

**Tratamientos para mejorar la propagación
sexual de la sapodilla o chicosapote
(*Manilkara zapota*)**

Jessica Katherine Hurtado Chica

300803

EL ZAMORANO

Departamento de Horticultura

Diciembre, 1998

Tratamientos para mejorar la propagación sexual de la sapodilla o chicosapote (*Manilkara zapota*)

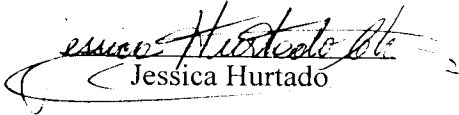
**Proyecto especial presentado como requisito parcial para optar
al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado
Académico de Licenciatura**

Presentado por

Jessica Katherine Hurtado Chica

**EL ZAMORANO-HONDURAS
Diciembre, 1998**

El autor concede a El Zamorano permiso
Para reproducir y distribuir copias de este
trabajo para fines educativos. Para otras personas
físicas o jurídicas se reservan los derechos de autor.



Jessica Hurtado

El Zamorano-Honduras
Diciembre, 1998

DEDICATORIA

A todos los investigadores interesados en el mejoramiento de la agricultura.

A mis padres, con todo mi corazón, a mis hermanos, a mis tíos Jenny y Estuardo y a mi familia.

A mis grandes y queridos amigos, Lcdo. Nery Gaitán y Dr. Oscar Reyes; Gloria y Segundo Carchi.

A quien me ha demostrado su confianza, Ing. Alfredo Castro.

AGRADECIMIENTOS

A Dios, al Niño Divino sobre todas las cosas, y a la Santísima Virgen María, por sus bendiciones y mantenerme siempre bajo su luz y amor celestial.

A mis padres, Jaime, Teresa y Maritza, por todo su amor, comprensión y por regalarme su sacrificio.

Al profesor Nery Gaitán y a su esposa por su constante apoyo, consejos y todo su tiempo a lo largo de mi vida estudiantil en Zamorano.

A todos los miembros de la C.S.I., en especial al Dr. Oscar Reyes, por todo el cariño y atención que me brindaron.

A Abolena, Pamela y Alexandra, por su amistad que fue un pedestal importante durante estos años de estudio.

A Paulina N., Otilia T., Martha E., Alejandro Pineda, a Paola M., Manuel A., Anali C. porque mas que amistad, en un momento compartieron conmigo un poco de la enseñanza de ser amigos y de saber luchar.

A Misael N. y Angie por todo su cariño y amistad sincera.

A Cesar M., Gloria P., Carlos M., Guillermo A. por su estima constante.

A mis asesores, en especial al Dr. Odilo Duarte, por su dedicación, consejos y su tiempo para impartirme sus conocimientos, y a su familia.

A todos los integrantes del Dpto. Horticultura, por su ayuda y amistad, a Helga, Eva e Idania, y muy especialmente al Ing. J. M. Miselem, por su sincero interes en mi aprendizaje.

AGRADECIMIENTO A PATROCINADORES

Mi muy sincero agradecimiento al Sr. Estuardo Quirola Lojas y a su esposa, mi tía Jenny Chica de Quirola, por todo el apoyo incondicional y el financiamiento brindado para mis estudios en Zamorano, en ambos programas.

Agradezco al Sr. Esteban Quirola Figueroa y a su esposa, Sra. Tarcila Lojas de Quirola, por contribuir financieramente para la realización de mis estudios en Zamorano.

RESUMEN

Hurtado, Jessica. 1998. Tratamientos para mejorar la propagación sexual de la sapodilla o chicosapote (*Manilkara zapota*). Proyecto Especial del Programa de Ingeniero Agrónomo, El Zamorano, Honduras. 25 p.

Se probaron diversos tratamientos a la semilla del chicosapote, un frutal exótico no tradicional con potencial de exportación. Los tratamientos incluyeron: pelado de la semilla, rajado de los tegumentos y semillas intactas, seguidos de remojos por 24 h en 0, 1,250 y 2,500 ppm de ácido giberélico (AG). La semilla pelada no tuvo remojo posterior y el testigo no tuvo ningún tratamiento. Se pusieron las semillas en bandejas con una mezcla 3:1 por volumen de arena con musgo, bajo 60% de sombra. La germinación se inició 40 días después de siembra (dds) y se dio por concluida a los 105 dds. En porcentaje de germinación, el mejor tratamiento fue el de semillas intactas remojadas en agua durante 24 h con un 67% contra 45% del testigo. En velocidad de germinación, las semillas con tegumento rajado, remojadas por 24 h en 1,250 ppm de AG, germinaron en un promedio de 46 dds contra 59 dds del testigo. Las plántulas más altas se obtuvieron de semillas enteras remojadas 24 h en 2,500 ppm de AG, con 4.24 cm contra 3.54 cm del testigo. En número de hojas por planta, no hubo diferencias entre tratamientos. El mejor tratamiento fue usar semillas intactas, remojadas 24 h en agua, pues no tuvo una diferencia significativa con otros tratamientos que presentaron mejores resultados numéricos. La semilla de chicosapote responde negativamente a la escarificación, ya que rajar el tegumento redujo drásticamente la germinación y removerlo completamente causó la muerte a la semilla, aparentemente por pudrición.

Palabras claves: sapodilla (*Manilkara zapota*), ácido giberélico (AG), germinación (dds).

LA MEJOR FORMA DE OBTENER PATRONES DE CHICOSAPOTE O NÍSPERO POR SEMILLA

El chicosapote o sapodilla (*Manilkara zapota*), es un frutal aún desconocido en muchos lugares, que provee una fruta de un sabor agradable y su corteza produce un látex lechoso que contiene entre 20 y 40 % de chicle. Antes el látex que se extraía sangrando la corteza se usaba como base de la goma de mascar, hoy es mayormente reemplazado por sustitutos sintéticos del chicle, por lo que la importancia de su cultivo radica en sus frutos. La información sobre este frutal, como de tantos otros frutales exóticos de gran potencial económico, es muy pobre.

Se empezó probando si la semilla requería que se eliminara o rajara la cubierta. Además, se usó el ácido giberélico (AG), una hormona que se encuentra en forma natural o sintética, que entre una de sus funciones tiene la de reducir el letargo de las semillas y aumentar la velocidad y porcentaje de germinación.

Se efectuó el experimento comparando 8 tratamientos, siendo el testigo las semillas sembradas directamente, a manera de probar la escarificación y las diferentes concentraciones de AG. El estudio se realizó entre los meses de julio y octubre de 1998. El medio de germinación se preparó mezclando musgo y arena en la proporción de 3:1 por volumen. Los resultados obtenidos se resumen a continuación:

- 1) Porcentaje de Germinación, el mejor tratamiento fue el de semillas intactas remojadas en agua 24 h que dio 67% de germinación contra 45% de la no tratada.
- 2) Velocidad de germinación, las semillas con cáscara parcialmente rajada, remojadas por 24 h en AG a 1,250 partes por millón (ppm) tuvieron un promedio de 46 días para germinar contra 59 días para la no tratada.
- 3) Altura, las plántulas más altas se obtuvieron de semillas intactas remojadas 24 h en 2,500 ppm de AG, con 4.24 cm contra 3.54 cm de la no tratada.
- 4) Número de hojas, no hubo diferencias entre los tratamientos.

Se concluye que el mejor tratamiento para la germinación de semillas de chicosapote o níspero es el de sembrarlas intactas, luego de un remojo de 24 h en agua. Aparentemente esta semilla no requiere escarificación para mejorar su porcentaje de germinación; rajar la cáscara reduce drásticamente la germinación y removerla completamente impide la germinación.

Las diferentes concentraciones de ácido giberélico no dieron importantes resultados en altura o velocidad de germinación.

CONTENIDO

	Portadilla.....	i
	Autoría.....	ii
	Página de firmas.....	iii
	Dedicatoria.....	iv
	Agradecimientos.....	v
	Agradecimiento a patrocinadores.....	vi
	Resumen.....	vii
	Nota de prensa.....	viii
	Contenido.....	ix
	Indice de Cuadros.....	xi
	Indice de Figuras.....	xii
	Indice de Anexos.....	xiii
1	INTRODUCCION.....	1
2	REVISION DE LITERATURA.....	2
2.1	Chicosapote, sapodilla o níspero.....	2
2.1.1	Origen.....	2
2.1.2	Descripción botánica.....	3
2.1.3	Ecología y adaptación.....	3
2.1.4	Utilización y comercialización.....	4
2.1.5	Propagación.....	4
2.2	Propagación por semilla.....	5
2.2.1	Semilla.....	5
2.2.1.1	Factores que afectan la viabilidad de la semilla.....	5
2.2.2	Germinación.....	6
2.2.2.1	Proceso de germinación.....	6
2.2.2.2	Etapas de la germinación.....	6
2.2.2.3	Regulación de la germinación.....	7
2.2.3	Reguladores de crecimiento.....	9
2.2.3.1	Giberelinas.....	9
3	MATERIALES Y METODOS.....	12
3.1	Ubicación.....	12
3.2	Temperatura y humedad relativa.....	12
3.3	Tratamientos.....	12
3.4	Diseño experimental.....	13
3.5	Variables medidas.....	14
4	RESULTADOS Y DISCUSION.....	15
4.1	Porcentaje y velocidad de germinación.....	15
4.2	Días promedio a germinación.....	18
4.3	Altura de plántulas.....	19

4.4	Número de hojas.....	21
5	CONCLUSIONES	23
6	RECOMENDACIONES	24
7	BIBLIOGRAFIA	25
8	ANEXOS	26

INDICE DE CUADROS

Cuadro

1.	Porcentajes acumulados de semillas de chicosapote (días después de siembra) luego de diversos tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.....	16
2.	Días promedio a germinación de chicosapote luego de diferentes tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.....	19
3.	Altura final de plántulas de chicosapote luego de diversos tratamientos a la semilla. El Zamorano, Honduras, 1998.....	20
4.	Número de hojas en plantas de chicosapote a los 120 dds, luego de diversos tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.....	22

INDICE DE FIGURAS

Figura

- | | | |
|----|--|----|
| 1. | Porcentajes y velocidades de germinación de semillas de Chicosapote luego de diferentes tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998..... | 17 |
|----|--|----|

INDICE DE ANEXOS

Anexo

1.	Fotografía de la flor del chicosapote.....	26
2.	Fotografía de una yema floral del chicosapote.....	27
3.	Fotografía del fruto del chicosapote.....	27

1. INTRODUCCIÓN

El chicosapote o sapodilla se reconoce como uno de los mejores frutos de los trópicos americanos y ciertamente adquiere gran valor comercial con el desarrollo de variedades mejoradas con mayor tamaño de fruto, mejor sabor y que pueden resistir el transporte a mercados alejados, prueba de ello es que los países del sudeste asiático, como Malasia, lo están exportando a Europa.

Como tantos otros frutos tropicales, el chicosapote lo produce un árbol espléndido, que frecuentemente se cultiva como ornamental, aún en áreas donde no produce bien. Las plantaciones naturales más grandes de chicosapote se encuentran en México y América Central donde se le explota extensivamente por su látex lechoso, de donde proviene el chicle, aunque esta actividad ha disminuído en los últimos años. En estos lugares prácticamente no existen huertos comerciales tecnificados y casi toda la producción proviene de árboles plantados en jardines caseros, cercos y algo de los bosques nativos, pero la calidad de fruto no es muy buena, a pesar que existen selecciones de calidad superior.

La propagación por semilla, se utiliza para plantaciones en gran escala, la reforestación, el mantenimiento de la diversidad genética y para obtener patrones de muchos frutales. Para el propagador, el obstáculo principal en la propagación por semilla es la variabilidad de la progenie, por ello en fruticultura normalmente no se usan plantas provenientes de semilla a no ser que sobre ellas se injerte la variedad comercial, usando estas plantas como portainjetos o patrones.

El presente trabajo se hizo para ver cual era el tratamiento más adecuado para la propagación por semilla de chicosapote, pensando en la necesidad de producir, lo más eficientemente posible, patrones para injertarlos con selecciones mejoradas, que sería el procedimiento indicado para la producción de esta fruta en forma tecnificada.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 CHICOSAPOTE, SAPODILLA O NISPERO

Nombre científico y familia:

Manilkara zapota (L.) Van Royen. Sapotaceae, orden Ebenales.

Nombre común:

Inglés: Chico: Islas Filipinas (Wester), Chiku: Straits Settlements (Milsum, Ridley), Naseberry (Sturtevant), Neesberry (Watt), Sapodilla (Sturtevant), Sapota (Don, Sturtevant).

Español: Chico, Chicozapote: América Central (Pérez); Nispero: Colombia, Ecuador (Pérez); Zapotillo.

Holandés: Sapodilla pruim (Gerth van Wijk), Sapotille: Surinam. Sawo manilla, Westindische mispel (boom) (Gerth van Wijk).

Francés: Nefle d'Amérique (Gerth van Wijk, Heyne), Sapotille: French Guiana (Dybowski), Sapotillier (Dybowski, Hubert).

Alemán: Breiapfel (Sadebeck, Sehrwald), Sapote (Semler), Sapotillpflaume (Semler, Sehrwald).

Portugués: Sapoti, Sapotilha: Brasil (Correa), Sapota.

Sinónimos aceptados:

Achras sapota L.;

Manilkara zapotillo (Jacq.) Gilly;

M. achras (Mill.) Fosberg.

2.1.1 Origen

El chicosapote es nativo de América Central, pero se cultiva ampliamente en la zona tropical húmeda (FAO, 1990). Los frutos se encuentran en el mercado casi en cualquier parte de los trópicos americanos y en una escala un poco menor en los trópicos asiáticos. Las plantaciones comerciales de fruta son comparativamente pequeñas en la mayoría de las áreas productoras, pero existen numerosos árboles caseros y en las villas, que mantienen a los mercados abastecidos casi por todo el año. (Ochse *et al.*, 1986).

2.1.2 Descripción botánica:

Según Ochse *et al.* (1986), el chicosapote es un árbol siempreverde, puede alcanzar una altura de 20m. Las hojas son brillantes (5 a 13 cm de longitud) usualmente agrupadas en el extremo de ramas pequeñas. Las flores son blancas, pequeñas e incospicuas y nacen de las axilas de las hojas. El fruto es una baya colgante, variable en cuanto a su forma y dimensión, redondo u ovalado e impreso, con ápice redondeado y coronado por los restos del estilo. Es áspero y escamoso cuando joven, volviéndose densamente escamoso, de color rojizo a café-amarillento opaco cuando está maduro y tiene de 3 a 15 cm de largo. Scholefield (1984), reporta un diámetro entre 5-10 cm de pulpa jugosa, amarillenta o café rojiza, dulce y sabrosa. Puede haber hasta 12 semillas, aunque generalmente son de 3-6, las cuales son oblongas, más o menos de 2 cm de largo, comprimidas lateralmente, huesudas y de color café oscuro brillante. La corteza segrega un látex lechoso que contiene entre 20 y 40 % de chicle. Antes el látex que se extraía sangrando la corteza se usaba como base de la goma de mascar. Actualmente los fabricantes comerciales usan una alta proporción de sustitutos sintéticos del chicle, de modo que los árboles se cultivan más que nada por la fruta (FAO, 1990).

2.1.3 Ecología y adaptación

La distribución climática se extiende entre 30° norte y sur del ecuador. Tolera las heladas muchas veces, pero generalmente crece mejor en elevaciones medias o bajas en las áreas tropicales. Es razonablemente resistente a sequía y crece exitosamente en áreas secas con más de 1000 mm de precipitación. (Scholefield, 1984). Aclaran Ochse *et al.* (1986), que el chicosapote prospera desde el nivel del mar hasta alrededor de los 2.500 msnm, mencionando que los árboles jóvenes son sensibles al frío y pueden morir a -1°C, aun cuando las plantas maduras pueden soportar -4.5°C durante varias horas, recibiendo sólo daños moderados. Sin tomar en cuenta su tolerancia al frío, el chicosapote es más rápido y fructifica mejor en un clima cálido libre de frío y con lluvia bien distribuída en todo el año. Sin embargo, los árboles grandes pueden soportar una sequía bastante prolongada sin efectos dañinos, por lo que se les planta en muchas áreas que cuentan con un clima monzónico, particularmente a lo largo de las costas o en las islas.

El chicosapote es uno de los pocos árboles frutales que comparativamente se pueden recomendar para las localidades sujetas a vientos fuertes, puesto que sus ramas son resistentes y no se rompen fácilmente.

Requiere, según Ochse *et al.* (1986), un suelo rico, bien drenado, para rendir sus máximas cosechas, pero da cosechas bastante buenas en casi cualquier tipo de suelo, siempre y cuando el drenaje sea eficiente; se han recomendado las arenas o los limos arenosos para la plantación, aunque el árbol crece notablemente bien en piedra caliza prácticamente pura y casi igualmente bien en las arenas y arcillas poco profundas que están encima de la piedra caliza. Scholefield (1984), anota que el cultivo requiere suelos con un pH de ácido

a neutral. También muestra tolerancia considerable a la brisa salada, prosperando bien cerca de las playas.

2.1.4 Utilización y comercialización:

Los chicosapotes generalmente se comen como una fruta-postre. Los frutos inmaduros, tienen sabor astringente, el cual desaparece casi completamente cuando maduran, lo que se conoce porque el fruto se ablanda. En su estado óptimo, mencionan Ochse *et al.* (1986), los frutos maduros tienen un aroma delicioso, carne tersa, jugosa y un agradable sabor parecido al del azúcar moreno. Algunas veces el jugo se convierte en jarabe o la pulpa se agrega en la panificación como saborizante. El fruto maduro también produce una mermelada y bebida excelente, especialmente batido con leche. Para el consumo casero se cosecha cuando está plenamente maduro y se deja suavizar hasta una consistencia comestible en el término de unos cuantos días. Los destinados para embarque a mercados distantes, se deben cosechar ligeramente inmaduros. Generalmente se debe considerar que la cantidad más grande de la fruta está lista para cosecharse tan pronto como algunos frutos empiezan a caer del árbol.

Composición nutritiva del chicosapote maduro
(por 100 g de fruta como se compra)

Composición	Unidad	Valor
Energía	kcal	98.00
Agua	%	73.70
Grasa	g	1.10
Proteína	g	0.70
Carbohidratos	g	21.40
Fibra	g	2.60
Minerales	g	0.50
Caroteno	mcg	97.00
Vitamina C	mg	12.00
Tiamina	mg	0.02
Riboflavina	mg	0.03
Niacina	mg	0.30
Calcio	mg	31.00
Fósforo	mg	27.00
Hierro	mg	2.00
Parte comestible	g	86.00

Fuente: FAO Roma (1990).

2.1.5 Propagación

Para producción comercial, sólo podría considerarse la propagación vegetativa por el lento crecimiento y largo período de espera a que floree cuando se propaga por semilla (Scholefield, 1984), además de la variabilidad genética que ésta trae consigo.

La mayoría de los árboles de chicosapote plantados en varios países se han obtenido de semilla, pero se ha hecho una gran cantidad de selecciones clonales, según lo anotado por Ochse *et al.* (1986). Casi en toda localidad en que el árbol se cultiva, éste tiene sus propias variedades o agrotipos adaptados. En algún lugar del sudeste asiático se le propaga por acodo aéreo hecho en las ramas bajas colgantes.

La propagación de las variedades mejoradas también se puede llevar a cabo por medio de injertos de aproximación, de yema, de escudete, de hendidura, de partidura, lateral y de arco. Lo importante es eliminar el látex de la superficie de las zonas a juntar en la injertación para que no interfiera en el prendimiento del injerto. Para ello se necesita contar con un patrón que normalmente se logra por semilla. El relación al proceso de propagación por semilla no se tiene mayor referencia sobre estudios previos, salvo aquella que dice que la semilla debe sembrarse de punta o sea no echada o de costado (Ochse *et al.*, 1986).

2.2 PROPAGACION POR SEMILLA

2.2.1 Semilla

Botánicamente Montes (1998), define semilla, como el óvulo fecundado, desarrollado y maduro. Contiene una planta en miniatura denominada embrión generalmente rodeada de alimento de reserva. Los fisiólogos definen como semilla, la estructura que se origina de un óvulo fecundado y los frutos que actúan como semilla, tales como los aquenios, carióspsides, etc., excluyendo las partes vegetativas como tubérculos, bulbos, estacas y raíces.

2.2.1.1 Factores que afectan la viabilidad de la semilla. Para Hartmann y Kester (1995), la semilla muerta o en proceso de muerte se caracteriza por una declinación gradual del vigor y en áreas localizadas de la cubierta. Pero la diferencia entre una semilla viva y otra muerta no siempre es notoria. La viabilidad puede expresarse como el porcentaje de germinación, que indica el número de plantas producido por un número dado de semillas. Son características adicionales de alta calidad, la germinación rápida, el crecimiento vigoroso de las plántulas y un aspecto normal de ellas.

El porcentaje y la velocidad baja de germinación, así como el vigor reducido, con frecuencia están asociados. Esto puede deberse a las propiedades genéticas de ciertos cultivares, desarrollo incompleto de la semilla en la planta, daños durante la cosecha,

procesamiento inadecuado, almacenamiento inapropiado, enfermedades y envejecimiento. Por lo general, la pérdida de viabilidad va precedida por un período de declinación del vigor.

Pollock y Kearns (1962) mencionan que el retardo de la germinación no es accidental. Es el resultado de mecanismos fisiológicos que conservan a la semilla en un estado para que no germine. Los obstáculos para la germinación son relativos, no absolutos; pueden ser físicos o químicos. Los obstáculos físicos son causados por las estructuras que rodean al embrión, asociados con la estructura de las cubiertas de las semillas y otros tejidos.

Según estos mismos autores, los obstáculos químicos son de dos tipos: sustancias químicas inhibitoras que se encuentran en los tejidos que rodean a la semilla y una inhibición dentro del embrión mismo. Los obstáculos químicos pueden estar presentes en los tejidos que rodean al embrión. Generalmente, las semillas no germinan hasta que la mayor parte de las cubiertas, la del ovario o la de la pared del fruto, se han desprendido. Las sustancias inhibitoras de la germinación, pueden explicar, en parte, el que no germinen dentro de los frutos. Los inhibidores también son conocidos en las cubiertas de la semilla y en otras membranas que rodean al embrión

Muchas semillas tienen más de dos obstáculos. En el trébol subterráneo (*Trifolium subterraneum*) existe una cubierta dura además de un obstáculo químico dentro del embrión.

2.2.2 Germinación

Es el proceso por el cual el embrión reasume un crecimiento activo, resultando en la ruptura de las envolturas y la emergencia de la nueva planta. Para Montes (1998), una semilla se considerará germinada cuando desarrolla o se convierte en una planta normal, la cual se espera continúe su desarrollo bajo condiciones favorables.

2.2.2.1 Proceso de Germinación. Para Hartmann y Kester (1995), la iniciación de la germinación requiere tres condiciones:

- Que la semilla esté viable: que tenga un embrión vivo y capaz de germinar.
- Que la semilla no esté en letargo ni el embrión quiescente. Quiescencia se aplica a la condición en que las semillas pueden germinar de inmediato después de absorber agua en ausencia de cualquier barrera interna a la germinación.
- Que sea expuesta a las condiciones ambientales apropiadas: disponibilidad de agua, temperatura adecuada, provisión de oxígeno y en ocasiones luz.

2.2.2.2 Etapas de la germinación. Según Hartmann y Kester (1995), el proceso de germinación puede dividirse en varias etapas consecutivas separadas pero que se empalman.

Etapas I. Activación: *Imbibición de agua, síntesis de enzimas y agrandamiento de las células y emergencia de la radícula.* El primer signo visible de germinación es la emergencia de la radícula, la cual resulta del agrandamiento de las células mas bien que la división celular. Se considera que señala el final de la etapa I.

Etapas II. Digestión y Translocación: Los cotiledones almacenan grasas, proteínas y carbohidratos. Estos compuestos son digeridos a sustancias más simples, que son translocadas a los puntos de crecimiento del eje embrionario. La absorción de agua y la respiración continúan en una tasa constante. Los sistemas celulares existentes han sido activados y el sistema de síntesis de proteínas está funcionando para producir nuevas enzimas, materiales estructurales, compuestos reguladores y ácidos nucleicos para realizar las funciones de la célula y sintetizar nuevos materiales.

Etapas III. Crecimiento de la plántula: En la tercera etapa, el desarrollo de la plántula resulta de la división celular continuada en puntos de crecimiento separados del eje embrionario, seguida por la expansión de las estructuras de la plántula. Una vez que comienza el crecimiento en el eje embrionario, se incrementan el peso fresco y el peso seco de la plántula, pero disminuye el peso total de los tejidos de almacenamiento. Finalmente, los tejidos de almacenamiento de la semilla dejan de intervenir en las actividades metabólicas, excepto en aquellas plantas en que los cotiledones salen a la superficie del suelo y se vuelven activos en la fotosíntesis.

A medida que avanza la germinación, pronto se vuelven evidentes las estructuras de la plántula. El embrión consiste en un *eje* que porta una o más hojas seminales o *cotiledones*. El punto de crecimiento de la raíz, la *radícula*, emerge de la base del eje embrionario. El punto de crecimiento del tallo, la *plúmula*, se encuentra en el extremo superior del eje embrionario, arriba de los cotiledones. El tallo de la plántula se divide en la sección que está debajo de los cotiledones, *el hipocotilo* y la sección que está encima de los cotiledones, *el epicotilo*.

El crecimiento inicial de la plántula sigue uno de dos patrones. En un tipo de germinación epígea, el hipocótilo se alarga y eleva los cotiledones arriba de la superficie del suelo. En el otro tipo de germinación, la hipógea, el hipocotilo no levanta a los cotiledones sobre la superficie del suelo y sólo emerge el epicotilo.

2.2.2.3 Regulación de la germinación. La germinación es un proceso que puede estar regulado por una serie de factores endógenos, entre los cuales destacan:

Letargo.

Es la falta de crecimiento de cualquier parte de una planta resultante de factores inducidos interna o externamente. Una semilla con letargo es aquella que no llega a germinar aunque haya absorbido agua y esté expuesta a condiciones favorables de temperatura y de concentración de oxígeno. (Hartmann y Kester, 1995).

En sus “Rules for Testing Seeds” (Reglas para el ensaye de semillas), la Association of Official Seed Analysts hace una distinción más entre semillas duras y semillas con letargo. En semillas duras incluye a aquellas que no pueden absorber humedad debido a que tienen una cubierta impermeable y semilla con letargo son aquellas que no llegan a germinar aunque el embrión esté vivo y absorban humedad.

Cubiertas duras e impermeables

El obstáculo más completo para la germinación de las semillas, según Pollock y Kearns (1962), es que poseen envolturas impermeables al agua. Estas semillas duras se encuentran generalmente en las familias del nenúfar, de la malva (algodón, okra) y leguminosas (frijol, trébol)

Los tejidos que rodean al embrión generalmente son para darle protección contra daños mecánicos o contra los ataques de microorganismos. Pueden también actuar como obstáculos de la germinación. Las cubiertas de algunas semillas son tan duras que mecánicamente impiden la expansión del embrión. En otras, las cubiertas son tan impermeables al agua, que la semilla permanece seca en el interior aunque sumergida en el agua.

Las cubiertas impermeables tienen una hendidura a lo largo del surco del hilio, que funciona como una válvula higroscópica. Cuando las semillas están rodeadas por aire seco, la hendidura se abre y permite que salga el vapor de agua. La hendidura se cierra en aire húmedo. Así, las semillas pueden secarse más por medio de la difusión exterior de vapor de agua, mientras que se impide una nueva entrada de agua. Tales semillas permanecen impermeables al agua hasta que las envolturas son, de alguna manera, rotas. Si el agua no puede penetrar, se ha evitado el primer paso hacia la germinación.

Las cubiertas de la semillas y las membranas que la rodean, también pueden actuar como obstáculos, impidiendo la entrada del oxígeno al embrión o, posiblemente, la salida del bióxido de carbono. La mayoría de las semillas necesitan una abundante provisión de oxígeno durante la germinación. Las membranas restringen su abastecimiento en algunas semillas, y los cambios resultantes en el metabolismo de ellas, imponen un obstáculo.

Algunos obstáculos para la germinación están localizados y otros afectan al embrión completo. De acuerdo a Pollock y Kearns (1962) las semillas de la manzana están obstaculizadas y germinan solamente cuando pasan por un período de postmaduración,

cuando se las humedece y coloca a una temperatura aproximada de 4.4°C (40°F). Las semillas húmedas que se han sometido a un enfriamiento por 2 o 3 meses, germinan rápidamente y producen plántulas normales

Una forma de quitar los obstáculos es por una combinación natural de tiempo y exposición a los elementos. Las semillas de gruesas cubiertas deben ablandarse en el suelo por medio de heladas y desheladas o mojándolas y secándolas. Los microorganismos pueden utilizar las semillas como una fuente de nutrientes y, de esta manera, hacer que se pudran. Al mismo tiempo, la baja temperatura del suelo puede convenir a un requerimiento de enfriamiento.

Una simple desecación por un periodo, induce a cambios que permiten la germinación en algunas semillas. Esto es postmaduración en condición seca y se emplea a menudo en la preparación de semillas de cultivos como algunos cereales y maíz.

Las cubiertas duras de las semillas pueden rajarse o quitarse artificialmente, o sus efectos reducirse al mínimo, por escarificación. Las semillas son escarificadas mecánicamente arrojándolas contra puntas raspantes o también frotándolas contra superficies raspantes. La escarificación química con un ácido o con agua caliente, se emplea frecuentemente en casos de semillas de leguminosas y otras especies.

La acción lixiviadora del agua eliminan los obstáculos químicos en algunas semillas. Las plantas desérticas son las más notables a este respecto. Una semilla, en una región desértica, necesita suficiente agua para germinar y mucha más para llegar a prosperar. Debe ser capaz de distinguir entre pequeña cantidad de agua y una gran cantidad. La semilla verifica esto por medio de los inhibidores que son suprimidos por las grandes cantidades de agua, que a su vez humedecen el suelo lo suficiente para que las plantas lleguen a establecerse.

2.2.3 Reguladores de crecimiento

Los reguladores de crecimiento, equivocadamente llamados hormonas, forman un grupo heterogéneo de compuestos, modificando los niveles hormonales de la planta. Son compuestos sintéticos preparados en el laboratorio que inducen en las plantas respectivas respuestas de crecimiento, a veces similares a las inducidas por sustancias químicas producidas por las plantas mismas, las cuales son verdaderas hormonas vegetales.

2.2.3.1 Giberelinas. Las giberelinas (GA) comprenden a la clase de sustancias implicadas de manera más directa en el control y el estímulo de la germinación de las semillas. Aunque existen muchas variaciones moleculares de la giberelina, la de más amplio uso experimental y comercial es el ácido giberélico (AG3).

Estos compuestos se presentan en concentraciones relativamente altas en las semillas en desarrollo, pero de ordinario se reducen a una concentración menor en semillas maduras

en letargo, en particular en plantas dicotiledóneas (Hartmann *et al.*, 1990). Semillas germinadas contienen giberelinas en el eje embriónico, los cotiledones y la cubierta (Smith, 1984). La aplicación de giberelinas puede funcionar para superar muchos tipos de letargo, incluyendo al fisiológico, al fotoletargo y al termoletargo.

Al parecer las giberelinas desempeñan un papel en dos etapas diferentes de la germinación. Una ocurre en la etapa inicial de inducción de enzimas al ser transcritas de los cromosomas. La segunda ocurre en la etapa III en la activación de enzimas que intervienen en la movilización del sistema de alimentos (Hartmann, *et al.*, 1990). A continuación se presentan ejemplos en los que el AG ha repercutido en los resultados:

En lúcumo (*Lucuma obovata* H.B.K.), también de la familia de las Sapotaceas, en un trabajo hecho por Duarte *et al.* (1976) se obtuvo un incremento en el porcentaje final de germinación con el rajado o pelado del tegumento, con o sin remojo de giberelinas, con relación al testigo. El ácido giberélico fue efectivo sólo a la dosis de 100 ppm y no a las de 1,000 y 10 ppm. En cuanto al crecimiento de las plántulas, todos los tratamientos superaron al testigo en forma significativa, existiendo a su vez diferencia significativa entre ellos, a favor del remojo en 100 y 1,000 ppm de AG a los 5 meses de iniciada la germinación. La eliminación manual de la cubierta, seguida de un remojo en 100 ppm de AG, fue la combinación más adecuada para hacer germinar un mayor número de semillas en el menor lapso, las plantas originadas de las mismas pudieron ser injertadas antes.

Weaver (1989), menciona que Burns y Coggins (1969) demostraron que al remojar en agua las semillas de naranja dulce durante 24 horas se apresuró la germinación, mientras que el remojo en giberelina concentrada a 1,000 ppm resultó aún más eficaz. Aproximadamente 2 meses después de sembrar las semillas, los índices de germinación fueron de 79, 66 y 60% para 1,000 ppm de AG, agua y en seco, respectivamente. Once meses después de la siembra, las plántulas de semillas remojadas en giberelinas eran bastante más grandes y uniformes.

En otro estudio realizado por Duarte y Franciosi (1974) se encontró que en semillas de chirimoyo (*Annona cherimola* Mill), el remojo en 10,000 ppm de AG produjo un significativo aumento en el porcentaje de germinación (70%), con relación al testigo (57.25%). Hubo una pequeña disminución al utilizar 10 ppm (46.5%). En cuanto a velocidad de crecimiento, encontraron a los 5 meses de iniciada la germinación, que las dosis de 10,000 y 1,000 ppm AG habían inducido un mayor crecimiento en las plántulas, especialmente la de 10,000 ppm, en lo que a altura se refiere; mientras que en diámetro, prácticamente todos los tratamientos con AG fueron benéficos. Estas diferencias se mantuvieron a los 7 meses pero ya no fueron significativas, puesto que el material tendió a uniformizarse.

Estos resultados coinciden, en parte, con los obtenidos por Burns y Coggins (1969) en naranjos, mencionados por Weaver (1989), aunque las dosis efectivas fueron bastante más altas para el chirimoyo, probablemente por la naturaleza de la semilla. En este caso, al igual que en el naranjo, se trató de una siembra de invierno, donde parece que el AG es

capaz de contrarrestar en parte, el efecto de las bajas temperaturas, aumentando el porcentaje de germinación como lo indican Duarte y Franciosi (1974).

Las semillas de la vid están en condiciones de reposo al momento de madurar los frutos, el método común de poner fin al reposo es estratificarlas a baja temperatura (aproximadamente 5°C) durante 3 meses. Randhawa y Negi (1964), citados por Weaver (1989), demostraron que mediante la aplicación de giberelinas se puede reducir el periodo requerido por la estratificación. Más recientemente, Yeou-Der, *et. al.*, (1968), también citados por Weaver (1989), demostraron que al remojar semillas de la vid 'Tokay' en concentraciones elevadas de giberelinas (8,000 ppm) durante 20 horas, se puede reemplazar completamente el periodo de enfriamiento en húmedo. La aplicación del compuesto a una concentración baja de 10 ppm puso término al reposo de las semillas de 'Tokay', a condición de haberlas escarificado previamente con un disco giratorio de papel de lija. Según Weaver (1989) este resultado indica que hasta cierto punto la cubierta de las semillas, impide la penetración de giberelinas al interior; explica también la razón por la que deben utilizarse concentraciones más elevadas en semillas no escarificadas.

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 UBICACION

El ensayo se estableció en el sombreadero de Propagación, del Departamento de Horticultura de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

3.2 TEMPERATURA Y HUMEDAD RELATIVA

El Zamorano se ubica a 800 msnm y las condiciones de temperatura y humedad relativa durante los meses en que se efectuó el experimento fueron tomados por el Departamento de Agronomía y se muestran a continuación.

	ENERO	FEB.	MARZO	ABRIL	MAYO	JUNIO	JULIO	AGOSTO	SEPT.	OCT.
Temp.prom °C	21.8	23.2	26.1	29.3	29.3	28.3	27.5	24.6	23.5	10.4
HR%	58	55	53	50	54	63	65	60		

3.3 TRATAMIENTOS

Se compararon 8 tratamientos a la semilla:

A= Cubierta intacta + 24 horas de remojo en agua

B= Cubierta rajada + 24 horas de remojo en agua

C= Cubierta intacta + 24 horas de remojo en 2,500 ppm de AG

D= Cubierta intacta + 24 horas de remojo en 1,250 ppm de AG

E= Cubierta rajada + 24 horas de remojo en 2,500 ppm de AG

F= Cubierta rajada + 24 horas de remojo en 1,250 ppm de AG

G= Cubierta eliminada

H= Testigo (intacta)

No se hizo más tratamientos con semillas peladas pues en un ensayo previo habían tenido un resultado negativo. Se utilizó una solución con las concentraciones especificadas de ácido giberélico, asegurándose que las semillas que estaban en la parte superior de los vasos también se mantuviesen húmedas, utilizando papel toalla para que estuviesen sumergidas.

3.4 DISEÑO EXPERIMENTAL

Se hicieron 4 repeticiones de 28 semillas para cada uno de los 8 tratamientos aleatoriamente, bajo un Diseño Completamente al Azar (DCA).

Las semillas se sembraron en bandejas tipo “Speedling” de espuma plástica de 72 celdas previamente llenadas con el sustrato germinativo. La posición de siembra de la semilla fue con la cicatriz hacia abajo. Las bandejas se colocaron sobre una cama de arena y bajo una sombra de 60% dada por una malla de polipropileno negro. Se controló la humedad diariamente, regando con manguera.

El medio de germinación se preparó mezclando musgo y arena en la proporción de 3:1 por volumen. Se trató al medio de las bandejas una solución fungicida de “Truban”, disolviendo 30 g en 10 gal de agua, para control de *Pythium* y *Phytophthora*.

Cronograma de actividades realizadas en el ensayo

FECHA	ACTIVIDAD
1 julio 1998	Selección de la semilla por apariencia y tamaño
2 julio 1998	Preparación de las soluciones y remojo de las semillas
3 julio 1998	Desinfección del medio con fungicida “Truban”
3 julio 1998	Siembra de las semillas
3 julio 1998	Riego a capacidad de campo en las bandejas
4-31 julio 1998	Observación y revisión de la humedad de las bandejas
1-6 agosto 1998	Observación y revisión de la humedad de las bandejas
7 agosto 1998	Inicio de germinación
11 agosto 1998	Inicio de emergencia
18 agosto 1998	Observación de emergencias
20 agosto 1998	Observación de emergencias
24 agosto 1998	Observación de emergencias
26 agosto 1998	Observación de emergencias
28 agosto 1998	Observación de emergencias
31 agosto 1998	Observación de emergencias
2 septiembre 1998	Observación de emergencias
5 septiembre 1998	Observación de emergencias
11 septiembre 1998	Observación de emergencias
22 septiembre 1998	Observación de emergencias
2 octubre 1998	Observación de emergencias
9 octubre 1998	Observación de emergencias
16 octubre 1998	Observación de altura y estado de desarrollo

3.5 VARIABLES MEDIDAS

La evaluación de los tratamientos se hizo mediante la medición de las siguientes variables:

- Porcentaje de semillas emergidas o germinadas
- Velocidad de emergencia
- Altura del hipocotilo
- Número de hojas verdaderas

Para ello se observó y anotó los porcentajes de germinación cada 2 días, que se dio por terminado cuando por 10 días consecutivos ya no se produjo una nueva germinación. Esto permitió establecer el porcentaje total y la velocidad de germinación. Al finalizar el mes de octubre se hizo una evaluación de la altura del hipocotilo y del número de hojas, todo ésto con el fin de ver si los tratamientos resultaban en una germinación y crecimiento más rápido.

Con esta información de crecimiento se realizó un Análisis de Varianza (ANDEVA) y una prueba Duncan ($P \leq 0.05$), con el fin de determinar si existieron diferencias significativas entre los tratamientos. Este análisis se hizo con el programa estadístico SAS. 6.12.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 PORCENTAJE Y VELOCIDAD DE GERMINACIÓN

El conteo final de las semillas germinadas se realizó 104 días después de siembra (dds). Los porcentajes promedio se presentan en el Cuadro # 1, donde se puede apreciar al mismo tiempo la velocidad de germinación.

Se puede notar que las semillas intactas germinaron mucho mejor que las con cubierta rajada, donde incluso hubo una disminución notoria cuando se las remojó en AG en relación al remojo en agua sola. El pelado fue totalmente contraproducente. El testigo germinó un poco menos que las semillas enteras remojadas, indicando la necesidad de remojo previo de muchas semillas para aumentar su germinación por una mejor activación de las fases iniciales de este proceso.

El mayor porcentaje de semillas germinadas al término del experimento, a los 104 dds, fue con el tratamiento de semilla intacta + 24 h en agua, seguido por el de semilla intacta + 24 h en 2,500 ppm AG. El testigo estuvo por debajo del grupo total de las enteras y muy por encima del grupo de las semillas con cubierta rajada, con cualquiera de los tratamientos. Las semillas peladas tuvieron resultados totalmente nulos en todas las repeticiones, posiblemente por pudrición.

En cuanto a la velocidad de germinación, se puede notar en el Gráfico # 1 que inicialmente las semillas con cubierta intacta remojadas en agua tuvieron un valor inferior al del testigo, pero inmediatamente aumentaron, manteniéndose siempre con un porcentaje mayor al resto de los tratamientos. El testigo, de igual forma, mantuvo una velocidad superior a las semillas con cubierta rajada. Los tres tratamientos de semillas enteras tuvieron mayor velocidad y porcentaje final de germinación que los demás tratamientos (Cuadro # 2).

Pollock y Kearns (1962) mencionan que los tejidos que rodean al embrión generalmente son para darle protección contra daños mecánicos o contra los ataques de microorganismos, se puede decir que para las semillas de chicosapote, la cubierta intacta es indispensable para mantenerla en mejores condiciones para germinar, cosa que no ocurre con otras semillas, incluso de Sapotáceas como el lúculo (Duarte *et al.*, 1976).

La acción del AG es importante considerando lo que mencionan Hartmann *et al.* en 1990 respecto a que las giberelinas se presentan en concentraciones relativamente altas en las semillas en desarrollo, pero de ordinario se reducen a una concentración menor en semillas maduras en letargo, en particular en plantas dicotiledóneas. Esto lo complementó Smith en 1984, al aseverar que la aplicación de giberelinas puede funcionar para superar muchos tipos de letargo, incluyendo al fisiológico, al fotoletargo y al termoletargo. En el caso del chicosapote el AG mostró buenos resultados para las semillas remojadas en esta solución estando intactas y aunque las semillas con cubiertas rajadas estuvieron germinando en un rango inferior de los dds, finalmente los porcentajes fueron demasiados bajos para ser considerados.

Cuadro 1. Porcentajes acumulados de germinación de semillas de chicosapote

(días después de siembra) luego de diversos tratamientos. El Zamorano, Honduras. 1998.

TRATAMIENTO A LA SEMILLA	D D S						
	40	50	60	70	90	100	105
Cubierta intacta + 24 h agua	0.9	20.6	53.5	64.	64.9	66.	66.7a
Cubierta rajada + 24 h agua	0.0	14.5	27.6	29.	29.8	29.	29.8b
Cubierta intacta + 24 h 2,500 ppm AG	0.0	15.8	46.9	57.	63.2	64.	64.0a
Cubierta intacta + 24 h 1,250 ppm AG	0.0	20.6	44.3	50.	50.0	53.	54.4a
Cubierta rajada + 24 h 2,500 ppm AG	0.0	3.5	9.2	9.	9.7	9.	9.7d
Cubierta rajada + 24 h 1,250 ppm AG	0.9	8.8	9.7	9.	9.7	9.	9.7d
Cubierta eliminada	0.0	0.0	0.0	0.	0.0	0.	0.0e
Testigo (intacta)	1.8	11.4	34.2	40.	43.0	43.	44.7c

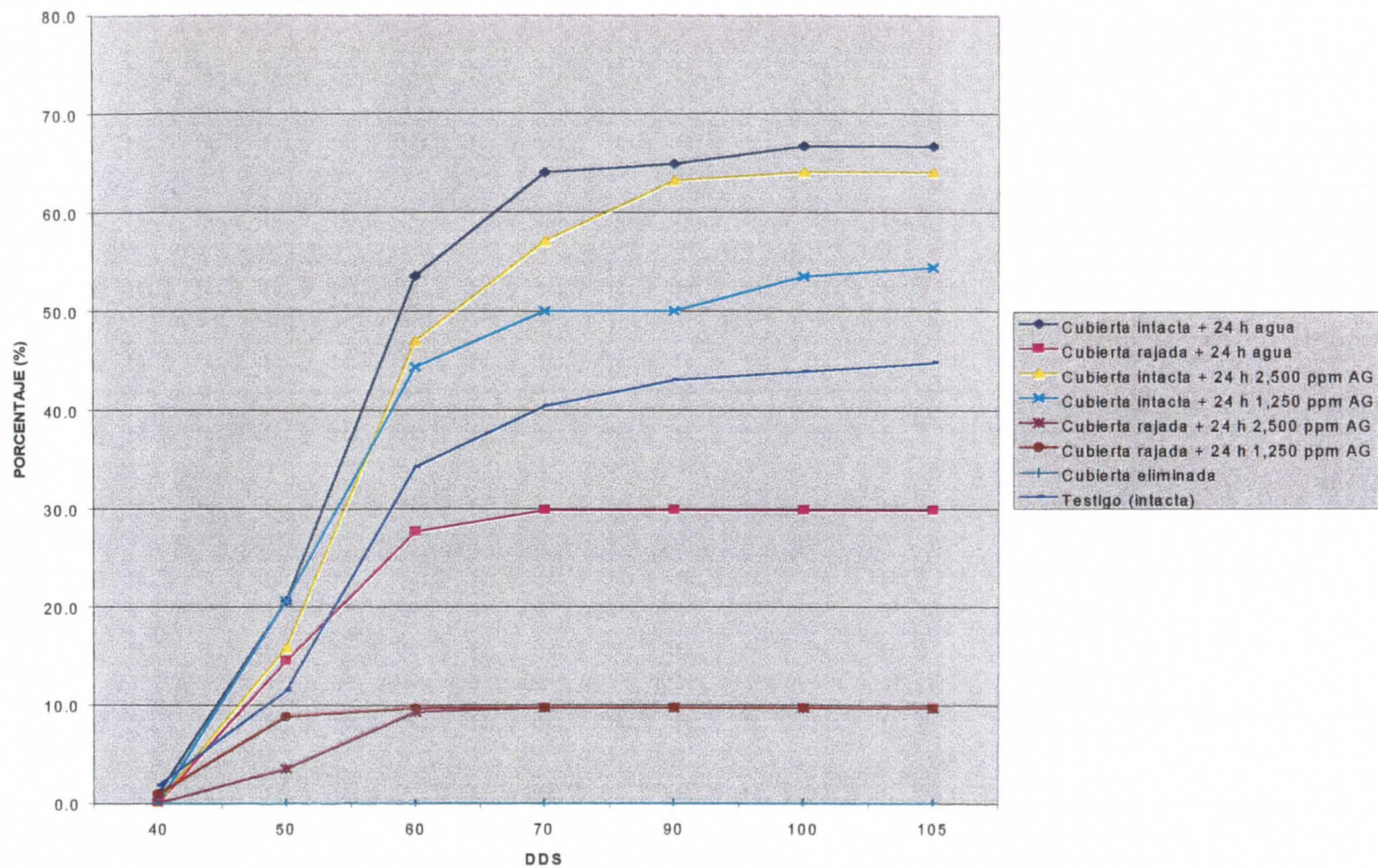


Figura 1. Porcentajes y velocidades de germinación de semillas de chicozapote luego de diferentes tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.

En el chicosapote o níspero, aunque la aplicación de la hormona mejoró la germinación con relación al testigo, su porcentaje fue menor al de las semillas remojadas únicamente en agua. Esto contrasta con el caso del chirimoyo que respondió al remojo en 10,000 ppm AG con un mayor porcentaje de germinación y a menor concentración los efectos fueron menores en esta especie. También coincide, en parte, con lo obtenido por Burns y Coggins (1969) en naranjos, aunque las dosis efectivas fueron bastante más altas para el chirimoyo, probablemente por la naturaleza de la semilla (Duarte y Franciosi, 1974). El chicosapote presentó un porcentaje de germinación muy bajo cuando se incrementó la dosis de AG a 2,500 ppm en semillas con cubierta rajada, pero alto en semillas intactas sometidas a estas dosis; no obstante, no difirió mayormente de las remojadas solamente en agua, indicando un efecto nulo del AG en mejorar la germinación.

En este ensayo es importante la comparación con el lúcumo, por ser también una Sapotacea, el cual sí presentó un incremento en el porcentaje final de germinación con los tratamientos de rajado y pelado, con o sin remojo de giberelinas, en relación al testigo (57%). Para lúcumo el ácido giberélico fue significativamente efectivo sólo a la dosis de 100 ppm (93%), y no a las de 1,000 (83%) y 10 ppm (80%), (Duarte *et al.*, 1976). Lo que significa que dosis mayores pueden actuar como tóxicas o inhibitorias y dosis muy bajas no son efectivas. La eliminación manual de la cubierta de la semilla de lúcuma, seguida de un remojo en 100 ppm de AG, fue la combinación más adecuada para hacer germinar un mayor número de semillas en el menor lapso. Sin embargo, para chicosapote eliminar la cubierta causó un efecto tóxico, inclusive rajarla redujo la germinación.

Esto indica que la naturaleza de cada semilla hace que su respuesta difiera de la de otra especie y que las dosis de AG son válidas para un tipo específico de semilla, incluso a veces para una variedad determinada solamente.

4.2 DÍAS PROMEDIO A GERMINACIÓN

El análisis de varianza se realizó utilizando una significancia de 0.05. Los resultados se muestran en el Cuadro # 2.

Análisis de Varianza para la variable germinación

Fuente	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado medio	F obs	Pr > F
Modelo	55	14950.840532	271.83346	2.20	0.0001
Error	262	32362.329279	123.52034		
Total	317	47313.169811			

R ²	CV	Promedio (dds)
0.315997	19.53052	56.90566038

Se hizo una prueba Duncan para obtener los días promedio a la germinación basada en los días después de siembra (dds).

Cuadro 2. Días promedio a germinación de chicosapote luego de diferentes tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.

TRATAMIENTO A LA SEMILLA	DÍAS PROMEDIO
Cubierta intacta + 24 h agua	57.27ab
Cubierta rajada + 24 h agua	51.67bc
Cubierta intacta + 24 h 2,500 ppm AG	58.63a
Cubierta intacta + 24 h 1,250 ppm AG	57.41ab
Cubierta rajada + 24 h 2,500 ppm AG	53.73ab
Cubierta rajada + 24 h 1,250 ppm AG	46.30c
Testigo (intacta)	59.41a

El tratamiento de semillas con cubierta rajada con remojo por 24 h en 1,250 ppm de AG, mostró el menor número de días a germinación, superando significativamente al testigo y a los demás tratamientos, con excepción del de las semillas con cubierta rajada + remojo en agua. Las semillas intactas demoraron significativamente más en germinar. El testigo germinó en mayor tiempo aunque sin una diferencia significativa con las enteras en sus otros tratamientos y de las con cubierta rajada con la dosis más alta de AG. Esto indica que el rajado de la cubierta, si bien causó un daño a ciertas semillas, porque disminuyó el porcentaje de germinación, tuvo un efecto estimulante sobre aquellas que no sufrieron daño, pues permitió que la semilla se activara más rápidamente al penetrar más fácilmente el agua.

Este resultado indica que hasta cierto punto la cubierta de las semillas, impide la penetración de agua y giberelina al interior, explica también la razón por la que deben utilizarse concentraciones más elevadas en semillas no escarificadas (Weaver, 1989). En el caso de chicosapote la escarificación ofreció un efecto similar al permitir que las semillas rajadas remojadas durante 24 h en AG a 1,250 ppm germinaran, en promedio, más rápido que los demás tratamientos, si bien el rajado o eliminación de la cubierta tuvo un efecto negativo en sí.

4.3 ALTURA DE PLÁNTULAS

El ANDEVA mostró al diseño ser significativo para la variable altura de plántulas, por lo que permitió hacer una comparación de medias.

Análisis de varianza para la variable altura. Alpha = 0.05

Fuente	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado medio	F obs	Pr > F
Modelo	55	72.39306396	1.31623753	1.40	0.0448
Error	262	246.67740774	0.94151682		
Total	317	319.07047170			

R ²	CV	Promedio (cm)
0.226887	24.58850	3.94622642

A los 104 dds se hizo la última toma de datos y se tomaron las alturas de todas las plántulas de los diferentes tratamientos, la medición se hizo desde el nivel del suelo hasta las hojas cotiledonares y los resultados aparecen en el Cuadro # 3.

Cuadro 3. Altura final de plántulas de chicosapote luego de diversos tratamientos a la semilla. El Zamorano, Honduras, 1998.

TRATAMIENTO A LAS SEMILLAS	Altura promedio (cm)
Cubierta intacta + 24 h agua	3.72ab
Cubierta rajada + 24 h agua	4.03ab
Cubierta intacta + 24 h 2500 ppm AG	4.24a
Cubierta intacta + 24 h 1250 ppm AG	4.17a
Cubierta rajada + 24 h 2500 ppm AG	3.92ab
Cubierta rajada + 24 h 1250 ppm AG	3.93ab
Testigo (intacta)	3.54b

El análisis muestra que las semillas intactas remojadas durante 24 horas en 1,250 y 2,500 ppm AG dieron los mejores resultados en altura de plántulas (cm), superando significativamente al testigo, no así las remojadas solo en agua a las que sólo superaron numéricamente. Las semillas rajadas en ninguna de sus variantes mostraron una diferencia significativa en relación al testigo y al tratamiento que dio mayor altura.

La aplicación de AG fue más efectiva en semillas enteras, sin ninguna escarificación, sin mostrar diferencias significativas para la dosis empleada, presentando una alta diferencia en comparación al testigo, cuyas plántulas fueron las de menor altura entre todos los tratamientos. Esto coincide con lo obtenido para lúcumo, en los estudios de Duarte *et al.*, (1976), en cuanto al crecimiento de las plántulas, en que todos los tratamientos superaron

al testigo en forma significativa, existiendo a su vez diferencia significativa entre ellos, a favor del remojo en 100 y 1,000 ppm de AG a lo 5 meses de iniciada la germinación. Esto indicaría que el AG no sólo es efectivo en mejorar la germinación, como se ha demostrado en diversas especies, sino en estimular el crecimiento posterior de las plantas. Para chicosapote el AG aumentó la altura final de las plántulas, respondiendo mejor a la concentración de 2,500 ppm, que a la de 1,250 ppm.

Esto también coincide con lo encontrado por Burns y Coggins (1969), citados por Weaver (1989), quienes demostraron que al remojar en agua las semillas de naranja dulce (*Citrus sinensis*) durante 24 h, se apresuró la germinación, mientras que el remojo en giberelina a 1,000 ppm resultó aún más eficaz. Once meses después de la siembra, las plántulas de semillas remojadas en giberelinas eran bastante más altas y uniformes.

Igualmente en chirimoyo, el AG en dosis de 10,000 ppm, a los 5 meses había inducido un mayor crecimiento de las plántulas en altura, cuyas diferencias, aunque mantenidas a los 7 meses, dejaron de ser significativas (Duarte y Franciosi, 1974). El chicosapote respondió de forma similar, en cuanto a concentraciones mayores se refiere, pero con semillas intactas, donde la altura se incrementó significativamente. La semilla siempre respondió al remojo, con o sin AG en cualquier concentración, en relación al testigo.

Es importante citar a Ochse *et al.* (1986) cuando mencionan que los experimentos realizados han indicado que los patrones de 10 a 12 meses de edad con el tallo con un diámetro de más o menos 1 cm, tienen mucho éxito en la injertación. Con esta observación podría decirse que las plantas con mayor altura podrían llegar a ser los portainjertos que se utilizarían con predilección porque podrían llegar antes a cumplir el requisito para ser injertadas. Esta es una consideración importante, pues al tener plantas que germinen a menos dds, va a significar que posiblemente lleguen antes al estado injertable.

4.4 NÚMERO DE HOJAS

La variable número de hojas no fue significativa al obtener una $P > 0.9530$, comparada con un $\alpha = 0.05$.

Análisis de varianza para la variable número de hojas

Fuente	GL	Suma de Cuadrados	Cuadrado medio	F obs	Pr > F
Modelo	55	119.06209	2.16476	0.69	0.9530
Error	262	826.91135	3.15615		
Total	317	945.97336			

R ²	CV	Promedio
0.1258	66.44	2.67389

En el Cuadro # 4 se puede apreciar los valores alcanzados para el número de hojas por plántula, notándose que no se encontró diferencias significativas entre tratamientos.

Cuadro 4. Número de hojas en plantas de chicosapote a los 120 dds, luego de diversos tratamientos. El Zamorano, Honduras, 1998.

TRATAMIENTO A LAS SEMILLAS	Número de hojas*
Cubierta intacta + 24 h agua	2.9
Cubierta rajada + 24 h agua	2.5
Cubierta intacta + 24 h 2500 ppm AG	2.6
Cubierta intacta + 24 h 1250 ppm AG	2.7
Cubierta rajada + 24 h 2500 ppm AG	2.6
Cubierta rajada + 24 h 1250 ppm AG	3.0
Testigo (intacta)	2.5

* No hubo diferencias significativas

Esto pudo deberse a lo corto del tiempo transcurrido y además por el hecho de ser el chicosapote una planta de crecimiento inicial bastante lento.

300803

5. CONCLUSIONES

El mejor porcentaje de germinación se obtuvo con semillas intactas remojadas en agua durante 24 horas; mientras que las semillas que germinaron más rápidamente fueron las rajadas y remojadas por 24 horas en 1,250 ppm de AG.

El tratamiento que permitió obtener plántulas de mayor altura fue el de semillas intactas remojadas 24 horas en 2,500 ppm de AG.

En general, el mejor tratamiento para la germinación de las semillas de chicosapote fue sembrarlas enteras, remojadas por 24 h en agua, puesto que no presentó una diferencia significativa con otros tratamientos que tuvieron mejores resultados numéricos.

La semilla de chicosapote no requiere escarificación para obtener ventajas en el porcentaje de germinación, bastando un remojo por 24 h en agua como en muchas otras semillas. La escarificación parcial disminuyó el porcentaje de germinación y la total produjo la muerte de la semilla.

Las concentraciones de AG en semillas intactas no tuvieron diferencias significativas en las variables días promedio para germinación y altura de plántula y sólo dieron una ligera ventaja en porcentaje de germinación.

6. RECOMENDACIONES

Probar más tratamientos con semillas intactas de chicosapote, entre los que se podría probar otros medios de siembra.

Controlar la cantidad de agua de riego, éste es otro punto importante ya que se mantuvo siempre húmedo el medio, pero la presencia de lluvias no permitió controlar la cantidad de agua o la frecuencia de riegos. Podría hacerse el mismo experimento controlando esta variable.

Probar tiempo de remojo, pues éste podría también ser un factor importante en los tratamientos, se puede probar tiempos mayores o menores, inclusive controlar la temperatura del agua en la que se sumergen las semillas.

Usar otras giberelinas podría ser importante, para brindar mayor información, ya que modificar las dosis de AG podría no presentar novedad, puesto que en el actual experimento no hubo diferencias significativas.

7. BIBLIOGRAFÍA

DUARTE, O.; FRANCIOSI, R. 1974. Efecto de algunos tratamientos en la propagación del chirimoyo, por semillas, estacas e injertos. "Proc. Trop. Region Amer. Soc. Hort. Sci." 18: 41-45.

DUARTE, O.; SANTOS, D.; FRANCIOSI, R. 1976. Efecto de diversos tratamientos sobre la germinación y crecimiento de plántulas de lúcumo (*Lucuma obovata* H.B.K.). "Proc. Trop. Region Amer. Soc. Hort. Sci." 20: 242-249.

FAO (ITALIA). 1990. Utilización de alimentos tropicales: Frutos y hojas. Estudio FAO Alimentación y Nutrición. Roma, Italia. Paper 47/7. p. 25.

HARTMANN, H.; KESTER, D.; DAVIES, F. 1990. Plant Propagation, principles and practices: Principles of propagation by seed and techniques of propagation by seed. 5 ed. New Jersey, EE.UU., Simon & Schuster. p. 119, 148.

HARTMANN, H.; KESTER, D. 1995. Propagación de Plantas, Principios y Prácticas: Principios de la propagación por semilla. México, Continental. p 137-178.

MONTES, A. 1998. Fisiología de semillas de hortalizas. E.A.P. - El Zamorano, Honduras. p. 1-3.

OCHSE, J.; SOULE JUNIOR, M.; DIJKMAN, M.; WEHLBURG, C. 1991. Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales: Sapotaceae. México, DF, Limusa. v.1, p. 806-811.

POLLOCK, B; KEARNS, V. 1962. Semillas. USDA, Yearbook of Agriculture 1961, Trad. por Antonio Marino, Pánfilo Rodríguez y Manuel García. Ed. por México, DF, Continental. p. 201-208.

SCHOLEFIELD, P. 1984. Sapotaceae en: Tropical tree fruits for Australia. Ed. by P. Page. Queensland, Australia, Poly-Graphics. p.209-211.

SMITH, L.H. 1984. Physiological basis of crop growth and development: Seed development, metabolism, and composition. American Society of Agronomy and Crop Science Society of America. Ed. by M. B. Tesar. Madison, Wis., EE.UU., Library of Congress cataloging in publication data. p. 51

WEAVER, R.J. 1989. Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura. Trillas, México. Cap. 4 y 5.

8. ANEXOS

ANEXO 1. Fotografía de la flor del chicosapote.



ANEXO 2. Fotografía de una yema floral del chicosapote.



ANEXO 3. Fotografía de un fruto del chicosapote.

