate

Es una especie perenne de raíz superficial, con tallo aéreo (epigio) y leñoso y de follaje siempre verde. Sus hojas son simples y enteras, de formas elíptico-alargadas y nervadura pinnada (de pluma). La inserción en el tallo es peciolada. Cuando es joven presenta un color rojizo (contenido de pigmentos en las vacuolas) y una epidermis pubescente; al llegar a la madurez estas hojas se tornan lisas, coriáceas y de un verde intenso y oscuro (Rodríguez, 1992).

El aguacate es sensible a las quemaduras provocadas por el sol. Las ramas son abundantes, generalmente son delgadas y frágiles, por lo que se pueden romper al cargar mucho fruto y por la acción del viento (Rodríguez, 1992).

Las raíces son superficiales dependiendo de la variedad, del suelo y otras condiciones del suelo. La profundidad alcanzada puede ser de 1 a 1.5 m, en suelos arenosos es mayor. La raíz del aguacate se caracteriza por tener muy pocos pelos radicales, y la absorción de agua y nutrientes se realiza principalmente en las puntas de las raíces de los tejidos primarios; esto determina la susceptibilidad del árbol al exceso de humedad que induce a las asfixias y ataques de hongos que pudren los tejidos (Rodríguez, 1992).

Las flores son hermafroditas (poseen los dos sexos), actinomorfas (simétricas), de color verde amarillento y con un diámetro aproximado de 1 cm. La inflorescencia (agrupación de las flores) es una panícula (racimo de racimos) que pueden ser axilar o terminal (Rodríguez, 1992).

El androceo está compuesto por 12 estambres insertos por debajo del ovario o alrededor del mismo, de los cuales solo nueve son funcionales. El gineceo posee un solo pistilo, un ovario súpero (por encima del pedúnculo), es unilocular y con un solo óvulo. En la parte superior de la panícula floral se encuentra una yema vegetativa que luego se desarrolla en rama (es la parte que se utiliza para injertar) (Rodríguez, 1992).

Los grupos florales del aguacate (los dos tipos A y B) funcionan mediante un mecanismo de dicogamia protoginica con complementariedad sincrónica diaria. La dicogamia es el comportamiento general de las flores de una planta, donde la apertura y cierre de los órganos sexuales (androceo y gineceo) no se realizan simultáneamente si no que lo realizan a un destiempo característico. La flor hermafrodita del aguacate posee una discontinuidad dicogámica que provoca una pérdida de la capacidad de autofecundación, lográndose la fecundación, generalmente, a través del polen de otra flor que posea un dicogámico inverso (Rodríguez, 1992). Esta característica de las flores es muy importante en una plantación, ya que para que la producción sea la esperada es muy conveniente mezclar variedades adaptadas a la misma altitud, con tipo de floración A y B y con la misma época de floración en una proporción 4:1, donde la mayor población será de la variedad deseada. Cada árbol puede llegar a producir hasta un millón de flores y solo el 0.01% se transforman en fruto, por la abscisión de numerosas flores y ovarios en desarrollo (Reyes *et al.*, 2010).

El fruto es una baya que posee un pericarpio (delgado, grueso o quebradizo), un mesocarpio carnoso (con un porcentaje de grasa que varía de 5 a 30% de acuerdo a la especie o variedad) y la semilla (protección seminal). Su forma es variada, pudiendo ser periforme, esférica u ovalada. El color también varía de verde a violáceo o rojizo. El peso del fruto es diferente según el tipo ecológico y oscila de 50 gramos a 2.5 kg (Rodríguez, 1992).

1.9.1. Comportamiento de la floración.

Ciclo floral

La flor del aguacate se abre dos veces y estas aperturas están separadas por, al menos, una noche de diferencia. En la primera apertura, la flor es funcionalmente femenina: los 6 estambres se curvan hacia fuera, contra el perianto, formando un ángulo de aproximadamente 90° con respecto al pistilo central erecto. El estigma es blanco y está receptivo al polen, pero los sacos polínicos están cerrados (Figura 4). El néctar es secretado por los tres estaminodios. Luego de permanecer abierta por varias horas, la flor se cierra y vuelve a abrirse por segunda y última vez. En esta segunda apertura, es funcionalmente masculina: los 6 estambres de los dos verticilos externos forman un ángulo de 30-40° con

respecto al pistilo, mientras que los tres estambres del verticilo interno permanecen erectos, adyacentes al pistilo y cubriéndolo (Figura 4). Basándose en este comportamiento floral único, los cultivares de aguacate se clasifican en dos grupos de floración (Stout, 1923) citado por Gazit y Degani (2007).

- Tipo A: La primera apertura (Femenina) comienza en la mañana y termina antes del mediodía. La segunda apertura (Masculina) ocurre en la tarde del día siguiente. El ciclo de apertura floral se extiende por 30-36 horas (Stout, 1927; Galang y Morada, 1935; Traub *et al.*, 1941) citado por Gazit y Degani (2007).
- Tipo B: Se observa el patrón inverso; la apertura femenina se produce por la tarde y la masculina, a la mañana siguiente. El ciclo de apertura floral se extiende por 20-24 horas (Stout, 1927; Galang y Morada, 1935; Traub *et al.*, 1941) citado por Gazit y Degani (2007).

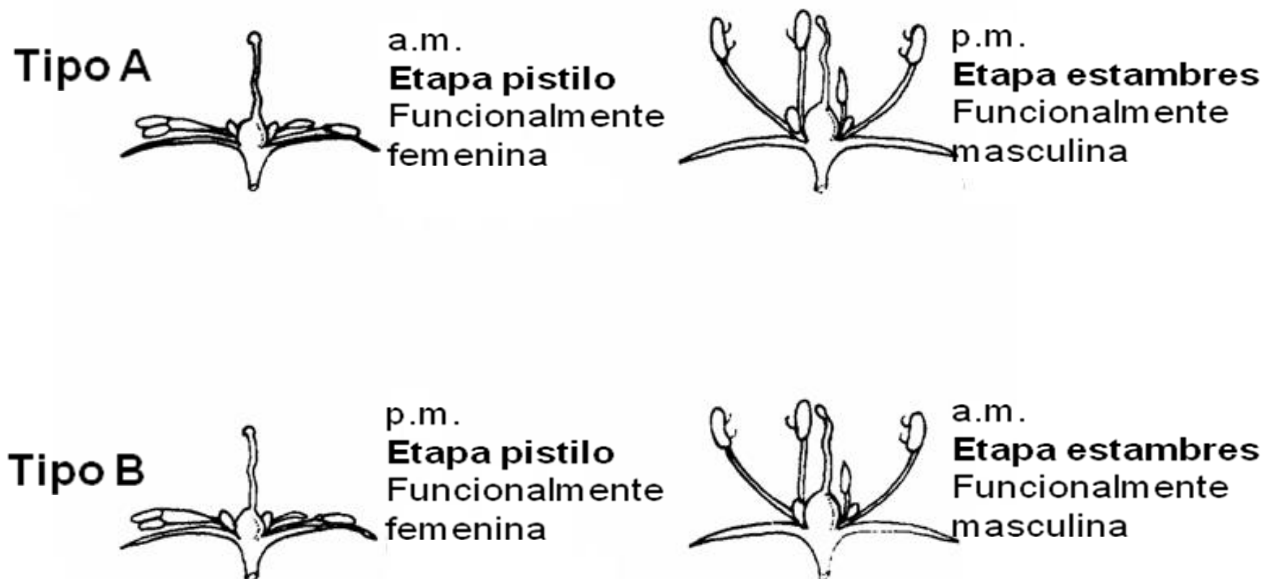


Figura 4. Comportamiento floral del aguacate (Stout, 1923; Gazit y Degani, 2007).

1.10. Aprovechamiento y uso del cultivo del aguacate.

El consumo del aguacate va desde la recolección en las selvas como lo hacen los indígenas lacandones hasta los productos procesados. Parte de la diversidad del aguacate sirve para formar huertos familiares, de los cuales se seleccionan semillas para utilizarse en los viveros comerciales. Esto permite que algunos productores conserven árboles de aguacate “criollo”

en los bordes de los linderos o parcelas de cultivo, cuyos frutos son usados para autoconsumo y donde las hojas son muy apreciadas como condimento, y sea en tamales, sopas, guisos con frijoles y mixiotes, entre otros platillos (Bellon *et al.*, 2009).

La importancia del aguacate en el ámbito alimenticio es que es un producto que se consume principalmente en fresco, estado en cual se garantiza la ingesta total de sus nutrientes sin pérdida de vitaminas ni desnaturalización de las proteínas, que habitualmente sufren la mayoría de los alimentos durante su procesamiento y cocción. El Aguacate aporta prácticamente todas las vitaminas requeridas por el organismo; a excepción de la vitamina B12, presente solo en el reino animal. Dentro de las vitaminas hidrosolubles destacan el importante porcentaje de ácido ascórbico, que potencializa el poder antioxidante de los tocoferoles presentes en la vitamina E. De igual manera, el aporte de las vitaminas liposolubles es suficiente en cantidad, sin la presencia de colesterol y con un bajo porcentaje de ácidos grasos saturados (Ortega, 2003).

La aceptación de los productos frutícolas como el fruto de consumo en fresco, se basa en el color y la apariencia externa, características en las cuales los productores, vendedores y consumidores con frecuencia asocian con la calidad máxima. Para el caso del aguacate la calidad del fruto es de primordial importancia en el mercado siendo sus principales características de calidad el tamaño y la forma, así como el color de la cascara, por lo cual se prefieren frutos de 300 g, de forma globosa, ovoide, y de cascara de color negro con rugosidad (estereotipo; variedad Hass) (Campos y Espindola, 2002).

1.11. Producción de plantas en vivero

Es importante recordar que hasta hace poco tiempo, la mayoría de los porta injertos y variedades importantes eran resultado de la búsqueda y evaluación de semillas mutadas y a pesar de que en los últimos años nos hemos concentrado en el ámbito del mejoramiento y selección bajo condiciones controladas, la búsqueda de material varietal y portainjertos excepcionales aún es muy importante para los agricultores (Campos *et al.*, 2012).

El propósito fundamental de un vivero es la producción, bajo los cuidados necesarios, de plantas de calidad, es decir sanas y fuertes hasta que puedan ser trasplantadas a su

ubicación definitiva de acuerdo a Nicolas y Roche-Hamon (1988) citado por Maldonado (2010).

La apariencia física de cualquier organismo (su fenotipo) es el resultado de su composición genética (su genotipo), influenciada por el ambiente en el cual creció (Maldonado, 2010). Por lo tanto en viveros de aguacate el fenotipo está en función del genotipo (fuente u origen la de semilla) y del ambiente del vivero en el cual se desarrolló.

1.11.1. Problemas fitosanitarios en vivero

Existen factores que limitan la productividad del árbol de aguacate como son las enfermedades, una de ellas es la pudrición radicular causada por *Phytophthora cinnamomi* Rands la cual se disemina fácilmente a través de la comercialización de árboles de vivero plantados en sustratos infectados (Bender-Whiley, 2007). Otro problema reciente es el “Sun Blootch” causada por un viroide, esta se extiende cada vez más, y la forma más frecuente de transmisión es por injertos o semillas provenientes de plantas enfermas, los síntomas se presentan varios años después de ocurrida la infección y consisten en achaparramiento y clorosis, con baja producción de fruta; tanto el tallo, las ramas y los frutos tienen cuarteaduras y veteado o variegado de colores verde amarillo, rojo–violáceo parecido al tallo del bambú (Negrete, 2007).

1.11.2. Propagación a partir de semilla

En México la producción de planta de aguacate se basa principalmente en el uso de portainjertos originados por semilla, que en la mayoría de los casos su origen es desconocido. Los portainjertos de semilla presentan gran variabilidad en las huertas comerciales, lo cual se manifiesta en susceptibilidad a plagas y enfermedades, alternancia productiva, dificultad en el manejo, entre otros (Campos *et al.*, 2012).

Las semillas deben ser recolectadas directamente desde el árbol, una vez que los frutos estén maduros y evitar que entre en contacto con el suelo. Posteriormente, la semilla debe

ser sumergida en agua caliente a 50°C durante 30 minutos, para eliminar posibles infecciones con *P. cinnamomi*. Luego del tratamiento la semilla debe ser colocada inmediatamente en agua fría y limpia a modo de bajar su temperatura, para luego ser plantadas en un sustrato pasteurizado (Bender-Whiley, 2007).

Para la germinación de la semilla de aguacate es necesario remover la cubierta seminal esto para aumentar significativamente, tanto la velocidad como el porcentaje de germinación, especialmente para aquellas semillas almacenadas en frío citado por Bender y Whiley (2007).

El principal problema en el uso de las plántulas propagadas sexualmente en los portainjertos de aguacate es la alta variabilidad genética entre las semillas de aguacate. Es decir al elegir de una huerta de aguacate las semillas de un solo árbol puede ser muy variable, pero si las semillas han sido tomadas de árboles diferentes, lo que es seguro es que la variación será mucho mayor (Webber, 1926; Fernández *et al.*, 2011).

Los portainjertos son la otra mitad del árbol que se le ha denominado “la mitad escondida” (Castro *et al.*, 2009), sin embargo es la parte más importante ya que de la elección de un buen portainjerto puede resultar el éxito o fracaso de una plantación.

La propagación comercial de cultivares de aguacate generalmente es realizada a través de injertos de púa sobre portainjertos obtenidos de semilla. No obstante, el uso de portainjertos de semilla trae como inconveniente la segregación genética, porque el aguacate es una especie de fecundación cruzada, altamente heterocigótica con semillas monoembriónicas. Este hecho trae consigo una gran variabilidad de la progenie, haciendo imposible la perpetuación de características deseables en los portainjertos, como la inducción del enanismo, adaptación a condiciones edáficas y tolerancia a enfermedades, especialmente la pudrición de la raíz causada por *P. cinnamomi* (Campos *et al.*, 2012).

1.11.3. Propagación vegetativa

Por muchos años, la propagación por semilla fue el principal método para producir nuevas plantas de aguacate debido al bajo costo, el vigor del crecimiento de la planta y la facilidad de propagación, pese a su variabilidad genética (Bender y Whiley, 2007). Sin embargo la propagación vegetativa del aguacate puede emplearse para obtener una nueva planta, donde el genotipo resultante será idéntico a la planta de donde se obtuvo el material vegetativo para la propagación (Campos *et al.*, 2012).

La propagación vegetativa es usada principalmente, para perpetuar las características genéticas únicas de un portainjerto o cultivar, que lo hacen valioso en un sistema de producción. Se han realizado importantes esfuerzos de investigación para enraizar estacas de aguacate, como una manera simple de aprovechar los rasgos genéticos del material que ha sido seleccionado por su potencial para mejorar el desempeño del árbol; sin embargo, a pesar de dichos logros es aceptada la idea de que la propagación vegetativa del aguacate es difícil y que las estacas verdes no enraízan lo suficientemente bien para efectos de propagación comercial en viveros citado por Bender y Whiley (2007).

Por otra parte Alves de Oliveira y colaboradores (1999) señalan que, el mejoramiento genético de portainjertos de aguacate sólo es viable si existe la posibilidad técnica y económica para propagar vegetativamente a los genotipos mejorados.

Aun cuando existen reportes que indican que desde las primeras décadas del siglo pasado ya existía interés por la propagación vegetativa de portainjertos de aguacate, la necesidad de contar con portainjertos clonales, se volvió mucho más indispensable a partir del año 1942 cuando se aisló el patógeno *P. cinnamomi* como causante de la pudrición radicular (Zentmyer, 1980; Zentmyer *et al.*, 1998) citados por Campos y colaboradores (2012), y la búsqueda de patrones tolerantes al patógeno, se ha convertido en una prioridad en la investigación con el objetivo de mejorar los rendimientos en el cultivo de aguacate (Menge *et al.*, 2004).

Desde entonces muchos portainjertos con estas características, como los cultivares Uzi (PP14 x G6), Merensky (Latas x Sudáfrica), Steddom (PP24 x Toro canyon), Zentmyer ((PP4 x Barr) x Duke), tienen un buen comportamiento para resistencia a pudrición de raíz (Menge *et al.*, 2004).

Actualmente los arboles de aguacate se forman por lo general de dos partes resultante del injerto: la copa y la raíz. La copa da lugar al cultivar injertado el cual también forma parte del tronco del árbol, mientras que la raíz es parte del porta injerto (Barrientos-Priego *et al.*, 2000).

1.11.4. Propagación clonal

Para minimizar la variabilidad que resulta de portainjertos producidos por semilla es necesario recurrir a su reproducción mediante clones genéticamente uniformes, sobre los cuales se injerta el cultivar deseado (Salazar *et al.*, 2004). En numerosas especies frutales de gran importancia económica como las vides y los manzanos, es una práctica común el empleo de porta injertos clonales (Ben-Ya'acov y Zilberstaine, 1999) citados por Campos y colaboradores (2012).

Para obviar la variabilidad, que resulta de utilizar portainjertos de aguacate producidos por semilla, es necesario recurrir a su reproducción clonal, sobre los cuales se injertará el cultivar deseado. De esta manera, las plantas definitivas de una plantación comercial serían genéticamente idénticas entre sí, tanto en patrón como en copa (Hartmann y Kester, 1995; Ernst, 1999; Campos *et al.*, 2012).

Los factores que limitan la producción exitosa de aguacate en el mundo, son sin duda la calidad del agua, condiciones edáficas y climáticas, y la presencia de *P. cinnamomi* en los suelos. Sin embargo, muchos de estos factores los podemos controlar utilizando porta injertos clonales, con los cuales se tiene una mayor productividad por la uniformidad de los árboles de aguacate (Fernández *et al.*, 2011).

Es decir, el mejoramiento genético de porta injertos de aguacate sólo es viable si existe la posibilidad técnica y económica para propagar vegetativamente los genotipos mejorados (Alves de Oliveira *et al.*, 1999). El método de propagación clonal difiere entre los diferentes países por las condiciones ambientales, pero se tiene en común el objetivo que es la productividad del cultivar (Fernández *et al.*, 2011).

1.11.4.1. Etiolación

La etiolación es el desarrollo de plantas o partes de las mismas en ausencia de luz, que tiene como resultado hojas pequeñas no expandidas, brotes elongados y falta de clorofila, lo que provoca un color blanco o amarillento en los tejidos (Hartmann y Kester 1995). En la práctica, los propagadores de plantas usan el término de etiolación para referirse a brotes de plantas madres que crecen bajo una fuerte sombra, y ha probado ser esto una técnica útil para las especies más difíciles de enraizar (Hartmann y Kester 1995; Bender y Whiley, 2007).

El uso de la técnica de etiolación, desarrollada por Frolich y Platt (1971), combinada con la aplicación de reguladores de crecimiento, especialmente ácido indolbutírico (AIB), parece ser fundamental para el éxito de la propagación vegetativa de portainjertos de aguacate (Frolich y Platt, 1971; Muñoz y Rogel, 1997).

La etiolación de brotes aumenta la concentración interna de auxinas, disminuye la lignificación de los tejidos, aumenta la acumulación de almidón en la región etiolada y disminuye el contenido de co-factores negativos del enraizamiento, especialmente a AIA-oxidasa (Bassuk y Maynard, 1987; Hartmann y Kester, 1995; Pullas, 2011).

Según Bassuk y Maynard (1987), la etiolación aumenta considerablemente la sensibilidad del tallo a la auxina, asimismo, induce cambios anatómicos en los tejidos del tallo que podrían incrementar la iniciación de primordios radicales, principalmente a partir de las células parenquimáticas indiferenciadas.

El tiempo requerido en ausencia de luz para que los brotes sean adecuadamente etiolados, según reportan varios investigadores, es variable. En promedio se ubica entre 3 y 8 semanas (Ernst, 1999; Rodríguez, 2003; Velho Da Silveria *et al.*, 2004; Aguilera, 2007; Pullas, 2011).

En la mayoría de casos y para fines de propagación, una vez que los brotes están totalmente etiolados, éstos son puestos en condiciones de luz para “desetiolarlos”, manteniendo etiolada solamente la porción donde posteriormente tendrá lugar el enraizamiento.

1.11.4.2. Descripción de la técnica de propagación clonal en aguacate

La necesidad de una propagación clonal surgió entre los viveristas hace más de 40 años al aparecer los primeros portainjertos tolerantes-resistentes a *P. cinnamomi*, en los cuales la característica de resistencia se mantenía sólo en un 25% de la progenie al utilizar reproducción sexual. La propagación clonal de los portainjertos asegura la perpetuación de las características genéticas de ese cultivar (Castro *et al.*, 2009).

La propagación de estos portainjertos se realiza a través de la “técnica de etiolación”, descrita por Frolich y Platt (1971), se utiliza a nivel comercial en los viveros de aguacate de Estados Unidos, España y Sudáfrica entre otros con el objetivo de propagar portainjertos que presentan características sobresalientes de tolerancia a patógenos o a diferentes condiciones adversas de suelo como salinidad y carbonatos, entre otros (Castro *et al.*, 2009). La metodología consiste básicamente en sembrar una semilla, cuya planta germinada y con cierto crecimiento denominada “nodriza”, se le injerta una vareta resistente de interés. Cuando el injerto prende y emite brotes, la planta es llevada a una cámara de “etiolación” en completa oscuridad, de modo que el brote obtenido del portainjerto resistente se etiola. Una vez lograda la elongación de los brotes, de diámetro y longitud suficientes, son forzados a enraizar mediante una leve lesión ubicada a un cuarto de distancia de la longitud del tallo etiolado, realizada para la aplicación de auxinas (Castro *et al.*, 2009). En un vaso de plástico transparente (240 mL) con un orificio de aproximadamente 0.5cm de diámetro, para introducir el tallo etiolado. La parte del corte (donde se aplicaron las auxinas) es colocada dentro del vaso, a un centímetro arriba del orificio que se hizo al vaso transparente. Este es llenado con un medio enraizante estéril y es sujetado a su vez con una cinta adhesiva a una estaca que

sirve como soporte. El vaso transparente permite la inspección visual del desarrollo de las raíces, de modo de poder monitorear el progreso fácilmente (Bender y Whiley, 2007). Bajo condiciones óptimas, el vaso estará lleno de raíces en 4 o 6 semanas. Cuando se ha logrado un crecimiento aéreo suficiente, de 60 a 100 mm, el árbol clonal es separado de la planta nodriza y es injertado con la variedad comercial. La estaca injertada y enraizada que aún permanece en el vaso transparente de 240 mL, es colocada sobre la mesa de propagación durante otras 4 a 6 semanas, para aclimatarla. Posteriormente ésta es trasplantada a una bolsa grande y trasladada al exterior hasta que alcance el tamaño necesario (Bender y Whiley, 2007) para ser injertado con la variedad comercial deseada (Castro *et al.*, 2009).

1.11.4.3. Metodología convencional de la propagación Clonal

A continuación se describen las diferentes etapas de propagación clonal de acuerdo con Castro y Fassio (2013b) y Campos *et al.* (2012).

a) Obtención de la semilla y tratamientos posteriores

La semilla nodriza es de vital importancia ya que es la encargada de nutrir a la planta clonal mientras se lleva a cabo el proceso de desarrollo del sistema radical clonal (Castro y Fassio, 2013b). Los genotipos seleccionados en viverismo como donadores de semillas, deben de poseer cualidades sobresalientes como son: alto porcentaje de germinación, uniformidad, sanidad y vigor; siendo estas las características importantes para que las plantas que se generan a partir de ellas lleguen a campo y logren mayor adaptación a condiciones diversas (López *et al.*, 2010).

Las observaciones que han hecho López y colaboradores (2010), permiten afirmar que no todas las semillas empleadas actualmente en los viveros para hacer plantas nodrizas, son las ideales para la obtención de patrones o porta injertos de calidad. Ya que de igual manera, en el caso de la propagación tradicional se utilizan en muchos casos, semillas de origen diverso, sanidad, uniformidad y vigor desconocidos.

La semilla se extrae cuando la fruta se encuentra en madurez fisiológica y el embrión es capaz de germinar. Es importante no extraer la semilla cuando el fruto se encuentra en fase de madurez de consumo (posterior a la madurez fisiológica), ya que fruta sobre madura,

presenta semillas con pudriciones y con inicios de germinación y por lo tanto debe descartarse (Castro y Fassio, 2013b).

Una vez cumplido estos requisitos, la semilla se extrae de los frutos en forma manual, evitando usar cuchillos o elementos cortantes, que pudieran dañarlas. Los cuchillos, sólo pueden ser usados con la precaución de no provocar cortes en la semilla que dañen el embrión (Castro y Fassio, 2013b).

Luego de ocurrida la extracción, las semillas se someten a un lavado con agua corriente para remover completamente la pulpa y se colocan sobre una mesa en un lugar a la sombra durante un día hasta que estén exteriormente sin humedad.

En caso de no coincidir la fecha de cosecha de la semilla con el momento deseado para la germinación, esta se puede colocar en bolsas de papel estraza que permitan el intercambio gaseoso y almacenarse a una temperatura de 4 a 7°C bajo condiciones que conserven su humedad porque al desecarse por debajo del 12-30% pierden su viabilidad (Gálvez, 2003). Condiciones apropiadas de almacenaje podrían prolongar la vida útil de la semilla de seis a ocho meses si fuera necesario (Campos *et al.*, 2012).

De acuerdo a Campos y colaboradores (2012), se puede elegir alguna de las siguientes opciones:

1. Cuando la semilla se encuentre completamente seca es recomendable tratarla con un fungicida, que puede ser Captan, en dosis de 3 g•L⁻¹ de agua y un insecticida, que puede ser Malathion en dosis de 1 mL•L⁻¹ de agua, se sumergen las semillas por dos horas, posteriormente se secan y se almacenan. La semilla se puede almacenar hasta 5 días en un lugar fresco y un mes en refrigeración (4° C). Lo recomendable es no dejar pasar mucho tiempo entre la obtención de las semillas y la siembra, ya que disminuye la viabilidad de estas.
2. Otro método para eliminar patógenos es realizar un tratamiento hidrotérmico a una temperatura de 48 a 50°C por 30 minutos y posteriormente secar a la sombra, las semillas podrían almacenarse en un lugar fresco y seco por dos a tres semanas.

3. Antes de la siembra se debe realizar un reacondicionamiento a las semillas porque estas contienen inhibidores bioquímicos en la testa (cascarilla que recubre la semilla). En la actualidad, en la mayoría de los viveros comerciales realizan la remoción de la testa.

- **Corte de candado y desinfección de la semilla**

Previo a la siembra, la semilla es nuevamente desinfectada con algún fungicida para prevenir la proliferación de patógenos. La semilla puede ser tratada con un fungicida en polvo durante 10 minutos como Captan a $3 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ (Figura 5), una vez desinfectada la semilla puede sembrarse inmediatamente. La germinación se acelera y uniformiza si a la semilla se le quita la testa y realiza un corte denominado “de candado” que consiste en eliminar una pequeña porción de la parte apical de la semilla (1 a 2 cm) dependiendo del tamaño de la semilla (Figura 6) (Campos *et al.*, 2012).

De acuerdo con Flores y colaboradores (1990), los cotiledones de aguacate ejercen un control sobre varios aspectos de desarrollo del vástago y del sistema radical que puede extender el tiempo de germinación, por lo que en la práctica viverística el proceso de germinación pudiera estar afectado por los cortes a los cotiledones, lo cual podría estimular la emergencia del vástago.



Figura 5. Desinfección de la semilla, empleando Captan a $3 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$.

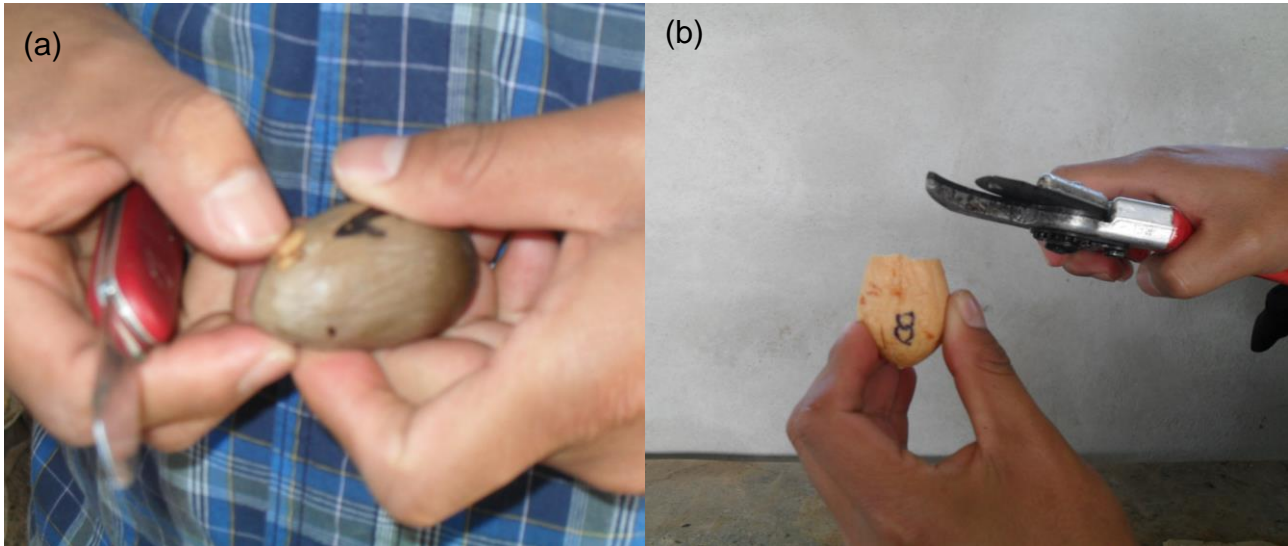


Figura 6. Tratamientos de la semilla: (a) Eliminación de la cubierta seminal en una semilla y (b) “corte de candado”.

b) Siembra

Como sustrato se puede utilizar dos tipos de mezcla, una con materia orgánica (tierra de monte) y suelo en una relación 1:1, haciendo la desinfección por vaporización, el sustrato es colocado en costales dentro de una caldera (Figura 7), por un periodo de 30 a 45 minutos (Campos *et al.*, 2012), sin embargo tiene como inconveniente la disponibilidad de la tierra de monte, ya que actualmente no es comercial. La otra es una mezcla de suelo y tepojal en una relación 2:1, agregando un 10 por ciento de Humus de Lombriz sólido (Vallejo, G. H. A. 2015. comunicación personal).



Figura 7. Desinfección de sustrato por calor en caldera.

En forma paralela a la siembra o con anterioridad, se procede a preparar los contenedores que corresponden a bolsas de polietileno negras con perforaciones en su mitad basal y de aproximadamente dos litros de capacidad (Figura 8). Una vez listo los contenedores, se procede al llenado con el sustrato desinfectado previamente (Castro y Fassio, 2013b).



Figura 8. Contenedor de 2 L con el sustrato desinfectado previamente.

Antes de la siembra, se deben regar los contenedores. Luego se realiza una cavidad (enterrando dos dedos), a modo de facilitar el ingreso de la semilla al momento de sembrarlas (Figura 9). Posterior a la siembra es necesario mantener constante la humedad

del sustrato, para ello se realizan riegos según la necesidad observada (Castro y Fassio, 2013b).



Figura 9. Siembra de las semillas en contenedores.

Al paso de los días se comienza a agrupar aquellas bolsas en las que es posible observar el crecimiento de la plúmula (crecimiento vegetativo en sentido opuesto a la radícula), para que después de un período de 3 a 4 semanas se logre un diámetro de aproximadamente un 1 cm, necesario para la injertación del portainjerto.

Las bolsas son colocadas en bloques de cuatro hileras, dejando un espacio entre bloque y bloque de 40 centímetros para pasillo el cual favorece la circulación de aire y facilita las labores culturales. Con este arreglo en una longitud de 10 m y un ancho de 2.3 m, se colocan las bolsas.

El tallo debe estar medianamente lignificado (dureza media). Si está muy delgado y blando se despunta el ápice, para favorecer el engrosamiento. El tiempo estimado entre esta etapa y el primer injerto es de 4 a 5 semanas (Castro y Fassio, 2013b).

c) Injertación

Un aspecto fundamental en la propagación clonal es contar con plantas madres de varetas de portainjertos clónales y de variedades comerciales. Dentro de los materiales usados como portainjertos clónales se encuentran: Duke 7, Derrumbe y Thomas, entre muchos otros. Las plantas madres de varetas de porta injertos clónales deben podarse con meses de

anticipación para que las varetas contengan el almidón necesario al momento de la cosecha y posterior injertación (Castro y Fassio, 2013b).

Posterior a la poda las plantas madres se desarrollan y generan una gran cantidad de varetas con yemas vegetativas que son preparadas y luego colectadas para la injertación. Estas varetas deben ser obtenidas de árboles adultos mayores de 5 años; sanos, libres de plagas y enfermedades, poco alternantes y productivos. Se elegirán varetas del último crecimiento que presenten yemas bien formadas, hinchadas (a punto de brotar). Deben de colectarse antes de la brotación, con un grosor de 0.5 a 1.5 cm de un tamaño de 10 a 12 cm con 4 a 6 yemas. Las tijeras que se utilizan para la colecta de vareta deben de estar desinfectadas con etanol o hipoclorito de sodio. A las varetas seleccionadas se les cortan las hojas dejando el peciolo, el cual debe ser de aproximadamente 5 mm e inmediatamente son cubiertas en periódico y mantenidas en fresco para evitar su deshidratación y mejorar el prendimiento al ser injertadas, si no se usan de inmediato, deben ser colocadas en un contenedor que mantenga bajas temperaturas (5-10° C) y alta humedad relativa (Campos *et al.*, 2012).

El cosechador de las varetas debe asegurarse de que el material vegetal sea de buena calidad; es decir, consistente (que no se doble fácilmente) y no presente manchas (generalmente daño por heladas).

Es conveniente utilizar las varetas inmediatamente después de colectarlas para evitar su deshidratación. En caso de no ser posible, otras maneras de mantener las varetas es en la parte inferior del refrigerador envueltas en papel periódico, franela o aserrín húmedo, dentro de una bolsa de plástico (Campos *et al.*, 2012).

- **Primer injerto (variedad resistente)**

Para la injertación se requiere de un lugar apropiado que conste de mesa y silla cómoda para el injertador, preferentemente cercana al lugar en donde se encuentran las bandejas con las plántulas. En esta etapa, se realiza un injerto apical de cuña o hendidura, las varetas de aproximadamente 6 mm de diámetro, son las más adecuadas para este tipo de injerto. La base de la vareta (estaca) es modelada en forma de cuña mediante dos cortes en punta, de 25-50 mm de largo hechos en ambos lados. Luego se selecciona un patrón (portainjerto) con

un diámetro coincidente a una altura de 100 mm del suelo, punto en el cual es cortado horizontalmente (Bender y Whiley, 2007).

El tronco del portainjerto se parte al centro, haciendo un corte un poco más largo que la cuña de la estaca. Luego se inserta la estaca en el corte, con el cambium coincidiendo a ambos lados (Figura 10). Si la vareta es más pequeña, puede obtenerse un injerto exitoso con el cambium coincidiendo sólo en un lado. Si por el contrario, es muy grande, puede ser rebajada por un costado, siempre que el cambium coincida con el otro lado del injerto, Bender y Whiley, (2007). Luego la unión es amarrada con una cinta de Parafilm®. La punta de la estaca es cubierta con la misma cinta para evitar la deshidratación. Entre los 15 a 30 días comienzan a brotar los injertos. Una vez que ha elongado el brote en aproximadamente 5 cm, los folíolos están abiertos, la planta está en condiciones de entrar a la cámara de etiolación (Castro y Fassio, 2013b).



Figura 10. Injerto de hendidura. Introducción de la vareta en el portainjerto.

- **Cámara de etiolación**

La cámara de etiolación corresponde a un área con ausencia de luz que puede ser de distintos materiales, normalmente está fabricado con madera, con techos y paredes de polietileno negro, sobrepuestas para que entre aire por los lados y evitar la asfixia y sobrecalentamiento de las plantas dentro de ella. Al interior de esta cámara se mantiene una temperatura entre 25 y 35°C y una humedad relativa de 60 a 70%.

Una vez que las plantas entran a la cámara, se riegan de acuerdo a las necesidades, esperando a que el brote se etiole (pierda su coloración) y elongue hasta obtener una longitud de 25 a 30 cm (Figura 11). Al obtener estas características la planta está en condiciones de salir.

Dentro de la cámara, en el caso de tener más de un brote, las plantas se “desbrotan”, dejando aquel de mejor vigor y ubicación. Transcurridos los 15 días, se hace un orden por altura y por grosor de los brotes ya elongados, separando las plantas en: gruesas, delgadas y malas (con daño mecánico, etc.). Esta selección se hace para evitar que las plantas se “dañen” con la hormona, ya que según el grosor es la cantidad de la hormona a aplicar. Esto se realiza el día previo a la aplicación de hormonas de enraizamiento (Castro y Fassio, 2013b).

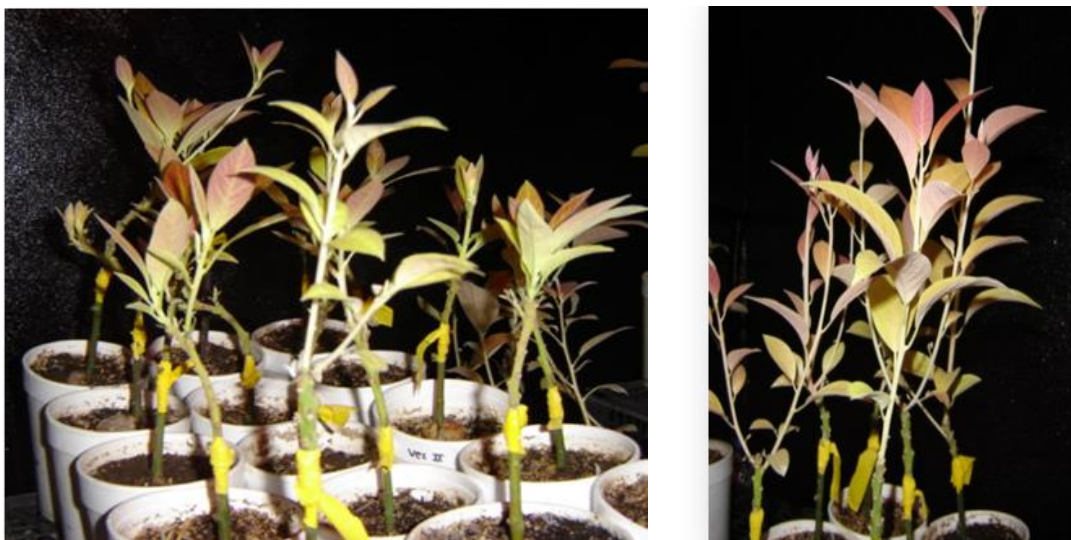


Figura 11. Vista de las plantas dentro de la cámara de etiolación.

- **Aplicación de hormonas y llenado de los vasitos de plástico**

Después de que la planta es retirada de la cámara oscura, se hace una ligera incisión de 0.8 mm de longitud en el tallo a 75 mm sobre el injerto y el área es tratada con $10 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de AIB (Figuras 12a y 12b). En un vaso de plástico transparente (240 ml) con un orificio al fondo del vaso, el tallo del brote etiolado es introducido a la altura de la región del corte y colocado a un cuarto de distancia bajo el borde del vaso. Este es llenado con un medio enraizante estéril y es pegado con cinta adhesiva a una estaca para apoyarlo (Figura 13a). El vaso transparente permite la inspección visual del desarrollo de las raíces, de modo de poder monitorear el progreso fácilmente. Bajo condiciones óptimas, el vaso estará lleno de raíces en 4-6 semanas (Figura 13b) (Bender y Whiley, 2007).

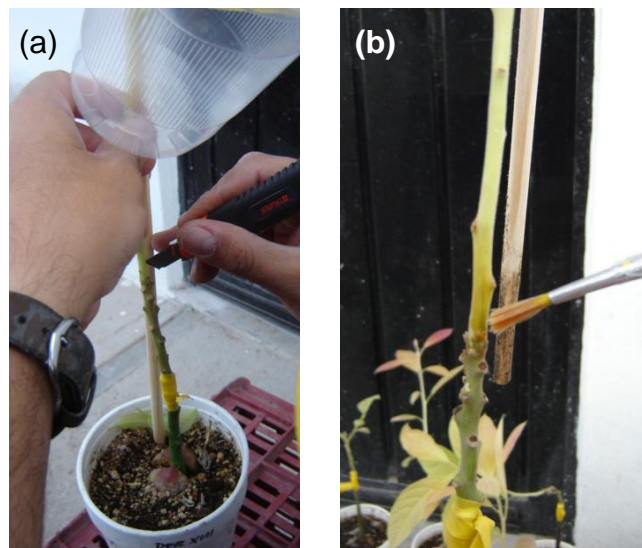


Figura 12. (a) Corte vertical en el tallo etiolado; (b) área tratada con AIB.

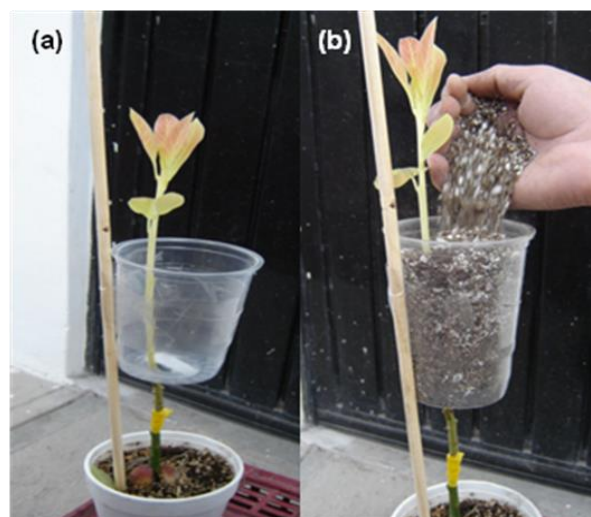


Figura 13. (a) Utilización de un vaso de plástico transparente de 240 mL en la parte basal de la sección etiolada; (b) llenado de vaso con medio enraizante colocado en una porción pre-tratada del brote etiolado para inducir el enraizamiento.

d) Separación del portainjerto clonal y aclimatación

Cuando se ha logrado un crecimiento aéreo suficiente, el árbol clonal es separado de la planta nodriza (Figura 14a). La estaca enraizada (nuevo clon) que aún permanece en el vaso transparente de 240 mL, es colocada sobre la mesa de propagación, durante 3 semanas, para aclimatarla (Figura 14b).



Figura 14. (a) Desarrollo de la raíz dentro del vaso a las 3 semanas de la separación del clon (Duke 7). (b) Aclimatación del clon durante 3 semanas.

e) Segundo Injerto (Variedad comercial)

Al igual que el material vegetal del portainjerto, es imprescindible contar con plantas madre de variedades y prepararlos con meses de anticipación dedicados a la producción de varetas y no de fruta. Una vez que las estacas presentan características adecuadas para su cosecha (como un grado intermedio de lignificación además de las mencionadas anteriormente), se procede a su recolección.

Se hace de la misma forma que el primer injerto (de cuña apical), pero a una mayor altura (8-10 cm), para tener la opción de re-injertar en caso que falle el primer injerto, o bien puede utilizarse el injerto de enchapado lateral (Figura 15). Luego de realizado el injerto se da un riego.



Figura 15. Injerto de enchapado lateral de la variedad Hass en el clon seleccionado.

f) Desarrollo del clon injertado

- **Aclimatación**

Transcurridas las etapas anteriores dentro del invernadero climatizado, las plantas clonadas son llevadas a la casa sombra, donde se mantienen aproximadamente 4 semanas. Se utiliza malla de semi-sombra que impida el paso de la luz directa y si hay riesgo de temperaturas bajas, se usa además un plástico o malla que reduzca los efectos de heladas. Transcurridos

entre 20 a 30 días y una vez que las hojas nuevas adquirieron un color violáceo, las plantas se trasladan a una condición de aire libre.

- **Trasplante para la formación de la planta clonada de acuerdo a Castro y Fassio (2013b).**

Antes de trasplantar, se debe considerar el espacio donde se ubicarán las plantas, donde previamente se instala el riego tecnificado. Se parte con el llenado de contenedores de 2 litros, utilizando un sustrato vaporizado compuesto por: 1/3 de tierra de hoja, 1/3 de arena y 1/3 de suelo.

Posteriormente con un barreno-sacaboado de igual dimensión que el contenedor de plástico (vasito transparente) que contiene a la planta clonada se hace el hueco para trasplantarse. Se introduce en el contenedor de 2 litros que anteriormente se preparó, quedando éste al mismo nivel del sustrato. Con ayuda de una pala pequeña se aprieta y se le da un riego moderado. Ambas labores tienen como objetivo eliminar bolsas de aire.

Posteriormente se procede a la colocación del tutor, el cual se usa para mantener recto el eje principal de la planta. Se aconseja poner el tutor en sentido opuesto a la planta y con una separación de 2 a 3 centímetros.

Es importante pintar el portainjerto con pintura latex agrícola blanco, pasta del caldo sulfocalcico, para protegerlo de quemaduras por el sol (considerar que en este caso es un brote que estuvo etiolado por lo que es más susceptible al daño).

A medida que la planta va creciendo se deja un solo eje principal, que se va amarrando al tutor con cinta plástica. Los brotes laterales se despuntan para favorecer el crecimiento del eje.

Aproximadamente en 8 a 10 meses estará lista la planta clonada, que debe contar con las siguientes características:

- i. Debe tener estratos formados.
- ii. Debe tener una altura aproximada de entre 0.9 a 1 metro. Distancia entre un estrato a otro mayor a 5 cm.

- iii. Debe tener ramificaciones laterales (laterales del tamaño de una tijera de podar).
- iv. Si la planta no ha ramificado hacia los lados, se le realiza un corte apical para que ramifique (se hace en el sitio que se desea ramificar). Es importante revisar que existan yemas cuando se hace el corte.

1.12. Cronología sobre experiencias de la propagación clonal en el cultivo de aguacate.

Cuadro 7. Cronología de experiencias de propagación clonal (1971-2013).

Año	Autor	Experiencia
1971	Frolich y Platt	Desarrollo la propagación vegetativa de portainjertos de aguacate mediante el método de etiolación, consiste básicamente en la etiolación de portainjertos con resistencia para su enraizamiento (en este trabajo no se usaron hormonas) y posteriormente se injerta el cultivar deseado. Sienta las bases de la propagación clonal en aguacate.
1980	Reuveni y Raviv	Determinó la existencia de factores comunes asociados con la capacidad de enraizamiento de distintos clones de aguacate, enraizados bajo un riego nebulizado con uso de calor constante a $25 \pm^{\circ}\text{C}$. Los resultados mostraron que la retención de las hojas en las estacas de aguacate es esencial para el éxito en el enraizamiento.
1983	Salazar y Borys	Reportaron un método de propagación clonal del aguacate por medio de "Franqueamiento", una técnica alternativa que evita los requerimientos de la técnica de etiolación desarrollada por Frolich y Platt (1971).
1986	Barrientos <i>et al.</i>	Obtuvieron un alto porcentaje de enraizamiento de estacas de aguacate de las variedades Fuerte y Colín V-33, el cual tienen sus bases en la etiolación, el anillado y la aplicación de auxinas, para lograr el enraizamiento.
1997	Muñoz y Rogel	Realizaron ensayos sobre la propagación clonal de aguacate,

		utilizando las técnicas de acodo de trinchera, acodo aéreo y franqueamiento, donde se obtuvo 66 % de enraizamiento como máximo con el uso de franqueamiento y AIB a 10 000 mg•L ⁻¹ , en un criollo de la raza mexicana. Con las demás metodologías se obtuvieron resultados inconsistentes.
2000	Rogel-Castellanos <i>et al.</i>	Propagaron aguacate por acodo utilizando etiolación, AIB y <i>et</i> obstrucción de savia, en vivero donde los vástagos etiolados provenientes de injerto de hendidura presentaron una mayor capacidad de enraizamiento que aquellos de injerto de enchapado lateral, donde además fue necesario la aplicación de AIB, en la base de los vástagos etiolados.
1999	Alves-de Oliveria <i>et al.</i>	Practicaron el anillado de brotes etiolados de un grupo de aguacate de la raza Mexicana, lo que resulto en un máximo de 74% de enraizamiento a los 70 días.
1999	Ernst	Realizó modificaciones a la Técnica de Frolich. Esta técnica de clonación múltiple consiste en injertar material clonal sobre una planta nodriza de semilla y cuando los brotes empiezan a brotar, la planta es llevada a una cámara de etiolación. Cuando los brotes han alcanzado la altura y diámetro necesarios, son llevados a la luz, se les realiza una incisión en la base de los brotes y se les aplica un enraizante (AIB, en este caso). En esta técnica se utilizan microcontenedores, los que son ubicados en la zona de la incisión y son llenados con sustrato de enraizamiento. Las plantas son llevadas a la sombra y se les permite crecer y enraizar. Una vez que las raíces se han formado, los microclones son separados de la planta madre. Las ventajas de esta técnica, sobre las propuestas anteriormente, son que se pueden obtener un mayor número de brotes por semilla para ser clonados, son de tamaño pequeño con un mejor aprovechamiento del espacio, ahorro de plantas nodrizas, presenta un alto

			estándar fitosanitario y una facilidad de transporte y distribución.
2004	Velho da Silveira <i>et al.</i>		Llevaron a cabo la aplicación de 2,000 mg•L ⁻¹ de AIB permitió la obtención de 62.5% de esquejes enraizados en el cultivar Oro Verde, sin embargo, el número promedio de raíces por esqueje fue menor a 3, lo que es indicio de un pobre enraizamiento.
2007	Aguilera		Trabajando con 'Duke7' y varios tratamientos de ácido indolbutírico (AIB), ácido naftilacético (ANA) y benzil aminopurina (BAP) sólo alcanzó un 20% de enraizamiento.
2013a	Castro y Fassio		Realizaron un trabajo sobre la evaluación agronómica de nuevos portainjertos de aguacate en distintas zonas agro climáticas de Chile, donde a partir de parcelas edafoclimaticas (condiciones de asfixia, nutrición, salinidad y sobrevivencia de distintos portainjertos), se pudo determinar el potencial de uso de una serie de portainjertos clonales y de semilla evaluados, y en donde se observan las ventajas que el uso de portainjertos clonales puede significar a una industria cada vez más competitiva.

2. JUSTIFICACIÓN

El desarrollo del cultivo de aguacate en México (*P. americana*) se basa en el híbrido inter-racial Guatemalteco x Mexicano conocido como la variedad "Hass", este se propaga tradicionalmente por injerto sobre plantas obtenidas de semillas de diferentes tipos y orígenes pertenecientes principalmente a la raza mexicana (*Persea americana* var. *drymifolia*).

Además, la expansión creciente del cultivo de aguacate en México, en regiones cada vez más diversas de suelo con relación a lo que la combinación portainjerto/variedad Hass requiere para su óptimo crecimiento, se presentan casos en condiciones marginales de suelo, falta de agua, salinidad, problemas fitopatológico como el que produce el hongo *Phytophthora cinnamomi*, problemas que en su conjunto exigen el desarrollo de portainjertos tolerantes a condiciones adversas del suelo. Algunos portainjertos tolerantes son Duke 7, Thomas y otros en etapa de valoración como Derrumbe, etc., pero por diversos motivos su empleo no ha sido desarrollado en México a diferencia de otros países como Estados Unidos, Chile, España y Sudáfrica cuya utilización comercial es más común.

Para desarrollar portainjertos de aguacate tolerantes a condiciones adversas, es necesario poner en práctica una técnica que nos permite clonar a dichos genotipos que posteriormente podrán injertarse con "Hass" u otra variedad. Dicha técnica fue desarrollada por Frolich y Platt (1971) y se basa en etiolación y estimulación de raíces adventicias mediante aplicación de hormonas en condiciones específicas de temperatura y humedad relativa a partir de tallos de aguacate, dicha metodología denominada técnica de propagación de aguacate mediante etiolación, ha sido utilizada con modificaciones a la técnica original.

La técnica de etiolación ha sido desarrollada en el Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas del Aguacate en el Estado de México (CICTAMEX) a lo largo de más de dos décadas, sin embargo ha requerido de adecuaciones tanto de las condiciones de temperatura y humedad, como de la selección de la semillas que funcionan como puente que estimula el crecimiento inicial del tallo que será etiolado y que generará las raíces adventicias en el proceso. A las semillas que cumplen dicha función de puentear el desarrollo inicial del portainjerto que se desea clonar, se les denomina "Nodrizas" (porta injerto temporal), sin

embargo el uso de una gran diversidad de genotipos utilizados como donadores de las semillas para planta nodriza nos dan una respuesta muy variable de éxito para lograr el objetivo final, de un buen tallo de aguacate enraizado. Siendo entonces y de acuerdo a las experiencias observadas que el éxito de un buen tallo de aguacate enraizado mediante el proceso de la etiolación dependerá del genotipo empleado como nodriza, del control ambiental que se logre en la cámara oscura y de garantizar la sanidad del proceso.

Por lo tanto, es fundamental identificar a los genotipos donadores de semilla para plantas nodriza que sean más eficientes en lograr el crecimiento en altura y diámetro, en el menor tiempo posible, y el efecto de este crecimiento en el portinjerto clonal hasta la obtención de una planta comercial de aguacate.

El éxito de la técnica de propagación clonal de aguacate en México, hará más exitosa la industria del aguacate, al desarrollar plantas injertadas sobre portainjertos más competitivos que los portainjertos tradicionales y que se adapten a las condiciones diversas de suelo con que cuenta la franja aguacatera en que se desarrolla el cultivo en nuestro país.

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el crecimiento de planta comercial de aguacate desde planta nodriza hasta la injertación con la variedad "Hass", mediante la técnica de propagación clonal en vivero de brotes etiolados.

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el crecimiento de 17 genotipos, utilizados como planta nodriza.
- Identificar las etapas en el proceso de propagación y duración, para la obtención de portainjertos clonales en vivero.
- Evaluar el efecto de la planta nodriza Filtro Negro y Floccosa 10 en la altura y diámetro de los clones Duke 7 y Thomas después de haber sido separados de la planta nodriza.
- Evaluar la altura y diámetro de los portainjertos Duke 7, Thomas y Derrumbe, después de ser separados de la planta nodriza.
- Comparar el crecimiento en altura y diámetro del injerto comercial Hass sobre los portainjertos clonales Duke 7, Thomas y Derrumbe.

4. HIPÓTESIS

La variación genética entre genotipos utilizados como semillas nodrizas afectará la altura y diámetro de los portainjertos clonales obtenidos por etiolación.

Las variaciones genéticas entre los portainjertos clonales Duke 7, Thomas y Derrumbe afectarán diferencialmente la altura y diámetro del injerto comercial variedad Hass.

5. MATERIALES Y MÉTODOS

El experimento consistió en evaluar 17 genotipos como donadores de semilla provenientes de un banco de germoplasma, los cuales poseen cualidades sobresalientes en porcentaje de germinación, uniformidad, sanidad y vigor (López *et al.*, 2010).

5.1. Localización del experimento

El estudio se realizó en el vivero de la Fundación Salvador Sánchez Colín, CICTAMEX S.C., en Coatepec Harinas (Figura 16), México que se localiza a $18^{\circ}48'08''$ N y $99^{\circ}42'56''$ O, a una altura de 2100 msnm con un clima templado subhúmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 16.1°C y precipitación pluvial de 1135 mm de acuerdo a la clasificación climática de Köppen.



Figura 16. Vivero La Cruz, de la Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX S.C. en Coatepec Harinas, México.

5.2. Material vegetativo empleado en los experimentos

Sevaluó el desarrollo de un grupo de 17 genotipos de diferentes razas y especies (cuadro 8) conservados en el Banco de Germoplasma de Aguacate de la Fundación Salvador Sánchez Colín CICTAMEX S.C., previo a su utilización como plantas nodrizas.

Cuadro 8. Descripción de 17 genotipos del banco de germoplasma de CICTAMEX S.C., utilizados como plantas nodrizas.

Genotipo	Raza o parentesco	Descripción	Origen
“Bromelias Dr 2”	Raza mexicana	Criollo mexicano vigoroso y productivo fruto chico (100 g)	C. Harinas, Méx.
“Ettinger 99”	Híbrido de <i>P. americana</i>	Variedad productiva de fruta muy grande (250-300 g), árbol alternante.	U.S.A.
“Floccosa 10”	<i>Persea floccosa</i>	Ejemplar altamente productivo, fruto (120 g) y semilla mediana, árbol no alternante.	Michoacán, Méx.
“P. nubigena 7”	Híbrido de <i>Persea nubigena</i>	Ejemplar muy productivo y poco alternante, fruto grande (150 g). Tipo guatemalteco	
“Floccosa 144”	<i>Persea floccosa</i>	Ejemplar altamente productivo, fruto (120 g) y de semilla mediana, árbol no alternante. Especie localizada de manera silvestre en Veracruz, Puebla, Oaxaca y Chiapas.	Michoacán, Méx.
“Vargas 65 Dr 1”	Raza mexicana	Variedad criolla regional muy productiva, fruta grande (200 g), apreciado por su calidad comestible.	Michoacán, Méx.
“Híbrido 2 Dr 2”	Híbrido de <i>P. americana</i>	Híbrido productivo poco alternante, fruta mediana	C. Harinas, Méx.
“Criollo 2 Dr. 2”	Raza mexicana	Criollo mexicano vigoroso, productivo, fruta chica.	C. Harinas, Méx.
“P. Nubigena 5”	Híbrido de <i>Persea nubigena</i>	Ejemplar muy productivo y poco alternante, fruto grande (150 g) tipo guatemalteco.	
“Hib 9 Dr. 2”	Híbrido de <i>P. americana</i>	Híbrido productivo de fruta mediana.	C. Harinas, Méx.
“Filtro Negro”	Híbrido de <i>P. americana</i>	Híbrido de fruta muy grande 300 g de peso, semilla grande, ejemplar alternante.	C. Harinas, Méx.
“Coapadre”	Raza mexicana	Criollo mexicano vigoroso, productivo de fruta chica	C. Harinas, Méx.
“Aurelio”	Raza mexicana	Criollo mexicano vigoroso, productivo, alternante, semilla chica, buen porcentaje de germinación.	Ixtapan de la Sal, Méx.
“San Marcos 49”	Raza guatemalteca	Ejemplar guatemalteco vigoroso, muy productivo, poco alternante, fruto y semilla grandes.	Guatemala
“CAC”	Raza mexicana	Criollo raza mexicana, genotipo productivo, fruto mediano, poco alternante.	
“Larrainzar 71 Dr. 1”	Raza guatemalteca	Genotipo de fruto mediano, y poca productividad.	Chiapas, Méx.
“Tochimilco 3-98”	Raza mexicana	Criollo poco alternante, fruto chico y semilla mediana.	Puebla, Méx.

5.3. Experimentos

Para lograr los objetivos planteados en la presente investigación, se establecieron los siguientes experimentos, donde se utilizó como instrumento de medición una cinta métrica con escala de medición en centímetros para medir la altura y un vernier con escala de medición en milímetros para el diámetro de la planta.

Experimento 1. Evaluación de genotipos para selección de semilla y obtención de plantas nodriza.

Se eligieron por las cualidades promisorias como donadores de semilla (rendimiento de fruto y baja alternancia).

La semilla nodriza de los genotipos de aguacate (*Persea americana* Mill), se obtuvo de frutos con madurez fisiológica de las plantas descritas en el cuadro 8, los cuales fueron elegidos por las cualidades promisorias como donadores de semillas (rendimiento del fruto y baja alternancia). Se despulparon y escarificaron para mejorar su emergencia. Se les hizo el corte de candado (eliminación con tijera de 1 cm de la parte apical para facilitar la apertura de los cotiledones y la germinación del embrión), se trataron con una solución de Benomilo® 1 g·L⁻¹ agua más Captan® 3 g·L⁻¹ de agua para reducir riesgos de enfermedades en la raíz como *Phytophthora cinnamomi*, *Rosellinia necatrix* y *Armillaria mellea*. Una vez que la planta tuvo un crecimiento de 10 centímetros, se midió la altura de la planta (cm) de los 17 genotipos, desde la base (cuello de la planta) hasta el meristemo apical terminal de la planta, para identificar a las mejores fuentes donadoras de semilla al alcanzar la mayor altura en el menor tiempo para poder ser injertados, no se consideró el indicador diámetro ya que este es directamente proporcional a la altura que alcanza la planta.

Experimento 2. Crecimiento diferencial de los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.

Se eligieron los portainjertos Thomas y Duke 7 por ser tolerantes a *Phytophthora cinnamomi* Mill., por su vigor en el desarrollo de raíz (Barrientos-Priego, 2000) y el portainjerto Derrumbe por presentar las características antes mencionadas y la compatibilidad con la variedad comercial Hass. Tienen diferente origen pero los tres son de la raza Mexicana. Consistió en

medir altura (cm) y diámetro (a los 10 cm del cuello de la planta; en mm) a los 7, 21, 30, 36 y 45 días de plántulas de portainjertos recién clonadas y separadas de la planta nodriza.

Experimento 3. Efecto de la nodriza “Filtro Negro” y “Floccosa 10” sobre el desarrollo final de los portainjertos Thomas y Duke 7.

Se evaluaron la altura (cm) y diámetro (a los 10 cm del cuello de la planta; en mm) de los clones Thomas y Duke 7, después de su separación de las plantas nodriza “Filtro Negro” y “Floccosa 10” (cuadro 9), en diferentes fechas durante 2012 (10, 17 y 31 de marzo, 09 y 14 de abril y 23 de mayo), con la finalidad de observar un posible efecto.

Experimento 4. Efecto de los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7 en el crecimiento del injerto cultivar Hass.

Consistió en medir en altura (cm) y diámetro (a los 10 cm del cuello de la planta; en mm) del injerto final en las fechas 21 de agosto, 05,13, 20, 26 de septiembre, 12, 21 de octubre, 21 de noviembre del 2012 y 21 de marzo 2013, para la obtención de una planta comercial de la variedad (Hass) injertada sobre los portainjertos clonales Thomas, Derrumbe y Duke 7. Derrumbe provino de planta nodriza “Ettinger 99”.

5.4. Tamaño de la muestra

Del total de semillas germinadas en el caso de la evaluación de las 17 fuentes de plantas nodrizas, y de plántulas clonadas en desarrollo (portainjertos), se tomó una muestra de 20 plántulas respectivamente para su medición periódica (diámetro y altura). De esta manera se cuantificó el crecimiento de los diferentes grupos de plantas.

5.5. Injertación de las nodrizas

Logrado el diámetro requerido (0.5 cm) para la injertación, se seleccionaron 60 plantas (nodrizas) por genotipo y se injertaron en ellas los portainjertos Duke7, Thomas y Derrumbe, 20 de cada uno de ellos, se empleó el injerto de hendidura (Figura 17).



Figura 17. Injertación de la nodrizas con: Duke 7, Thomas y Derrumbe (injerto de hendidura).

5.6. Desarrollo en la cámara oscura

Una vez que prendieron los injertos, identificado por la brotación (primeras hojitas; 0.5 cm de alargamiento), se introdujo a la cámara oscura donde se elongó el brote (portainjerto a ser clonado) debido al proceso de etiolación (Figura 18).



Figura 18. Desarrollo del portainjerto que será clonado, dentro de la cámara oscura.

5.7. Aplicación de hormonas

En promedio 15 días en la cámara oscura fueron suficientes para elongar el brote etiolado 30 a 40 cm. Posteriormente se sacó la planta de la cámara oscura, se le realizó una incisión de 0.5 cm de longitud a 10 cm arriba del punto de injertación y se le aplicó con un pincel la solución de ácido indolbutírico $10 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$ de AIB del producto Clonex hormonas en una concentración de 10,000 ppm (Figura 19), posteriormente se cubrió con un sustrato estéril el punto de la aplicación de hormonas para permitir la emisión de raíces laterales siguiendo la metodología de Frolich y Platt (1971) modificada por CICTAMEX S.C.

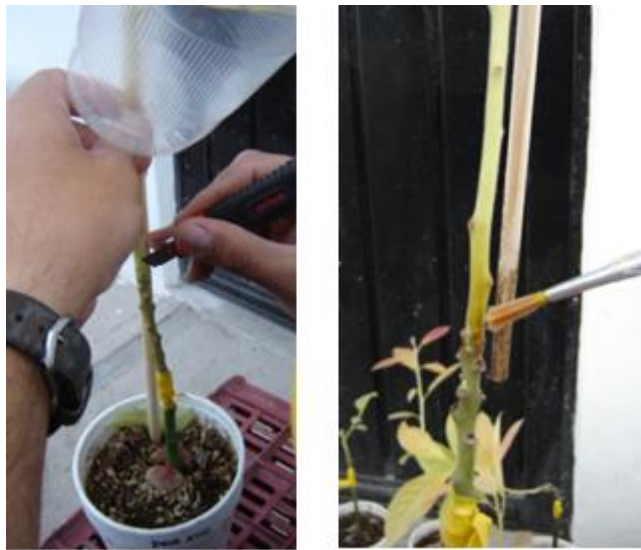


Figura 19. Aplicación de hormonas al brote etiolado.

5.8. Separación del brote etiolado (portainjerto clonado).

Promovida la emisión de raíces en el brote etiolado (portainjerto clonado) (Figura 20), se separó de la nodriza que lo mantuvo todo el proceso y fue colocado a media sombra en el invernadero para que se desarrollara de forma independiente con sus nuevas raíces, hasta este momento la planta nodriza hizo su función sobre el brote que nos interesa enraizar (portainjerto tolerante). Después la planta fue separada de la nodriza y considerada un clon (Figura 21).



Figura 20. Promoción de raíces en el brote etiolado.



Figura 21. Desarrollo del portainjerto clonal de manera independiente con sus nuevas raíces.

5.9. Desarrollo del clon injertado

Después de 3 semanas bajo condiciones de malla sombra aun 70%, el portainjerto clonal alcanzó un diámetro de tallo de 0.5 a 1.0 cm, requerido para poder injertarse. En este momento se llevó a cabo la injertación de las plantas con la variedad Hass (Figura 23), de la cual se utilizaron brotes apicales de 10 a 15 cm de longitud como varetas. La injertación se

llevó a cabo en dos grupos: se injertaron 60 plantas clonadas provenientes de la nodriza *Persea floccosa* y 75 plantas clonadas provenientes de la nodriza Filtro negro; de cada grupo 25 correspondieron al portainjerto Duke 7, 25 a Thomas y 25 a Derrumbe, dando un total de 75 plantas de cada grupo (Figura 24).



Figura 22. Desarrollo de plantas clonadas bajo malla sombra.



Figura 23. Injertación de la plantas clonadas con la variedad Hass (injerto de enchapado lateral).



Figura 24. Desarrollo de la variedad “Hass” sobre los portainjertos clonales, antes de realizar la práctica del “destoconado”.

5.10. Análisis estadístico

El análisis de la información de los experimentos se llevó a cabo de la siguiente manera:

Experimento 1. En el presente experimento relacionado con el desarrollo de las plantas nodrizas se llevó a cabo un diseño experimental completamente al azar con 17 tratamientos, donde cada tratamiento fue el donador de semilla. Los 17 genotipos fueron “Floccosa 10”, “Bromelias Dr. 2”, “P. Nubigena 7”, “Ettinger 99”, “Floccosa 144”, “Vargas 65 Dr. 1”, “Hib. 2 Dr. 2”, “Criollo 2 Dr. 2”, “P. Nubigena 5”, “Hib. 9 Dr. 2”, “Filtro Negro”, “Coapadre”, “Aurelio”, “San Marcos 49”, “CAC”, “Larrainzar 71 Dr. 1” y “Tochimilco 3-98”. Las plantas fueron evaluadas a los 140 días después de la siembra. Durante el experimento hubo unidades perdidas, de tal manera que los datos se analizaron mediante un Modelo Lineal Generalizado (GLM) y la comparación de medias se hizo con una prueba de Duncan ($\alpha \leq 0.05$).

Experimento 2. Consistió en evaluar el desarrollo diferencial de los portainjertos clonados Thomas, Derrumbe y Duke 7, se estableció un diseño completamente al azar evaluándose la altura de planta y diámetro de tallo a los 7, 21, 30, 36 y 45 días luego de separarlos de la

planta nodriza, cada tratamiento estuvo constituido por 49 repeticiones. Durante el experimento hubo unidades perdidas, de tal manera que los datos se analizaron mediante un Modelo Lineal Generalizado (GLM) y la comparación de medias se hizo con una prueba de Tukey ($p=0.05$).

Experimento 3. Consistió en evaluar el efecto de la planta nodriza sobre el desarrollo de la planta clonada separada respectivamente. Los datos se establecieron en un diseño completamente al azar con arreglo factorial AXB, donde el factor A lo constituyó la planta nodriza con dos niveles, “Filtro Negro” y “Floccosa 10”; y el factor B correspondió a los portainjertos clonados con dos niveles Duke 7 y Thomas. No se analizó el portainjerto Derrumbe debido a falta de semillas nodrizas (“Filtro Negro” y “Floccosa 10”) por que se injertó con “Ettinger 99”, las variables (altura y diámetro) fueron evaluadas en diferentes fechas durante 2012 (10, 17 y 31 de marzo, 09 y 14 de abril y 23 de mayo). El diseño final se conformó en un arreglo factorial 2 x 2 con 23 repeticiones. Durante el experimento hubo unidades perdidas, de tal manera que los datos se analizaron mediante un Modelo Lineal Generalizado (GLM) y la comparación de medias se hizo con una prueba de Tukey ($p=0.05$).

Experimento 4. Consistió en evaluar el efecto del portainjerto clonal (Thomas, Duke 7 y Derrumbe) sobre el desarrollo de la variedad Hass en vivero. Para tal fin se establecieron en un diseño completamente al azar 20 repeticiones, debido a que hubo unidades experimentales perdidas, los datos se analizaron mediante un Model Lineal Generalizado (GLM) y la comparación de medias se hizo con una prueba de Duncan ($\alpha \leq 0.05$). Se pudo analizar Derrumbe en este experimento debido a que el análisis fue del portainjerto clonal sin importar la fuente se semilla.

En cada uno de los experimentos excepto en el número 1, el desarrollo de las plántulas se cuantificó mediante los incrementos en altura y diámetro de tallo (es decir a la última lectura leída se le restó la lectura anterior), tomándose solo los incrementos.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Intervalos de tiempo en el desarrollo de las etapas de la planta clonada.

Se distinguieron 6 etapas en el desarrollo del clon hasta su injertación con Hass, (Figura 25). El promedio de tiempo final para obtener una planta clonada injertada con “Hass” fue de **57 semanas**, las seis etapas identificadas son las siguientes:

- a)** Siembra de la planta nodriza: Siembra, germinación y desarrollo de las semillas nodrizas que son consideradas un portainjerto temporal.
- b)** Injertación de la planta nodriza: Injertación mediante la técnica de hendidura con los clones Duke7, Derrumbe y Thomas hasta la brotación de la vareta (injerto clonal).
- c)** Desarrollo en la cámara oscura: Abarcó desde la entrada de la planta nodriza injertada (injerto clonal), hasta el desarrollo de brotes etiolados (35 centímetros de altura)
- d)** Aplicación de hormonas: Inducción y desarrollo de raíces mediante aplicación de AIB fuera de la cámara oscura.
- e)** Separación del portainjerto clonal: A partir de que los clones Duke 7, Derrumbe y Thomas desarrollaron raíces propias se hizo la separación de la planta nodriza para su aclimatación y ser considerada como una planta independiente (portainjerto clonado).
- f)** Desarrollo del clon injertado: injertación mediante la técnica de enchapado lateral y desarrollo de la variedad comercial Hass sobre el portainjerto clonado.

El tiempo de duración en las etapas **a** y **b** fue de 16 semanas, similar a lo obtenido por Rodríguez (2003) y Bernal (1997). Contrariamente, con Ernst (1999), alcanzó este estado en 8 semanas. Para las etapas **c** y **d** de introducción a la cámara de etiolación (cámara oscura) y aplicación de hormonas fueron cinco semanas, los resultados no son iguales a los señalados por Ernst (1999), quien logró esta etapa en tres y cuatro semanas, esto probablemente a las variaciones de humedad y temperatura al interior de la cámara oscura, así como también el tipo de sustrato empleado para dicho proceso.

Por otra parte, los nuevos clones se tardaron 16 semanas para ser separados de la planta nodriza y ser considerados como plantas independientes. Dichos resultados difieren completamente con los obtenidos por Ernst (1999), quien los obtuvo a las tres y cuatro semanas usando como plantas nodriza a “**Zutano**” y “**Edranol**”, similar a los obtenidos por Rodríguez (2003) quien los obtuvo a las cuatro y cinco semanas usando como plantas nodriza a la variedad regional chilena “**Mexicola**”. En nuestro caso se trabajó con genotipos nodrizas diferentes (“Floccosa 10” y “Filtro Negro”) donde fue necesario tres semanas más para la aclimatación de la planta después de la separación de la planta nodriza y 17 semanas desde el desarrollo de la planta clonada hasta la longitud necesaria para el injerto de la variedad comercial, dichos resultados son diferentes a los obtenidos por Rodríguez (2003) quien logró a las 16 semanas injertar la variedad comercial partiendo desde la injertación de las nodrizas.

Por cuestiones que no son prácticas y por haber trabajado con genotipos genéticamente diferentes como plantas nodrizas así como portainjertos clónales, no fue posible homogenizar los tiempos de duración de cada etapa del proceso. Por lo anterior, la eficiencia del proceso se explica mediante el análisis de experimentos por separado. De tal manera que se logró implementar los cuatro experimentos antes descritos.

Etapas en el proceso de propagación clonal en México

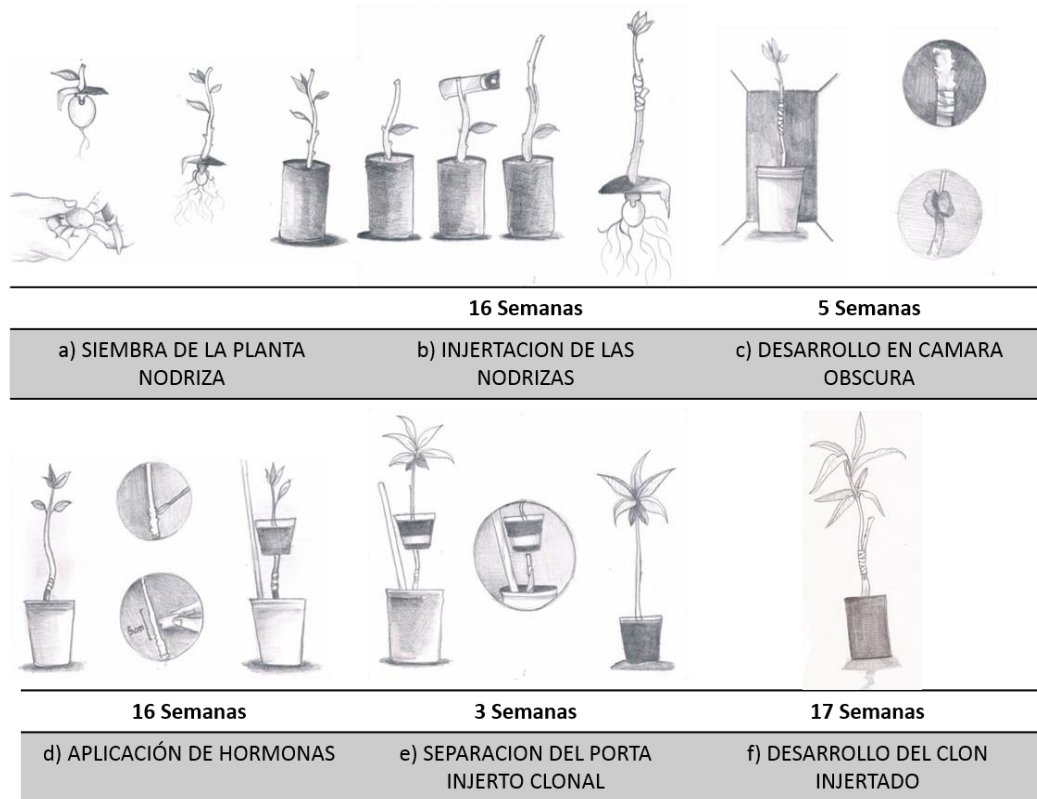


Figura 25. Tiempos logrados en el proceso de la propagación clonal (Dibujos: Oscar Israel Sánchez, 2013).

6.2. Experimento 1. Desarrollo de las diferentes fuentes de semilla utilizadas como plantas nodriza.

Los resultados a los 140 días después de la siembra mostraron diferencias significativas entre genotipos nodriza ($p \leq 0.05$), donde los correspondientes a “Floccosa 10”, “Aurelio” y “Filtro Negro” resultaron ser los más sobresalientes como donadores o fuente de semilla (Figura 26), al alcanzar una mayor altura; sin embargo “Aurelio”, “Floccosa 144”, “Coapadre”, “Larrainzar 71 Dr. 1”, “Floccosa 10” e “Hib. 2 Dr. 2” fueron estadísticamente similares entre ellos. En tanto que el menos favorecido para esta variable fue “San Marcos 49”, genotipo de raza guatemalteca, que mostró una diferencia de 28.26 cm con respecto a “Filtro Negro” que fue el que desarrolló mayor altura (32.48 cm). Es importante mencionar que “San Marcos 49”, de raza guatemalteca es poco alternante y “Filtro Negro” es un Híbrido de *Persea americana* ambos de semillas grandes. Sin embargo “Filtro Negro” es alternante al producir

abundantemente flores un año y al siguiente muy pocas; no así para *P. floccosa* siendo una especie no alternante; ya que produce frutos todos los años, característica importante para la práctica viverística (Reyes, A. J. C. 2015. Comunicación personal). Sin embargo Aguilera (2007), reporta que las semillas nodrizas de mayor tamaño (variedad “Mexicola”) ayudan en la rapidez del proceso, aumenta el vigor de la planta para emitir brotes aptos para la etiolación, traduciéndose en un menor tiempo de propagación.

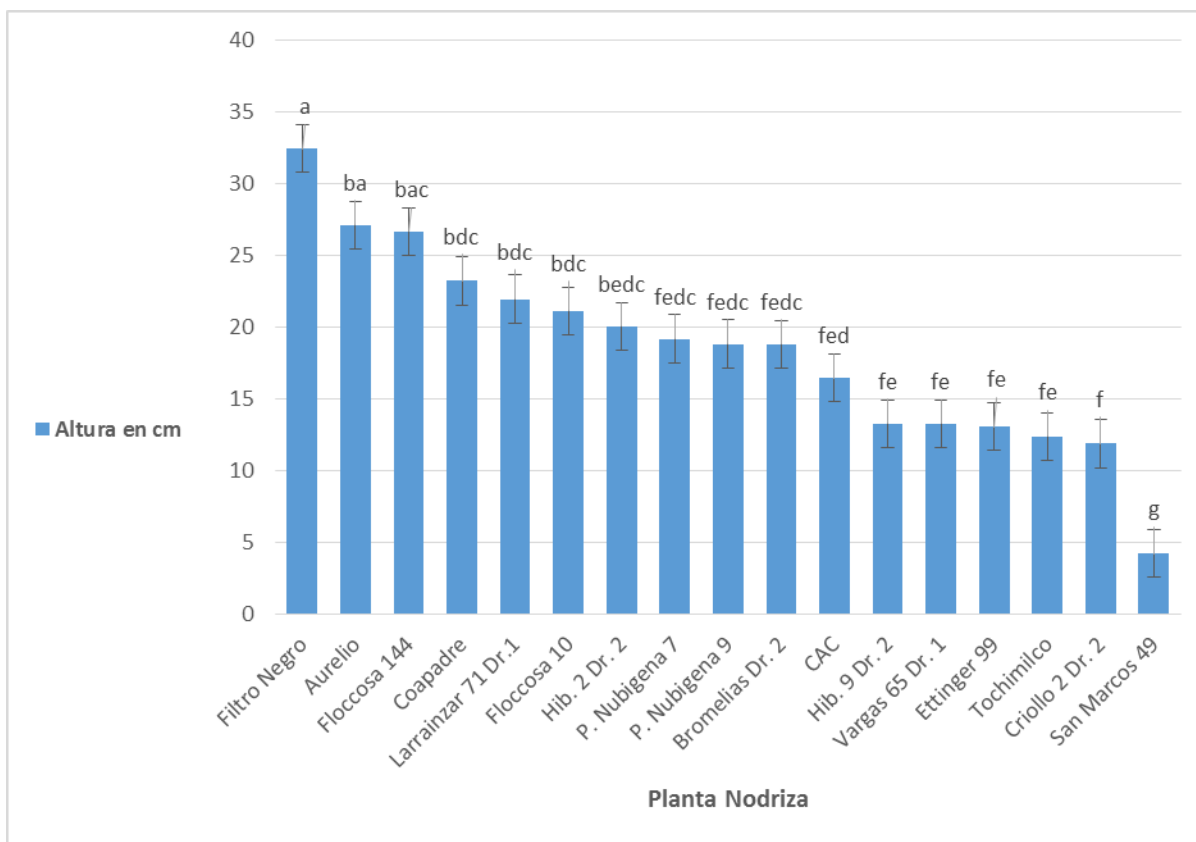


Figura 26. Altura promedio de las 17 plantas nodrizas de Aguacate (*Persea americana* Mill.) a los 140 días de la siembra.

Por lo anterior y de acuerdo a la Figura 26, las plantas nodriza “Floccosa 10” y “Filtro Negro” (Cuadro 9) fueron las más sobresalientes para el desarrollo de los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.

Cuadro 9. Genotipos empleados en los experimentos como donadores de semilla.

Nombre del genotipo	Raza o parentesco	Atributo
“Floccosa 10”	<i>Persea floccosa</i>	Altamente productivo, no alternante y su semilla resultó con un alto porcentaje de germinación y vigor y buen comportamiento como nodriza.
“Filtro Negro”	Híbrido de <i>P. americana</i>	Árbol medianamente productivo de fruto y semilla muy grande, pero con alto porcentaje de germinación y semilla que transfiere vigor.

6.3. Experimento 2. Crecimiento diferencial de los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.

Los genotipos Thomas y Derrumbe luego de haber sido separados de su planta nodriza no mostraron diferencias significativas en cuanto a su altura, pero si en comparación con Duke 7, que presentó menor crecimiento (Cuadro 10). Dicho parámetro morfológico es un buen predictor de la altura futura de la planta en campo, pero no para la supervivencia; se ha utilizado por mucho tiempo como un indicador de la calidad de planta en vivero, aunque se complementa con diámetro de tallo, es conveniente evaluarlo con otros criterios de acuerdo a Mexal y Landis, (1990) citado por Sáenz y colaboradores (2010), quienes proponen además; compatibilidad con el injerto, productividad del mismo, tolerancia a enfermedades, entre otros.

Cuadro 10. Crecimiento longitudinal (cm) del portainjerto clonado después de separado de la planta nodriza.

Clon	Fechas de observación (2013)					
	10 mzo	17 mzo	31-mzo	09-abr	14-abr	23-abr
Thomas	26.98a ±1.12	27.22ab ± 1.14	27.77ab ± 1.4	28.8a ±1.11	28.9a ±1.10	30.4a ±1.14
Derrumbe	27.47a ±1.6	27.91a ±1.6	29.07a ±1.6	30a ±1.7	30.3a ±1.7	30.97a ±1.7
Duke 7	22.03b ±1.6	22.47b ±1.68	23.22b ±1.7	23.7b ±1.7	24b ±1.7	25.03b ±1.7

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey (p=0.05). Error = Error estándar.

En cuanto al Diámetro del portainjerto, existieron diferencias significativas en los tres genotipos, donde Thomas logró un diámetro de 4.87 mm en la última fecha, y estadísticamente fue el que presentó mayor grosor, seguido por Duke 7 (4.2mm) y errumbe

(3.23 mm) respectivamente (cuadro 11). Dicha característica es importante para los viveristas donde lograr el mayor diámetro en menos tiempo es una cualidad morfológica importante en la calidad de la planta ya que define la robustez del tallo, se asocia con vigor y el éxito de la plantación en campo.

Cuadro 11. Crecimiento diametral (mm) del portainjerto clonado, después de separado de la planta nodriza.

Clon	Fechas de observación (2013)					
	10 mzo	17 mzo	31-mzo	09-abr	14-abr	23-abr
Thomas	4.2a ±0.15	4.35a ±0.18	4.3a ±0.16	4.6a ±0.15	4.77a ±0.16	4.87a ±0.16
Derrumbe	2.76c ±0.14	2.88c ±0.13	2.9c ±0.13	3.1c ±0.13	3.22c ±0.13	3.23c ±0.14
Duke 7	3.5b ±0.11	3.6b ±0.12	3.7b ±0.12	3.9b ±0.13	4.01b ±0.12	4.2b ±0.12

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p=0.05$). Error = Error estándar.

En cuanto a incrementos en altura de los portainjertos clonales después de la aclimatación y luego de haber sido separados de la planta nodriza, si existieron diferencias significativas a través de los días entre los tres genotipos (Thomas, Derrumbe y Duke 7), pero luego de 45 días como se observa en el cuadro 12 ya no existen diferencias.

Cuadro 12. Incrementos del portainjerto clonado en altura (cm) alcanzado por las plántulas en cinco fechas de observación.

Clon	Días				
	7	21	30	36	45
Thomas	0.5a ±0.08	1b ±0.10	1.88b ±0.13	2.23ab ±0.13	3.02a ±0.18
Derrumbe	0.52a ±0.10	1.7a ±0.21	2.57a ±0.27	2.88a ±0.27	3.63a ±0.29
Duke 7	0.48a ±0.08	1b ±0.11	1.83b ±0.18	2.19b ±0.22	2.93a ±0.27

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p=0.05$). Error = Error estándar.

En lo referente a los incrementos en diámetro de tallo del portainjerto clonado no existieron diferencias significativas entre los genotipos Thomas, Derrumbe y Duke 7, sin embargo a los 36 y 45 días de la medición, Derrumbe presentó el menor incremento en diámetro (0.52 a 0.58 mm) con respecto a Thomas (0.75 a 0.88 mm) y Duke 7 (0.62 a 0.83 mm) respectivamente (cuadro 13), lo que sugiere que estos dos últimos tardarían menos tiempo en alcanzar el tamaño comercial deseado, criterio de selección señalado por Espinosa,

(2006) y que se describe en la regla para la calificación de semilla de aguacate que se encuentra en edición (SNICS, 2014) donde se señala que el portainjerto al alcanzar un centímetro de diámetro es apto para ser injertado con la variedad comercial.

Cuadro 13. Incrementos del portainjerto clonado en diámetro (mm) alcanzado por las plántulas de distintos tratamientos, en cinco fechas de observación.

Clon	Días				
	7	21	30	36	45
Thomas	0.137a ±0.32	0.30a ±0.04	0.54a ±0.06	0.75a ±0.06	0.88a ±0.06
Derrumbe	0.97a ±0.03	0.20a ±0.20	0.41a ±0.5	0.52b ±0.5	0.58a ±0.05
Duke 7	0.11a ±0.04	0.24a ±0.05	0.44a ±0.06	0.62ab ±0.06	0.83a ±0.05

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p=0.05$). Error = Error estándar.

6.4. Experimento 3. Efecto de la nodriza Filtro negro y Floccosa 10 sobre el desarrollo final de los portainjertos Thomas y Duke 7.

En el experimento 3, en la etapa final del desarrollo del clon hasta antes de su injertación con Hass, aunque ya se encontraban separados el clon de su planta nodriza, se trató de observar un probable efecto de esta sobre el crecimiento del injerto etiolado. No hubo diferencias significativas ($p=0.05$) en altura entre las nodrizas, tanto “Filtro Negro” como “Floccosa 10” en el efecto posterior de altura de planta (Cuadro 14). No obstante *Persea floccosa* especie distinta a *Persea americana*, por su productividad parece ser una excelente fuente alternativa para generar plantas nodrizas en el proceso. El genotipo Derrumbe no pudo ser evaluado en este experimento debido a la falta de plantas nodrizas (“Filtro Negro” y “Floccosa 10”), para su injertación que permitieran integrar sus repeticiones en dicho experimento.

Cuadro 14. Efecto de la planta nodriza sobre la altura (cm) del portainjerto clonado.

Clon	Fechas de observación (2012)					
	10 mzo	17 mzo	31-mzo	09-abr	14-abr	23-may
Thomas/”Filtro Negro”	28.8a ±1.00	28.7a ±1.11	29.2 a ±1.13	30.1a ±1.00	30.3a ±1.00	31.9a ±0.99
Duke7/”Filtro Negro”	19.7a ±2.92	20.0a ±30	20.3a ±2.70	21.0a ±2.52	21.0a ±2.84	24.3a ±2.19
Thomas/”Floccosa10”	26.8a ±2.18	27.5a ±2.14	28.1a ±2.16	29.2a ±2.16	29.3a ±2.10	31.1a ±2.15
Duke7/”Floccosa10”	23.4a ±2.12	23.8a ±2.16	24.8a ±2.15	25.2a ±2.22	25.6a ±2.23	26.4a ±2.22

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p=0.05$). Error = Error estándar.

Sin embargo, en relación con el diámetro del portainjerto, si existió un claro efecto de la planta nodriza sobre Duke 7 y Thomas de acuerdo al análisis, ya que en la última fecha de muestreo hubo diferencias significativas entre las nodrizas utilizadas; “Filtro Negro” y “Floccosa 10”. Se logró un mayor desarrollo al utilizar “Filtro Negro”, debido probablemente a que la semilla de “Filtro Negro” es más grande que la de “Floccosa 10” (Cuadro 8), al respecto Flores *et al.* (1990) menciona que el tamaño de la semilla y los cotiledones, influyen no solo en la germinación (emergencia de la raíz y del vástago), sino que también controlan el desarrollo de algunos componentes de la planta en sus etapas tempranas; por lo que tal vez se tradujo en un mayor diámetro en la planta; Sin embargo existió una similitud en los efectos producidos al usar la planta nodriza “Filtro Negro” y “Floccosa 10” solamente en las fechas 10 y 17 de marzo, así como 09 de Abril 2012 como se observa en la cuadro 15.

Cuadro 15. Efecto de la planta nodriza sobre el diámetro (mm) del portainjerto clonado.

Clon	Fechas de observación (2012)					
	10 mzo	17 mzo	31-mzo	09-abr	14-abr	23-may
Thomas/"Filtro Negro"	4.95a ±0.17	5.2a ±0.23	5.12a ±0.13	5.3a ±0.10	5.6a ±0.13	5.7a ±0.13
Duke7/"Filtro Negro"	4.5ab ±0.00	4.7ab ±0.17	4.8a ±0.17	5.0ab ±0.29	4.8b ±0.17	5.2a ±0.17
Thomas/"Floccosa10"	3.8cb ±0.15	3.8cb ±0.18	3.8b ±0.14	4.2bc ±0.14	4.3bc ±0.14	4.3b ±0.14
Duke7/"Floccosa10"	3.35c ±0.12	3.45c ±0.12	3.55b ±0.11	3.8c ±0.15	3.9c ±0.12	4.0b ±0.12

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Tukey ($p=0.05$). Error = Error estándar.

El desarrollo de plantas nodrizas al ser injertadas con el portainjerto clonal no influyo en la altura (cuadro 14) pero si tuvo un efecto en el diámetro del portainjerto clonal (Cuadro 15), siendo el mejor “Filtro Negro”. Estos datos sugieren la influencia del tipo de semilla que se usa como planta nodriza. Al respecto Bernales (1997), menciona en el efecto independiente del ácido giberélico a una concentración de 500 ppm y el tipo de sustrato, con mejores resultados al mezclar turba y arena en una relación de 1:1 sobre el crecimiento en altura y diámetro de la planta nodriza “Mexicola” y “Topa”, en los diferentes períodos de observación se obtuvieron los mejores resultados al usar el la semilla “Mexícola”.

6.5. Experimento 4. Respuesta del cultivar Hass en diámetro y altura injertado sobre los portainjertos Thomas, Derrumbe y Duke 7.

El eficiente desarrollo de una planta de aguacate en condiciones de campo propicias, se basa en la compatibilidad que tenga su portainjerto con la variedad injertada, en el caso de la planta clonada, el éxito se basa en el atributo o aptitud sobresaliente que el portainjerto clonal tenga. Este además de un buen desarrollo de raíces debe tener una buena compatibilidad. Al respecto, se sabe de la eficiencia de algunos portainjertos clonales como Duke 7 al ser injertados con la variedad Hass, tal y como lo reporta Ayala (2010) quien estudio la relación injerto interinjerto en “Hass”, “Fuerte”, “Colin V-33”, “Duke 7” y algunos parámetros fisiológicos de la hoja y anatómicos del tallo, donde Duke 7 al ser usado como interinjerto modificó de manera importante la conductividad hídrica. En el caso de nuestro estudio, se pudo evaluar el incremento final del desarrollo de la variedad Hass sobre los tres portainjertos clonales; Thomas, Duke 7 y Derrumbe, en los cuales no se observó diferencia estadística entre los tres portainjertos, se evidencia la eficiencia del portainjerto regional Derrumbe al ser comparado con los tradicionales conocidos Thomas y Duke 7. Sin embargo en las semanas de medición: 6, 10 y 11 mostraron un comportamiento distinto, Thomas y Duke 7, fueron estadísticamente mayor en incremento de altura en comparación con Derrumbe como se observa en el Cuadro 16.

Cuadro 16. Incremento final (mm) del desarrollo de la variedad Hass injertada sobre los portainjertos Thomas, Duke 7 y Derrumbe.

Hass/ Clon	Fechas de observación (2012-2013) / semana								
	21 ago / 5	5 sep / 6	13-sep / 7	20-sep / 8	26-sep / 9	12-oct / 10	01-nov / 11	21-mzo /final	
Thomas	1.05a ±0.46	1.68a ±0.57	1.89a ±0.57	1.94a ±0.58	2.14a ±0.55	2.47a ±0.52	3.01a ±0.54	13.50a ± 2.53	
Duke7	0.37a ±0.33	1.19ab ±0.35	1.35a ±0.35	1.50a ±0.33	1.71a ±0.32	1.81ab ±0.32	2.14ab ±0.31	14.87a ±3.61	
Derrumbe	0.0a ±0.00	0.18b ±0.18	0.58a ±0.21	0.72a ±0.24	0.85a ±0.23	1.06b ±0.30	1.53b ±0.18	14.30a ±2.20	

* Valores seguidos de una misma letra en una misma columna no difieren estadísticamente según la prueba de comparación múltiple de Duncan ($\alpha \leq 0.05$). Error = Error estándar.

El desarrollo de “Hass” sobre los tres portainjertos clonales empleados resultó semejante de acuerdo al Cuadro 16, se evidencia la eficiencia del portainjerto regional Derrumbe al ser comparado con los tradicionalmente conocidos Thomas y Duke 7.

7. CONCLUSIONES

El proceso de clonación, con 6 etapas, sumo 57 semanas, y pudiera acortarse de acuerdo a los genotipos empleados y a su manejo agronómico.

La identificación de las etapas y tiempos, en el proceso de propagación clonal, permite planificar la producción de plantas clonales y establecer estándares de calidad.

Los donadores de semilla *Persea floccosa* y “Filtro Negro” fueron los mejores para la obtención de plantas nodriza.

Derrumbe y Thomas fueron los que presentaron mayor crecimiento en altura como portainjerto clonal, después de ser separado de la planta nodriza.

Thomas fue el que presento mayor diámetro como portainjerto clonado, después de ser separado de la planta nodriza, seguido por Duke 7 y Derrumbe.

No se observó un efecto de la planta nodriza (Filtro Negro y Floccosa 10) sobre la altura de los portainjertos clonados (Thomas y Duke 7), pero si en el diámetro de la planta, siendo mayor Filtro Negro.

Derrumbe se propone como portainjerto de material nacional para ser evaluado a resistencia a *Phytophthora cinnammomi* ya que mostró resultados competentes a los ya comerciales Thomas y Duke 7 para su injertación con Hass.

El desarrollo del injerto de la variedad Hass sobre los portainjertos clónales, fue mayor en Thomas, seguido de Duke 7 y Derrumbe respectivamente.

No hubo diferencias significativas entre los portainjertos clonales en cuanto al incremento en altura (cm) del injerto variedad Hass a los siete meses de medición.

La técnica de Frolich y Platt (1971), se propone como alternativa de producción comercial de plantas de aguacate en México.

La investigación evidencia el potencial del germoplasma nativo de aguacate para ser empleado en el proceso de clonación de plantas de aguacate en México.

8. BIBLIOGRAFIA

- Aguilera P., M. J. 2007. Propagación de patrones de palto mediante acodo aéreo y esqueje. Memoria para obtener el título profesional de Ingeniero Agrónomo, mención Fruticultura. Universidad de Chile. Santiago – Chile. 21p.
- Alves-de Oliveria A., O. Carlos-Koller y O. Villegas-Monter. 1999. Propagación vegetativa de aguacate selección 153 (*Persea sp.*) por acodo en contenedor. Revista Chapingo. Serie Horticultura 5: 221-225.
- Ayala A., J. 2010. Relaciones Injerto-interinjerto en algunos aspectos fisiológicos y anatómicos de cuatro genotipos de Aguacate. Tesis para obtener el grado de Doctor en Ciencias en Horticultura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 118p.
- Barrientos P., A. F. y L. López-López. 2000. Historia y Genética del Aguacate, pp. 17- 30 *In*: D. Teliz, (ed.). El aguacate y su manejo integrado. Ediciones Mundi-Prensa México, México.
- Barrientos P., A. F., M. Borys W. and F. Barrientos P. 1986. Rooting of avocado cuttings (*Persea Americana* Mill.) cvs. Fuerte and Colín V-33. California Avocado Soc. Yrbk. 70:157-163.
- Barrientos P., A. F., R. Muñoz-Pérez, J. C. Reyes A., M. Borys W. y M. T. Martínez-Damián. 2007. Taxonomía, cultivares y portainjertos, pp. 29-62. *In*: D. Teliz, A. Mora (eds.). El aguacate y su manejo integrado. Ediciones Mundi-Prensa México, México.
- Barrientos-Priego, A. F., R. Muñoz-Pérez, M. Borys W. y M. T. Martínez-Damián. 2000. Cultivares y Portainjertos del Aguacate, pp. 33-51. *In*: D. Teliz, (ed.). El aguacate y su manejo integrado. Ediciones Mundi-Prensa México, México.
- Bassuk, N. and Maynard, B. 1987. Stock plant etiolation. HortScience 22 (5):749-750.
- Bellon, M. R., A. F. Barrientos-Priego, P. Colunga-García M., H. Perales, J. A. Reyes A., R. Rosales S., D. Zizumbo-Villareal. 2009. Diversidad y conservación de recursos

genéticos en plantas cultivadas. pp. 355- 382. En Capital Natural de México Vol. 2 CONABIO. México.

Bender, G. S., A. W. Whiley. 2007. Propagación, pp. 177-198. *In*. El palto. Botánica, Producción y Usos. A. W. Whiley, B. Schaffer y B. N. Wolstenholme (eds.). Ediciones Universales de Valparaíso. Chile.

Ben-Ya'acov, A. and Zilberstaine, M. 1999. Clonal avocado (*Persea Americana* Mill.) rootstocks in Israel. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 39-42.

Ben-Ya'acov, A. and Michelson, E. 1995. Avocado rootstocks. *Horticultural reviews* 17: 381-429. [En línea]. Disponible en <http://books.google.com.mx/books?hl=es&lr=&id=4B5NSQwmSI4C&oi=fnd&pg=PA381&dq=BROKAW,+W.+1987.+Avocado+clonal+rootstock+propagation.+Proc.+Intern.&ots=z6T4pKZiKk&sig=OfEA5EtcFhAv7goCUIJbZLrfSjo#v=onepage&q&f=true> (revisado el 04 de abril de 2013).

Bergh, B. O. 1992. The origin, nature, and genetic improvement of the avocado. *California Avocado Society Yearbook* 76: 61-75. [En línea]. Disponible en <http://www.avocadosource.com/CAS Yearbooks/CAS 76 1992/CAS 1992 061.htm> (revisado el 05 de septiembre 2013).

Bernales A., C. A. 1997. Implementación de la Técnica de Etiolación y Acodo en la Propagación Clonal de Paltos (*Persea americana* Mill.). Taller de Licenciatura en el área de Fruticultura. Universidad Católica de Valparaíso Facultad de Agronomía. Quillota, Chile. 87p.

Campos R., E. y M. de la C. Espíndola B. 2002. Propiedades de las frutas. Fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, 157 p.

Campos R., E., J. Ayala A., J. Andrés A. y M. de la C. Espíndola B. 2012. Propagación del Aguacate. SINAFERI-SNICS-SAGARPA. Red Aguacate, México. 54 p.

Castro V., M y C. Fassio O. 2013a. Evaluación agronómica de nuevos portainjertos de palto en distintas zonas agro climáticas de Chile. Manual Técnico No. 2, Facultad de Agronomía, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Chile. 23p.

- Castro V., M y C. Fassio O. 2013b. Propagación Clonal de Paltos. Chile, Manual Técnico No. 1, Facultad de Agronomía, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Chile. 23p.
- Castro V., M., N. Darrouy P. y C. Fassio O. 2009. Manejo de plantas madres para la propagación clonal del aguacate. Publicación especial. III Congreso latinoamericano del aguacate. México. 15 p.
- Cerdas A., M. del M., M. Calderon M., E. Diaz C. 2006. Manejo Pre y Pos cosecha de Aguacate (*Persea americana*). San José, Costa Rica. C.R.: MAG. 95pp. [En línea]. Disponible en http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/aguacate-2006.pdf (revisado el 10 de marzo del 2015).
- CICTAMEX. 1985. Estudio edafológico de la Faja Aguacatera de la República Mexicana, en la parte correspondiente al Estado de México *In Memoria* Tres años de actividades del Centro de Investigaciones científicas y Tecnológicas del Aguacate en el Estado de México 1982-1985. Editorial Libros de México, S. A., México, D. F. pp. 107-110.
- Ernst, A. A. 1999. Micro Cloning: A multiple Cloning Technique for Avocados using Micro Containers. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5: 217-220.
- Escobedo S., V. 2009. Estudio de propagación clonal por esquejes del portainjerto de palto "Duke 7" (*Persea americana* Mill.) utilizando brotes etiolados y cámaras húmedas individuales. [En línea]. Disponible en
- Espinosa U., M. A. 2006. Evaluación del Crecimiento de Tres Especies de Árboles de Navidad y Análisis de sus costos de Producción. Tesis para obtener el título de Ingeniero en Manejo de Recursos Forestales. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Tulancingo de Bravo, Hidalgo, México. 130 p.
- Fernández N., C.; R. Van Z. y S. Kohne. 2011. Reasons for the use of clonal avocado rootstocks around the world. *Memoria VII Congreso Mundial del Aguacate*. Australia. 7 p.

- Flores M., D., L. Vite C. y M. Borys W. 1990. Relaciones entre los Cotiledones y otros Componentes de Plántulas de Aguacate. Fitotecnia. Memoria de Actividades de la Fundación Salvador Sánchez Colín-CICTAMEX, S. C. pp. 79-89.
- Frolich, E. F. and R. Platt G. 1971. Use of the etiolation technique in rooting avocado cutting. California Avocado Soc. Yrbk. 55: 97-109.
- Galindo-Tovar M. E., A. M. Arzate-Fernández, N. Ogata-Aguilar and I. Landero-Torres. 2007. The avocado (*Persea americana*, Lauracea) crop in Mesoamerica: 10,000 years of history. Harvard Papers in Botany 12(2): 325-334.
- Gálvez, R. C. 2003. Almacena miento y conservación de las semillas. pp. 131-148. *In* Consejería de Medio Ambiente. Junta de Andalucía, A. Sánchez, L., M. Arroyo, S., y R. M. Navarro, C. (eds.). Material Vegetal de Reproducción, Manejo, Conservación y Tratamiento. Almacenamiento y Conservación de semillas. Vol. I. [En línea]. Disponible en
- Gazit, S. y C. Degani. 2007. Biología Reproductiva, pp. 103-132. *In*: El palto. Botánica, Producción y Usos. A. W. Wiley, B. Schaffer y B. N. Wolstenholme (eds.). Ediciones Universales de Valparaíso. Chile.
- Hartmann, H. T. y D. E. Kester 1995. Propagación de plantas principios y prácticas. Cuarta reimpression, México. Compañía editorial continental, S. A. de C. V. pp. 255-318.
- http://www.avocadosource.com/international/peru_papers/escobedovictor2009.pdf
(Revisado el 05 de julio de 2014).
- http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/consolidado/publicacionesdigitales/80-402_MATERIAL_VEGETAL_DE_REPRODUCCION__MANEJO_CONSERVACION_Y_TRATAMIENTO/80-402/5_ALMACENAMIENTO_Y_CONSERVACION_DE_SEMILLAS.PDF (revisado el 03 de Julio de 2014).
- Koop, L. 1966. A Taxonomic revision of the genus *Persea* in the Western Hemisphere (*Persea*-Lauracea). Mem. New York Bot. Gard. 14:1-117.

- López J., A., A. Barrientos P., J. C. Reyes A., M. de la C. Espindola B., F. L. Hernández V., E. Campos R., J. Ayala A., P. Mijares O. y J. de J. Zárate C. 2010. Donadores de Semilla de Aguacate. SINAREFI-SNICS-SAGARPA. Red Aguacate. 13 p.
- Maldonado B., K. R. 2010. Sustratos alternativos para la producción de *Pinus greggi* Engelm en vivero. Tesis profesional para obtener el grado en Maestro en Ciencias. Colegio de Posgraduados. Montecillo Texcoco, Estado de México. 115 p.
- Menge, J. A., B. Mckee, E. Pond, G. Bender, M. Arpaia, B. Faber, M. Crowley, M. Clegg, T. Chao, P. Mauk, 2004. Screening and Evaluation of New Rootstocks with Resistance to *Phytophthora cinnamomi*. In: Proceedings California Avocado Research Symposium. California Avocado Commission. Riverside, California. pp. 1-8.
- Monteagudo-Rodríguez O. R. 2012. Fenología del cultivar Hass en tres ambientes contrastantes de la franja aguacatera del Estado de México. Tesis. Ingeniero Agrónomo fitotecnista. Universidad Autónoma del Estado de México. México. 76 p.
- Muñoz P., R. B. y I. Rogel C. 1997. Ensayos sobre propagación clonal de portainjertos de aguacate. In: Rubí et. al., (eds). Memoria de Actividades de la Fundación Salvador Sánchez Colín, CICTAMEX, S.C. pp. 129-135.
- Negrete H., E. 2007. Daños de plagas y enfermedades más comunes en el cultivo del aguacatero en el estado de Michoacán. Asociación de Productores y Empacadoras Exportadores de Aguacate de Michoacán A.C. López Impresores S.A. México.
- Ortega T., M. A. 2003. Valor Nutricional de la Pulpa Fresca de Aguacate Hass. V Congreso Mundial del Aguacate, Malaga España. pp. 714-748.
- Pullas V., D. C. 2011. Propagación clonal de aguacate Duke 7 (*Persea americana* Mill.) Mediante la técnica de etiolación de brotes o cultivo *in vitro*. Tesis para obtener el título de Ingeniero Agropecuario. Escuela Politécnica del Ejército. Sangolquí-Ecuador. 73 p.
- Reuveni, O. and M. Raviv. 1980. Importance of leaf retention to rooting of avocado cuttings. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 106(2): 127-130.

- Reyes-Alemán J. C., M. de la C. Espíndola-Barquera, A. Barrientos-Priego, E. Campos-Rojas, J. J. Aguilar-Melchor, J. de J. Zárate-Chávez y A. López-Jiménez. 2010. Aguacate: variedades, selecciones y variedades criollas comunes de uso común. SINAREFI-SNICS-SAGARPA-CICTAMEX, Red de Aguacate. 14 p.
- Rincón-Hernández C. A., J. de la L. Sánchez-Pérez., F. J. Espinosa-García. 2011. Caracterización química foliar de los árboles de aguacate criollo (*Persea americana* var. *drymifolia*) en los bancos de germoplasma de Michoacán, México. Revista Mexicana de Biodiversidad 82: 395- 412.
- Rodríguez N., A. C. 2003. Implementación de las Técnicas de Etiolación y Acodo y Microclonación en Paltos (*Persea americana* Mill.). Taller de licenciatura. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso. Quillota-Chile. 69 p.
- Rodríguez S., F. 1992. El Aguacate. Segunda edición. AGT Ed., México, 170 p.
- Rogel-Castellanos, I.C., R. B. Muñoz-Pérez, J. G. Cruz-Castillo. 2000. Propagación de Aguacate por acodo utilizando etiolación, ácido indolbutírico, y obstrucción de savia. México, Revista Chapingo, Serie Horticultura 6(1): 101-104.
- Rubí-Arriaga M., A. L. Franco-Malvaíz, S. Rebollar-Rebollar, E. E. Bobadilla-Soto, I. Martínez-De La Cruz, Y. Siles-Hernández. 2013. Situación actual del Cultivo del aguacate (*Persea americana* Mill.) en el Estado de México. Tropical and Subtropical Agroecosystems, 16: 93-101.
- Sáenz R., J. T., F. J. Villaseñor R., H. J. Muñoz F., A. Rueda S., J. A. Prieto R., 2010. Calidad de planta en viveros forestales de clima templado en Michoacán. Folleto técnico Núm. 17. Instituto Nacional de Investigación Forestal, Agrícolas y Pecuarias. Centro de Investigación Regional Pacífico Centro Campo Experimental Uruapan. 52 p.
- Salazar G., S. and M. W. Borys. 1983. Clonal propagation of the avocado through "Franqueamiento". California Avocado Soc. Yrbk. 67: 69-72.

- Salazar G., S., J. de J. Velasco C., R. Medina T., J. R. Gómez A. 2004. Selecciones de Aguacate con Potencial de uso como Portainjertos. II. Respuesta al enraizamiento mediante acodos. *Fitotecnia Mexicana*. 27(002): 183-190.
- Sánchez C., S y M. Rubí A. 1994. Situación actual del cultivo del aguacate en México. *California Avocado SOC. Yrbk*. 78: 61-74.
- Sánchez-Pérez, J. 1999. Recursos genéticos de aguacate (*Persea americana* Mill.) y especies afines en México. *Rev. Chapingo. S. Hort*. 5: 7-18.
- Sanginés, L. 2008. Aguacates en alimentación Humana y Animal. Una reseña corta, en México. *Revista Computadorizada de Producción Porcina* 15: 211-215.
- Santos G., A. M. 2013. Ubicación de áreas potenciales para el cultivo de aguacate (*Persea americana* Mill.) cv. Hass en el Estado de México. Reporte final para obtener el grado de especialista en cartografía automatizada. Teledetección y sistemas de información geográfica. Toluca, México. 32 p.
- SIAP-SAGARPA. 2012. Cierre de la producción agrícola. Disponible en línea: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350 (consultado 14 de diciembre de 2013).
- SIAP-SAGARPA. 2013. Cierre de la producción agrícola. Disponible en línea: http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350 (consultado 05 de mayo de 2015).
- SNICS. 2014. Regla técnica para la clasificación (Certificación) de semilla de aguacate (*Persea americana* Mill.). SNICS-SAGARPA, en edición. México D.F. 10p.
- TADE MAP. 2014. Estadísticas del comercio para el desarrollo internacional de las empresas. Lista de países importadores y exportadores para el producto: aguacate. Disponible en Línea: <http://www.trademap.org/Index.aspx> (Consultado el 29 de septiembre 2014).
- Téliz O., D., G. Mora A., L. Morales G., 2000. Importancia histórica y socioeconómica del aguacate, 1-15 pp, *In*: D. Téliz; (ed.). El aguacate y su manejo integrado. Vol. I. Ediciones Mundi-Prensa México, México. 236 p.

- Torres-Gurrola, G., S. Montes-Hernández, F. J. Espinosa-García. 2009. Patrones de variación y distribución geográfica en fenotipos químicos foliares de *Persea americana* var. *drymifolia*. Revista Fitotecnia Mexicana 32(1): 19- 30.
- Velho Da Silveira, S. Dutra de Souza, P. V., Koller, O. C. 2004. Propagacao vegetativa de abacateiro por estaquia. Rev. Bras. Frutic., Jaboticabal – SP 26(1) 191-192.
- Webber J., H. 1926. The avocado stock problem. California Avocado Association Annual Report 1925-26. Yearbook 10: 37-38.