



UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS

FACULTAD DE INGENIERÍA

TESIS

“ASPECTOS ECOFISIOLÓGICOS DE *Croton guatemalensis* Lotsy EN LA SELVA ZOQUE, CHIAPAS.”

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRO EN CIENCIAS EN
DESARROLLO SUSTENTABLE Y GESTIÓN
DE RIESGOS**

PRESENTA

DULCE MARÍA POZO GÓMEZ

DIRECTOR

DRA. CAROLINA ORANTES GARCÍA

CODIRECTORA

DRA. TAMARA MILA RIOJA PARADELA

ASESORES

DR. RUBÉN ANTONIO MORENO MORENO

M en C. OSCAR FARRERA SARMIENTO

Tuxtla Gutiérrez, Chiapas

Agosto de 2018



UNIVERSIDAD DE CIENCIAS Y ARTES DE CHIAPAS
Dirección de Investigación y Posgrado



Tuxtla Gutiérrez, Chiapas
09 de agosto de 2018
Oficio No. DIP- 683/2018

C. Dulce María Pozo Gómez
Candidata al Grado de Maestra
en Ciencias en Desarrollo Sustentable y Gestión de Riesgos
P r e s e n t e.

En virtud de que se me ha hecho llegar por escrito la opinión favorable de la Comisión Revisora que analizó su trabajo terminal denominado “ **ASPECTOS ECOFISIOLÓGICOS DE *Croton Guatemalensis* Lotsy EN LA SELVA ZOQUE, CHIAPAS**”. y que dicho trabajo cumple con los criterios metodológicos y de contenido, esta Dirección a mi cargo le **autoriza la impresión** del documento mencionado, para la defensa oral del mismo, en el examen que usted sustentará para obtener el Grado de Maestra en Ciencias en Desarrollo Sustentable y Gestión de Riesgos. Se le pide observar las características normativas que debe tener el documento impreso y entregar en esta Dirección un tanto empastado del mismo.

Atentamente

“Por la Cultura de mi Raza”

Dra. Magnolia Solís López
Directora.



DIRECCION DE INVESTIGACION
Y POSGRADO

C.c.p. Expediente

Unidad de Estudios de Posgrado
Tuxtla Gutiérrez, Chiapas. México
Libramiento Norte Poniente No 1150. C.P. 29000
Teléfono: 61-70440 Ext.4360.
investigacionyposgrado@unicach.mx

DEDICATORIAS

A DIOS

Por protegerme durante todo el camino y darme fuerzas para superar obstáculos y dificultades a lo largo de toda la vida, por llenarme de sabiduría para terminar lo que con esfuerzo he logrado.

A MIS PADRES

Principalmente por darme la vida e inculcarme el buen camino y ser mi fortaleza en momentos de debilidad, son la base fundamental de que hoy me encuentro en esta etapa de la vida, donde me siento orgullosa y plena de mi, a mi madre por el gran apoyo incondicional que durante toda la Maestría me supo sacar adelante pese a las circunstancias es mi motor y motivación para ser mejor persona, te amo demasiado madre mía.

A MI HERMANITA

Angelita gracias princesa por ser parte de mi vida y representar la unidad familiar, con tu amor y apoyo somos una hermosa familia, hay que salir adelante siempre viendo a futuro que Dios nunca nos abandona.

A MI FAMILIA

Que me han apoyado en este proyecto de vida como es encontrar en la Biología mi futuro y mi pasión, además de entregarme los valores que han sido mi base para afrontar la vida con dignidad. ¡¡¡Gracias Familia Querida!!!.

A MIS ABUELITAS

A mi abuelita Anahely Echeverria gracias madre por darme siempre tu apoyo y jamás dejarme sola te amo mucho eres única, jamás me has dejado sola y eres una gran guerrera fuerte y

valiente, a mi abuelita Rebeca gracias por todo el apoyo que nos ha brindado a mi familia y nunca dejarnos solas durante todo este caminar nunca me cansare de a agradecer a Dios por estas dos personitas tan importantes en mi vida.

AGRADECIMIENTOS

A mi padre Dios todo poderoso por llenarme de fuerza y fortaleza día a día, por nunca abandonarme y llenarme de luz pese a lo caminos oscuros.

A mi mamá Raquel Gómez, por toda tu fuerza y amor en este largo caminar pero nunca imposible eres mi inspiración para ser la mejor, gracias por todo lo que me has enseñado Te amo mamita.

A mi hermanita Ángeles mis gran apoyo en este camino gracias por creer siempre en mi y darme fueras cuando más lo he necesitado, gracias porque nunca me has dejado sola y llenarme de felicidad a mi vida.

A agradecer a mis amigos: Mtro. Carlos Alberto Ríos García por todo el apoyo en la tesis y siempre alentarme a nunca darme por vencida, por toda la paciencia y sobre todo gracias por tú amistad. Biol. Nidia del Carmen Ríos de León por su apoyo en la traducción de mi artículo y revisión de la misma sobre todo por su amistad. A los Biólogos Karina Barrera, Magali Sánchez, Alejandra Gómez, Braulio Urbina, Alexis Coutiño, Luis Alberto Martínez, Aember Axel Orduña quienes durante estos años han sido mis amigos, confidentes, hermanos y gran apoyo mutuo en todo momento. Gracias por todo amigos míos, los quiero mucho.

Muchas Gracias a la Dra. Carolina Orantes García mi directora de tesis, por todo su apoyo y siempre creer en mí, es una magnifica investigadora me llenó de aprendizajes y la gran paciencia

que me tuvo para dirigirme en este proyecto, nunca me voy a cansar de agradecer y que Dios la Bendiga siempre, la quiero mucho.

Muchas gracias a la Dra. Tamara Mila Rioja Paradela por todo el apoyo incondicional, a través de su conocimiento y dedicación las herramientas para preparar este camino hacia el mundo de la investigación y que marcarán un importante precedente en mi formación, su tiempo principalmente por apoyarme en los viajes de campo y llenarme de su aprendizaje, Gracias por todo el apoyo, que Dios la Bendiga siempre.

Gracias al Mtro. Oscar Farrera Sarmiento y Dr. Rubén Antonio Moreno Moreno, por ser una pieza clave para la asesoría de la tesis, excelentes investigadores, por la paciencia y todo el aprendizaje, sobre todo por la facilitación de las herramientas para culminar en tiempo y forma con la Tesis. Muchas Gracias por todo.

Al Dr. Arturo Carrillo Reyes por el apoyo en los análisis estadísticos y la revisión de toda la tesis, por la paciencia que me tuvo para poder interpretar mis resultados y siempre estar ahí dispuesto a apoyarme, le agradezco mucho por todo el aprendizaje es un excelente profesor lo admiro demasiado. Muchas Gracias.

Dra. María Silvia Sánchez Cortés, por la revisión de la tesis y sobre todo el apoyo para comprensión en la parte social, gracias por todo siempre le estaré muy agradecida, la aprecio demasiado y es una excelente profesora. Muchas gracias.

Agradecimiento muy especial al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo otorgado a través de la Beca en el Programa Nacional de Posgrados de Calidad (PNPC) ciclo escolar 2016 – 2018, para realizar la Maestría en Ciencias en Desarrollo Sustentable y Gestión en Riesgos de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH).

ÍNDICE

	Páginas
RESUMEN _____	i
I. INTRODUCCIÓN _____	1
II. MARCO TEÓRICO _____	3
2.1 Desarrollo Sustentable _____	3
2.2 Ecofisiología Vegetal _____	3
2.3 Ecología _____	4
2.3.1 Factores Bióticos _____	4
a) Productores o autótrofos _____	4
b) Consumidores o heterótrofos _____	5
c) Desintegradores _____	5
2.3.2 Factores Abióticos _____	5
a) Temperatura _____	6
b) Precipitación _____	6
c) Altitud _____	6
d) Suelo _____	7
2.4 Fisiología _____	7
2.4. 1 Fenología _____	7
2.4.2 Floración y Fructificación _____	8
2.4.3 Escala general “Biologische Bundesanstalt, und Chemische Industrie” (BBCH). _____	10
2.4.4 Semilla _____	12

2.4.5 Morfometría	12
2.4.6 Producción	13
2.4.7 Sanidad de semillas	13
2.4.8 Humedad de semillas	14
2.4.9 Viabilidad de semillas	14
a) Prueba topográfica con Tetrazolium	15
b) Radiografía con rayos X	16
c) Pruebas de vigor de semillas por conductividad eléctrica	16
2.4.10 Germinación	16
2.5 Descripción de la división <i>Magnoliophyta</i> Cronquist, Takht. & W. Zimm. ex Reveal	19
2.5.1 Descripción de la Clase <i>Magnoliopsida</i> Brongn.	19
2.5.2 Descripción del orden <i>Malpighiales</i> Juss. ex Bercht. & J. Presl	20
2.5.3 Descripción de la familia <i>Euphorbiaceae</i> Juss.	21
2.5.4 Descripción del Género <i>Croton</i> L.	22
2.5.5 Descripción de <i>Croton guatemalensis</i> Lotsy	23
2.5.6 Taxonomía <i>Croton guatemalensis</i>	24
2.5.6.1 Usos	24
2.5.6.2 Origen y distribución	25
III. ANTECEDENTES	26
3.1 Fenología	26
3.2 Germinación	27
IV. OBJETIVOS	32

4.1 GENERAL	32
4.2 PARTICULARES	32
V. HIPÓTESIS	33
VI. MÉTODOS	34
6.1 Zona de Estudio	34
6.1.1 Características físicas y biológicas del área de estudio	35
6.1.2 Flora	36
6.1.3 Fauna	36
6.1.4 Clima	37
6.2 Trabajo de Campo y Gabinete	38
6.2.1 Visitas prospectivas a las zonas de estudio	38
6.2.2 Entrevistas a ejidatarios de las comunidades de la Selva Zoque	38
6.2.3 Monitoreo	39
6.2.3.1 Recolecta del ejemplar, Identificación y Selección Fenotípica de <i>C. guatemalensis</i>	40
6.2.3.2 Recolecta frutos y semillas	42
6.2.3.3 Determinación de Factores abióticos	42
6.3 Trabajo de Laboratorio	45
6.3.1 Montaje de las Plantas	45
6.3.2 Pruebas básicas de calidad de semillas	46
a) Morfometría y Alometría de Semillas de <i>C. guatemalensis</i>	46
b) Determinación de producción	47

c) Sanidad	47
d) Determinación de contenido de humedad	48
e) Determinación de porcentaje de viabilidad de la semilla	48
f) Prueba de vigor por Conductividad eléctrica (CE)	49
a) Diseño experimental	49
6.3.4 Desarrollo y crecimiento	51
6.4 Análisis de Datos	52
a) Aprovechamiento de <i>C. guatemalensis</i>	52
b) Floración y Fructificación y su relación con Factores Abióticos	52
c) Calidad de semillas	53
d) Germinación y su relación con Factores Abióticos	54
VII. RESULTADOS	55
7.1 Aprovechamiento de <i>C. guatemalensis</i>	55
7.2 Factores abióticos	56
7.3 Floración y Fructificación y su relación con Factores Abióticos	57
7.4 Calidad de semillas	61
a) Morfometría y Alometría de semillas	61
b) Producción	65
c) Sanidad	66
d) Contenido de humedad	67
e) Viabilidad de semilla	68
f) Conductividad eléctrica (CE)	70

7.5 Germinación y su Relación con Factores Abióticos _____	71
a) Variables descriptivas del proceso germinativo de <i>C. guatemalensis</i> _____	71
b) Germinación acumulada _____	72
c) Relación de la Germinación con Factores Abióticos _____	73
7.6 Fenología de germinación, crecimiento y desarrollo de <i>C. guatemalensis</i> . _____	74
VIII. DISCUSIÓN _____	81
IX. CONCLUSIONES _____	87
XI. LITERATURA CITADA _____	90
XII. ANEXOS _____	103
Anexo 1. Guión de entrevista sobre el uso y manejo de <i>C. guatemalensis</i> (Copalchí) _____	103

ÍNDICE DE FIGURAS

	Páginas
Figura 1. Floración y fructificación de <i>Croton guatemalensis</i> , Zona Protegida Forestal Vedada Villa Allende (ZPFVVA), Municipio de San Fernando, Chiapas. -----	10
Figura 2. Estados sucesivos de la germinación epígea de <i>Phaseolus</i> Rost et al. (1979).-----	18
Figura 3. Estados sucesivos de la germinación hipógea de <i>Pisum sativum</i> Rost et al. (1979).----	18
Figura 4. <i>Croton guatemalensis</i> en el Parque Nacional Cañón del Sumidero (Pozo, 2017). -----	23
Figura 5. Mapa de localización de las áreas de estudio, en la Selva Zoque-Chiapas, México.----	35
Figura 6. Muestreo efectuado en la toma de suelo de acuerdo al esquema (Fournier et al., 1975). -----	43
Figura 7. Ejes de medición para la determinación alométrica de semillas, largo de semillas (LS) y ancho de semillas (AS).-----	46
Figura 8. Fenograma de <i>C. guatemalensis</i> en ZSCELP, de acuerdo a la escala descrita por Hess et al., (1997) -----	59
Figura 9. Fenograma de <i>C. guatemalensis</i> en REBISO, de acuerdo a la escala descrita por Hess et al., (1997). -----	60
Figura 10. Fenograma de <i>C. guatemalensis</i> en PNCS, de acuerdo a la escala descrita por Hess et al., (1997). -----	60
Figura 11. Fenograma de <i>C. guatemalensis</i> en ZPFVVA, de acuerdo a la escala descrita por Hess et al., (1997). -----	61
Figura 12. Morfología externa de <i>C. guatemalensis</i> , observada desde el estereoscopio. -----	62
Figura 13. Morfología interna de <i>C. guatemalensis</i> , observada desde el estereoscopio. -----	63

Figura 14. Morfología interna y externa mediante el método de rayos X de la semilla de <i>Croton guatemalensis</i> .-----	63
Figura 15. Características de la longitud (A), grosor (B) y peso (C) de las semillas de <i>C. guatemalensis</i> , recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney. -----	65
Figura 16. Determinación del número de semillas de <i>C. guatemalensis</i> por kilogramos (Kg), los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.-----	66
Figura 17. Porcentaje de sanidad de <i>C. guatemalensis</i> recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney. -----	67
Figura 18. Porcentaje de humedad de <i>C. guatemalensis</i> , recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba de Tuckey. -----	68
Figura 19. Patrones topológicos de las semillas de <i>C. gutemalensis</i> , (a): semilla totalmente teñida, (b): semillas parcialmente teñidas, (c): semillas totalmente libres de coloración. -----	69
Figura 20. Porcentaje de viabilidad de semillas de <i>C. guatemalensis</i> en las cuatro zonas de estudio, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney. -----	69
Figura 21. Mediciones de Conductividad eléctrica (μS) en semillas de <i>C. guatemalensis</i> , los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.-----	71
Figura 22. Germinación acumulada en semillas de <i>C. guatemalensis</i> recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque con curvas ajustadas de R^2 .-----	73
Figura 23. Etapas principales de crecimiento y etapas secundarias de crecimiento de <i>C. guatemalensis</i> : A: Semilla viable, B-C: Germinación tipo epígea, D-E: hojas falsa (cotiledón), F-G-H: aparición de 2 a 3 hojas, I: formación de espigas florales, J-K: Floración e inicio de Fructificación, L-M-N: Fructificación completa y maduración, O: Fin del crecimiento, planta perennifolia. -----	80

ÍNDICE DE CUADROS

Páginas

Cuadro 1. Estadios principales de crecimiento. -----	11
Cuadro 2. Taxonomía de <i>Croton guatemalensis</i> Lotsy (Biología, 2017).-----	24
Cuadro 3. Estadios principales de crecimiento de acuerdo a Hess et al. (1997). -----	41
Cuadro 4. <i>C. guatemalensis</i> especie nativa multipropósito en la Selva Zoque, Chiapas. -----	56
Cuadro 5. Características abióticas de las cuatro zonas de estudio al interior de la Selva Zoque. -----	56
Cuadro 6. Análisis de correlación entre floración–temperatura, floración–precipitación, fructificación–temperatura y fructificación–precipitación en las cuatro zonas de la Selva Zoque. -----	58
Cuadro 7. Comparación de medias y desviaciones estándar de germinación en las semillas de <i>C. guatemalensis</i> en las cuatro zonas de estudio. Porcentaje de germinación final (PG), tiempo promedio de germinación (T), índice de germinación (IG), velocidad de germinación (MG) y coeficiente de germinación (CV), los grupos están dados por la prueba U Mann-Whitney. -----	72
Cuadro 8. Análisis de Modelo Lineal Generalizado, para las variables evaluadas en el proceso de germinación final. -----	74
Cuadro 9. Etapas principales de crecimiento y etapas secundarias de crecimiento de <i>C. guatemalensis</i> , de acuerdo a la escala general “Biologische Bundesanstalt, und Chemische Industrie” (BBCH) (Hess et al., 1997). -----	75

RESUMEN

Croton guatemalensis es una especie multipropósito, nativa de comunidades locales, principalmente del sureste de México. Actualmente se encuentra protegida por la NOM-059-SEMARNAT-2010. El objetivo fue evaluar el efecto de diferentes factores abióticos (altitud, temperatura, precipitación, tipo de suelo) sobre la fisiología (floración, fructificación, germinación) de la especie, determinar el porcentaje de producción, sanidad, humedad, viabilidad y conductividad eléctrica de las semillas, así como la capacidad germinativa de éstas. Se registró el aprovechamiento y manejo de la especie en cuatro Áreas Naturales Protegidas de la Selva Zoque, Chiapas (Reserva de la Biosfera Selva El Ocote-REBISO, Parque Nacional Cañón del Sumidero-PNCS, Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera-ZSCELP y Zona Protectora Forestal Vedada Villa de Allende-ZPFVVA). En cada área se monitoreó la floración y fructificación de la especie, se registraron las variables ambientales y se colectaron frutos, mediante un diseño al azar, se determinó en laboratorio el tamaño (longitud \times grosor), peso, porcentaje de viabilidad, sanidad, producción, conductividad eléctrica de las semillas y evaluar la germinación de éstas en condiciones de vivero. La comparación y determinación de las diferencias estadísticas entre zonas se realizó mediante los análisis de Kruskal Wallis y Mann Whitney, y se utilizó un modelo lineal generalizado (glm) para determinar la relación entre las variables ambientales y la germinación de la especie. Se registraron ocho categorías de usos para esta especie, tales como; su utilidad en la medicina tradicional, creación de cercas vivas y postes, y para la obtención de miel; no existe ningún manejo forestal para *C. guatemalensis*. Referente a la fenología, se observó que la floración se presenta de julio a abril, teniendo su pico máximo en los meses de noviembre a enero (100%), y la fructificación ocurre de marzo a septiembre, teniendo los porcentajes más altos en los meses de mayo junio (75% y 100%), coincidiendo con

los meses donde las lluvias disminuyen considerablemente, la temperatura y precipitación presentaron relación negativa con la producción de flores y frutos. La semilla de *C. guatemalensis* se desarrolla en el interior de frutos capsulados, presentando una forma obovada y un tamaño (1.0 a 5.00mm de largo). En cuanto a la morfología de las semillas y porcentaje de germinación de éstas, los análisis indicaron que existen diferencias estadísticamente significativas entre las cuatro zonas de recolecta: Los resultados más contrastantes se presentaron en las zonas ZSCELP y ZPFVVA en la primera las semillas presentaron mayor tamaño ($5.13 \pm 0.06 \times 3.26 \pm 0.06$ mm), alto porcentaje de sanidad, viabilidad y germinación final (98 ± 2.16 , 98 ± 2.30 , $98 \pm 3.84\%$, respectivamente), mientras que en la segunda, las semillas fueron más pequeñas ($4.63 \pm 0.09 \times 2.69 \pm 0.08$ mm), obtuvieron $68 \pm 6.65\%$ de sanidad, $19 \pm 5.03\%$ de viabilidad y $6 \pm 3.84\%$ de germinación final y un alto valor de conductividad eléctrica. El resultado del glm demostró que la porosidad del suelo es la única variable que influye en la germinación de la especie (a mayor porosidad mayor porcentaje de germinación final; $t= 2.237$; $P=0.0503$). Las plántulas de *C. guatemalensis* presentan una germinación epigea que inicia a partir del tercer al quinto día, las hojas verdaderas aparecen a los 20 a 30 días y a partir del día 35 hay incremento en el grosor del tallo. Debido a que este es el primer estudio sobre la ecofisiología y percepción con *C. guatemalensis* en el sur de México, la importancia del mismo cobra relevancia al aportar información reproductiva fundamental para la generación de estrategias de conservación, restauración y manejo forestal de la especie.

Palabras claves: Factores abióticos, Ecología, Fisiología, Fenología, Desarrollo Sustentable, Semilla.

I. INTRODUCCIÓN

México es uno de los países del mundo con mayor diversidad biológica y cultural, se ubica entre los cinco primeros países llamados “megadiversos”, los cuales albergan entre 60 y 70% de la diversidad biológica conocida del planeta. Ocupando el cuarto lugar a nivel mundial en riqueza de plantas endémicas y nativas (Orantes-García *et al.*, 2015).

Chiapas es uno de los estados que proporciona parte de esta biodiversidad, albergada en gran parte dentro de la Selva Zoque. Esta Selva se caracteriza principalmente por la presencia de especies endémicas, raras y en peligro de extinción; es una continua de masa forestal compartida con las selvas de Los Chimalapas (Oaxaca) y de Uxpanapa (Veracruz), internacionalmente considerada por el Fondo Mundial para la Naturaleza (WWF) y la Unión Mundial para la Conservación (UICN), como centro de diversidad de plantas (Orantes-García *et al.*, 2015). Como parte de esta selva se incluye la Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas (REBISO), la cual juega un papel primordial en esta región por su alta biodiversidad y sobre todo por su papel en la captación y recarga de acuíferos, aunado a ello, forma parte del corredor biológico de la Selva Zoque que es considerada una área hotspot en México, es decir una región biogeográfica con niveles significativos de biodiversidad que está en peligro de destrucción. Además es un espacio donde se satisfacen necesidades básicas de comunidades campesinas locales, mediante el uso de los recursos forestales nativos (Orantes-García *et al.*, 2015).

El conocer las especies de flora en riesgo o amenazadas es importante para tomar medidas cautelares para su protección y conservación. El papel que desempeña un área natural en la conservación de la biodiversidad, toma mayor relevancia cuando se tiene conocimiento de las

especies que se encuentran en ella; principalmente de las endémicas, amenazadas, en peligro de extinción u otra categoría de riesgo (González-Espinosa *et al.*, 2011).

Tal es el caso de la especie *Croton guatemalensis*, llamada comúnmente Copalchí, especie que pertenece al género *Croton*, el segundo género más numeroso y diverso de la familia *Euphorbiaceae*, con cerca de 800 especies de distribución pantropical (Aldana, 1999).

Dicha especie se distribuye en esta Selva Zoque, y si bien es una especie maderable, útil en la construcción, en herramientas de trabajo, como poste, cercos vivos, o leña, también es utilizada en la medicina tradicional para controlar el dolor de estómago e infecciones intestinales (diarrea, dispepsia, empacho, vómitos), fiebres intermitentes, inflamación, anemia, escalofríos, malaria, resfrío, reumatismo y diabetes (Cardenas, 2006); sin embargo, no existe un manejo sustentable de esta especie en la Selva Zoque; todos los individuos son extraídos de poblaciones naturales, lo que ha traído como consecuencia que actualmente se encuentre dentro de las especies protegidas por la NOM-059-SEMARNAT-2010 (SEMARNAT, 2010).

Aunado a ello, se desconoce gran parte de la ecofisiología reproductiva de la especie en la Selva Zoque, por lo que es imposible establecer planes sustentables de reproducción de la misma. Es por ello que la presente propuesta está enfocada a generar información básica sobre aspectos ecofisiológicos de *Croton guatemalensis* provenientes de individuos distribuidos a lo largo de un gradiente altitudinal, con diferentes condiciones de temperatura, precipitación, vegetación predominante y suelo en la Selva Zoque; aunado a ello se registra información sobre el aprovechamiento que los habitantes de estas cuatro áreas llevan a cabo de la especie, proporcionando así información clave para desarrollar en un futuro programas o proyectos de reproducción, restauración y manejo sustentable de la especie en la Selva Zoque, Chiapas.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Desarrollo Sustentable

El desarrollo sustentable es el desarrollo que satisface las necesidades de la generación presente, sin comprometer la capacidad de las generaciones futuras, para satisfacer sus propias necesidades. Encierra en sí, dos conceptos fundamentales: El concepto de “necesidades”, en particular las necesidades esenciales de los pobres a los que se debería otorgar prioridad preponderante; la idea de limitaciones impuestas por el estado de la tecnología y la organización social entre la capacidad del medio ambiente para satisfacer las necesidades presentes y futuras (Ramírez Treviño *et al.*, 2004).

Dentro de la Selva Zoque se busca un enfoque para el manejo sustentable de los recursos naturales, en este caso de la especie *C. guatemalensis*, especie enlistada bajo protección en la NOM-059 y que actualmente es utilizada con fines de construcción y medicinal por distintas comunidades a lo largo de la Selva.

2.2 Ecofisiología Vegetal

Se entiende por Ecofisiología Vegetal al estudio de las adaptaciones fisiológicas de los organismos al hábitat o al medio ambiente. La Ecofisiología Vegetal tiene como referente las plantas, centrándose en la distribución de las mismas y su capacidad de adaptarse y/o aclimatarse a diferentes ambientes, generando así un rango con límites y óptimos, dependiendo, no sólo de la especie, sino de la plasticidad fenotípica de la misma (Deimar y Sarmiento, 2015).

Los estudios de ecofisiología vegetal tienen en cuenta las condiciones climáticas (temperatura, precipitación y humedad relativa), condiciones del suelo (pH, porosidad y textura) y la presencia de organismos cercanos a la planta, cada factor de estas condiciones influye en la respuesta de la planta al ambiente. A través de los estudios ecofisiológicos se puede determinar

cuáles son las condiciones más adecuadas para el desarrollo de un cultivo la reducción de condiciones estresantes permite lograr altos rendimientos y mejor calidad del producto agrícola (Deimar y Sarmiento, 2015).

2.3 Ecología

La Ecología es el estudio científico de las interacciones de los organismos entre sí (factores bióticos) y con el entorno físico y químico (factores abióticos). Aunque incluye el estudio de los problemas ambientales como la contaminación, la ciencia de la Ecología implica principalmente la investigación sobre el mundo natural desde muchos puntos de vista, utilizando muchas técnicas. La Ecología moderna depende en gran medida de los experimentos, tanto en laboratorio como en el campo. Estas técnicas han demostrado ser útiles para probar las teorías ecológicas, y para llegar a decisiones prácticas relativas a la gestión de los recursos naturales (Limón, 1993).

2.3.1 Factores Bióticos

Comprenden el conjunto de seres vivos de un ecosistema que de acuerdo con la relación alimenticia que establecen con otros organismos y entre sí, se denominan productores, consumidores primarios, secundarios o terciarios y desintegradores (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

a) Productores o autótrofos

Organismos capaces de fabricar o sintetizar sus propios alimentos a partir de sustancias inorgánicas como dióxido de carbono, agua y sales minerales. Las plantas son seres autótrofos (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

b) Consumidores o heterótrofos

Organismos incapaces de producir su alimento, por ello lo ingieren ya sintetizado (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

- **Consumidores primarios**

Los herbívoros que se alimentan sólo de vegetales, forman los consumidores del primer nivel; entre ellos se encuentran aves, insectos y pequeños mamíferos que se alimentan de los productores primarios (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

- **Consumidores secundarios**

Los depredadores más pequeños que se alimentan de la carne y el pescado se encuentran en este nivel trófico. Se alimentan de los consumidores primarios (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

1) Consumidores terciarios

Los mayores carnívoros se encuentran en lo más alto de la cadena alimentaria. Ellos comen a los consumidores primarios y secundarios menores (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

c) Desintegradores

Organismos que se alimentan de materia orgánica en descomposición. Entre ellos están las levaduras, los hongos, las bacterias y los pluricelulares y celulares (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

2.3.2 Factores Abióticos

Constituyen el conjunto de elementos físicos y químicos del ambiente que ejercen alguna influencia sobre los seres vivos. Estos factores tienen mayor o menor influencia en el organismo dependiendo del medio (acuático, terrestre) que habitan, estos factores tienen mayor o menor influencia en el organismo (Campos-Bedolla *et al.*, 2003).

a) Temperatura

La temperatura es uno de los principales controladores de la distribución y productividad de las plantas, con efectos importantes en la actividad fisiológica en todas las escalas temporales y espaciales. El calor es necesario para la vida; cada proceso vital y cada nivel de desarrollo están limitados a un rango de temperatura. Las plantas terrestres están adaptadas a temperaturas entre 5° C y 40°C, dentro de las cuales ocurre producción de masa seca y crecimiento. En el caso particular de las especies tropicales y subtropicales, las temperaturas óptimas están entre 15° C y 35° C, encontrándose, obviamente, una variación de temperaturas y su adaptación a ellas debida a la altitud (Yepes y Buckeridge, 2011).

b) Precipitación

Es la cantidad de agua que cae a la superficie terrestre y proviene de la humedad atmosférica, ya sea en estado líquido (llovizna y lluvia) o en estado sólido (escarcha, nieve, granizo). La precipitación es uno de los procesos meteorológicos más importantes para la Hidrología, y junto a la evaporación constituyen la forma mediante la cual la atmósfera interactúa con el agua superficial en el ciclo hidrológico del agua. Siendo este proceso de vital importancia para las plantas causando efectos que ayudan y potencializan su crecimiento (Yepes y Buckeridge, 2011).

c) Altitud

En cuanto a la distribución de la flora, las variaciones de altitud causan cambios térmicos y por consiguiente, modifican la distribución de las especies, los que es peculiarmente, el aumento de altitud sobre el nivel del mar, en *Croton guatemalensis* es encontrado a una altitud que va desde los 1100 – 1600 m (Stevens *et al.*, 2001).

d) Suelo

Es una parte fundamental de los ecosistemas terrestres. Contiene agua y elementos nutritivos que los seres vivos utilizan. En él se apoyan y nutren las plantas en su crecimiento y condiciona, por tanto, todo el desarrollo del ecosistema (Yepes y Buckeridge, 2011).

2.4 Fisiología

La Fisiología es la ciencia que estudia los procesos que tienen lugar en las plantas, identificando y describiendo cómo funcionan las plantas y los fundamentos físicos de dicho funcionamiento sobre bases estructurales a diferentes niveles: molecular, celular, de tejidos, de órganos y de planta entera. Explica los mecanismos de crecimiento y desarrollo de las plantas y sus respuestas a los agentes externos (Limón, 1993).

La principal relevancia e importancia de la Fisiología es todo aquello que tiene que ver con poder explicar cómo funcionan los organismos de los diferentes seres vivos. Este tipo de conocimiento ha sido de vital importancia para conocer las diferencias y características distintivas de cada tipo de ser vivo para luego, con esa información, saber cómo actuar ante situaciones de cambio, de enfermedad o de problemas (Limón, 1993).

2.4. 1 Fenología

Una fase fenológica es un evento en el que aparecen, se transforman o desaparecen los órganos de las plantas. La temperatura constituye el elemento más importante del clima por su efecto en la regulación del ritmo de desarrollo de las plantas, otros factores que influyen en el cambio de fase fenológica, son la humedad y el suministro de agua. Cuando la planta se establece bajo condiciones óptimas para su desarrollo, se da una alta concentración de fotoasimilados lo cual le

permite llevar a cabo procesos de formación de ramas laterales, brotes y hojas nuevas, que luego posibilitan la formación de estructuras reproductivas (Deimar y Sarmiento, 2015).

La fenología funge como una disciplina fundamentalmente descriptiva y de observación, que requiere método y precisión en el trabajo de campo; utiliza conocimientos de fisiología, ecología y climatología y tiene aplicaciones en la agricultura, ganadería, silvicultura y conservación de la naturaleza, de esta manera, mide los diferentes estados o fases del desarrollo de la planta, mediante una apreciación visual en la que se determina los distintos eventos de cambio o transformación fenotípica de la planta, relacionadas con la variación climática, dando rangos comprendidos entre una y otra etapa (Deimar y Sarmiento, 2015).

Las aplicaciones de la fenología, en general, tienen que ver con la conservación, mejoramiento y manejo de especies. En ecosistemas naturales, el conocimiento y la comprensión de los patrones fenológicos de especies arbóreas son de interés básico en estudios ecológicos sobre las épocas de floración, fructificación, la cantidad de follaje, brotación de hojas y frutos, y su relación con factores climáticos o estímulos ambientales. Además, contribuye a la búsqueda de la optimización del rendimiento de las especies de mayor importancia para el hombre en el aprovechamiento forestal, la fenología contribuye para la toma de decisiones de cuánto y cómo realizar los planes de corta, pues tiene un efecto directo sobre la regeneración de especies vegetales, así como en el comportamiento, migración y dieta de la fauna (Deimar y Sarmiento, 2015).

2.4.2 Floración y Fructificación

La floración y fructificación se definen como procesos de producción de flores y frutos, procesos que están asociados estrechamente a los polinizadores y dispersores respectivamente, estos procesos están influenciados por varios factores tanto bióticos como abióticos. La floración y

fructificación son muy variables en duración (breve, intermedia y extendida), y frecuencia (continua, subanual, anual y supranual); además pueden presentar un patrón de duración y frecuencia regular o irregular (Zárate *et al.*, 2006).

Por otro lado, la importancia de la comprensión de los patrones de floración y fructificación son esenciales para el conocimiento ecológico y evolutivo del neotrópico, lo cual contribuye a su sustentabilidad (Zárate *et al.*, 2006).

En la floración ciertos ápices meristemáticos se diferencian como estructuras reproductoras. Como estructuras reproductoras. Comprenden desde la iniciación floral hasta su maduración o antesis por desarrollo de verticilios florales, formación de células haploides por meiosis en gametos masculinos y femeninos (Zárate *et al.*, 2006).

Tras la fecundación, la flor se convierte en fruto que se encarga de proteger y facilitar la diseminación de las semillas formadas hasta la germinación y formación de una nueva planta (Zárate *et al.*, 2006; Figura 1).



Figura 1. Floración y fructificación de *Croton guatemalensis*, Zona Protegida Forestal Vedada Villa Allende (ZPFVVA), Municipio de San Fernando, Chiapas.

2.4.3 Escala general “Biologische Bundesanstalt, und Chemische Industrie” (BBCH).

El registro de la variación de las características fenológicas de los árboles es de suma importancia, no solo en la comprensión de la dinámica de las comunidades forestales, sino también como un indicador de la respuesta de estos organismos a las condiciones climáticas y edáficas de una zona (Ríos, 2015).

La escala extendida BBCH es un sistema para una codificación uniforme de identificación fenológica de estadios de crecimiento para todas las especies de plantas monocotiledóneas y dicotiledóneas. Desarrollado por distintos organismos agrarios alemanes (Investigaciones Biológicas para Agricultura y Silvicultura, el Instituto Federal de Variedades, la Asociación Alemana de Agroquímicos y el Instituto para Horticultura y Floricultura), es una escala propuesta por Hess *et al.* (1997).

La codificación del desarrollo completo las plantas se genera con dos cifras: codificación BBCH= estadio principal + estadio secundario, con la intención de darle un mayor uso a las claves fenológicas. El ciclo completo de desarrollo de las plantas se subdivide en diez fases principales de desarrollo claramente distinguibles. Estos estadios principales de crecimiento, son descritos usando números del 0 al 9 (primer número) en orden ascendente. Los estadios principales de crecimiento son descritos en el Cuadro 1.

Los estadios secundarios de crecimiento (segundo número) se utilizan para identificar con mayor precisión la progresión en crecimiento durante cada etapa de crecimiento principal.

Cuadro 1. Estadios principales de crecimiento.

Estadio	Descripción
0	Germinación, brotación, desarrollo de la yema
1	Desarrollo de las hojas (brote o tallo principal)
2	Formación de brotes laterales/ macollamiento (ahijamiento)
3	Crecimiento longitudinal del tallo o crecimiento en roseta, desarrollo de brotes (retoños)/ encañado (tallo principal)
4	Desarrollo de las partes vegetativas cosechables de la planta o de órganos vegetativos de propagación / embuchamiento
5	Emergencia de la inflorescencia (tallo principal) / espigamiento
6	Floración (tallo principal)
7	Desarrollo del fruto
8	Coloración o maduración de frutos y semillas
9	Senescencia, comienzo de la dormancia

2.4.4 Semilla

La semilla es el principal órgano reproductivo de la gran mayoría de las plantas superiores terrestres y acuáticas. Ésta desempeña una función fundamental en la renovación, persistencia y dispersión de las poblaciones de plantas, regeneración de los bosques y sucesión ecológica. En la naturaleza, la semilla es una fuente de alimento básico para muchos animales. También, mediante la producción agrícola, la semilla es esencial para el ser humano, cuyo alimento principal está constituido por semillas, directa o indirectamente, que sirven también de alimento para varios animales domésticos. Las semillas pueden almacenarse vivas por largos períodos, asegurándose así la preservación de especies y variedades de plantas valiosas (Deimar y Sarmiento, 2015).

La semilla es una unidad reproductiva compleja, característica de las plantas vasculares superiores, que se forma a partir del óvulo vegetal, generalmente después de la fertilización. Se encuentra en las plantas con flores (angiospermas) y en las gimnospermas. En las angiospermas los óvulos se desarrollan dentro de un ovario, en tanto que en las gimnospermas la estructura que los contiene es muy diferente, pues no constituye una verdadera flor; sin embargo, la estructura de las semillas de estas plantas es básicamente similar a la de flores. Las reservas energéticas de la semilla son: grasas, carbohidratos y a veces proteínas, que sostendrán a la futura planta durante sus primeras etapas de vida. Estas reservas, como se ha dicho, pueden encontrarse en diferentes tejidos o en el embrión mismo, lo cual está relacionado con la germinación y el desarrollo de un nuevo individuo (Deimar y Sarmiento, 2015).

2.4.5 Morfometría

Es “el estudio cuantitativo de la variación de las formas biológicas” (Bookstein, 1996). Proveen al investigador de un conjunto de técnicas analíticas muy poderosas para cuantificar la variación

morfológica y estudiar los componentes genético y ambiental que alteran tal variación. La morfometría contribuye a dar respuesta a problemas de ecología, taxonomía, de biología evolutiva, de conservación, etc (Toro, 2010).

2.4.6 Producción

El potencial de producción de semillas se refiere al número máximo de semillas tanto desarrolladas como subdesarrolladas contenidas en un fruto determinado. El valor de este potencial depende directamente del número de óvulos existentes en el ovario e indica el límite biológico del fruto para producir una determinada cantidad de semillas. Por su naturaleza el potencial de producción de semillas es una característica sujeta a un fuerte control genético y su valor fue calculado sumando el número de semillas desarrolladas y subdesarrolladas encontradas en cada fruto (Mendizábal *et al.*, 2012).

La eficiencia de producción de semillas se refiere a la proporción de semillas desarrolladas que hay en un fruto determinado con respecto a su potencial de producción de semillas. Esta característica está sujeta a un fuerte control ambiental y su valor varía de 0 a 100% indicando con ello el fracaso o el éxito del fruto para producir una determinada cantidad de semillas provistas de un embrión potencialmente capacitado para germinar y dar origen a una nueva planta (Mendizábal *et al.*, 2012).

2.4.7 Sanidad de semillas

El análisis de sanidad permite identificar y cuantificar los microorganismos asociados a las semillas, los hongos representan el mayor grupo, seguido por bacterias y, en menor proporción, por los virus y nematodos. Estos microorganismos pueden ser transportados adheridos a la superficie de las semillas, en su interior o como parte del material inerte (fragmentos vegetales,

semillas de plantas invasoras, partículas de suelo). La presencia de microorganismos en la semilla no implica, necesariamente, la transmisión eventual de estos agentes, pues muchos factores pueden actuar para que esto ocurra. No obstante, la semilla desempeña un papel muy importante para la sobre-vivencia de patógenos (Deimar y Sarmiento, 2015).

2.4.8 Humedad de semillas

La semilla se puede considerar como la estructura compuesta por sustancias complejas tales como carbohidratos, proteínas y aceites, como algo de agua. La cantidad de agua puede ser aumentada o extraída. Las moléculas de agua en el aire se encuentran vibrando, algunas de ellas entran en contacto con la semilla y entran en ella; esto es, absorción. Estos dos procesos evaporación y absorción, funcionan continuamente. Cuando la evaporación supera la absorción, la semilla se seca, cuando la absorción excede la evaporación y absorción son iguales y el contenido de humedad de la semilla se dice que está en equilibrio con la humedad en el aire (Deimar y Sarmiento, 2015).

2.4.9 Viabilidad de semillas

La mayoría de las plantas, y en concreto las utilizadas por el hombre como plantas cultivadas, utilizan semillas para reproducirse. No obstante, en muchas ocasiones, las semillas tras su maduración y dispersión no son capaces de germinar, o bien porque son durmientes o bien porque las condiciones ambientales no les son favorables. En esta situación las semillas comienzan a deteriorarse lo que se manifiesta por la progresiva pérdida de su capacidad de germinar (viabilidad) y de dar lugar a plántulas sanas y vigorosas (vigor). El tiempo que tardan las semillas en perder su viabilidad (longevidad) es variable según las especies y dependiente de factores tanto externos (temperatura ambiental), como internos (contenido en humedad, genotipo,

etc.) a las propias semillas. Dada la importancia de todos estos aspectos en el ámbito de la fisiología y tecnología de semillas, se han desarrollado diferentes protocolos para evaluar la viabilidad y vigor de las semillas, así como para lograr condiciones de almacenamiento que aseguren una mayor longevidad (Deimar y Sarmiento, 2015).

La viabilidad de un lote de semillas, no durmientes, hace referencia a su capacidad de germinar y de originar plántulas normales en condiciones ambientales favorables. Las semillas que permanecen vivas y son capaces de germinar (crecimiento del embrión y aparición de la radícula) cuando las condiciones ambientales son adecuadas, se dice que son viables. Por tanto, el que una semilla germine y el que pueda germinar son dos hechos completamente distintos. Una semilla puede germinar si está viva; que germine o no dependerá principalmente de factores externos (humedad, temperatura, luz) o internos (letargo) (Deimar y Sarmiento, 2015).

a) Prueba topográfica con Tetrazolium

Esta es una prueba utilizada ampliamente para determinar la viabilidad de semillas forestales, los resultados pueden obtenerse dentro de un plazo de 24 h, a veces en dos o tres horas. Es un método bioquímico con el cual la viabilidad de las semillas se determina por el color rojo que aparece cuando las semillas se remojan en una solución de cloruro 2, 3, 5-trifenil tetrazolio (TTC). Los tejidos vivientes cambian el TTC a un compuesto insoluble rojo (químicamente conocido como formazán). En los tejidos no vivientes el TTC permanece incoloro. La prueba es positiva en presencia de enzimas deshidrogenasas. Es básicamente una prueba enzimática debido a que el color rojo es producido por varias enzimas de deshidrogenasas en las células. Este método es particularmente una prueba rápida para semillas latentes, en casos en que la prueba de germinación podría tomar varios meses. Sin embargo, la prueba podría sobreestimar la viabilidad y podría no ser aplicable por ejemplo, para semillas que han sido sujetas a la maduración

acelerada. La reacción se efectúa igualmente bien en semillas que estén en letargo que en las que no lo estén (Hartmann y Kester, 2001).

b) Radiografía con rayos X

La radiografía es una técnica no destructiva empleada para el análisis de características internas de las semillas. Estas características se refieren principalmente a la anatomía de estas y a defectos internos que no pueden visualizarse fácilmente. Sin embargo, la radiografía aplicada en el análisis de calidad de semillas permite identificar cambios fisiológicos que se producen en las simientes durante el proceso de maduración y que pueden tener una importante influencia sobre la viabilidad y el vigor de las semillas (Simak, 1991).

c) Pruebas de vigor de semillas por conductividad eléctrica

Este ensayo se basa en que el deterioro de las semillas y su pérdida de vigor está asociado a alteraciones de las membranas celulares, que implican un incremento de la salida de compuestos solubles (lixiviados) desde las semillas. Aunque para la realización de este ensayo existen diversos protocolos, se recomienda sumergir las semillas durante 24 h en agua desionizada a 20-25 °C y a continuación, decantar el agua y medir su conductividad eléctrica. Una mayor conductividad indica una mayor presencia de iones (lixiviados), lo que se puede correlacionar con una menor emergencia de plántulas (Pérez-García y Pita-Villamil, 2001).

2.4.10 Germinación

Es el proceso mediante el cual un embrión se desarrolla hasta convertirse en una planta. Es un proceso que se lleva a cabo cuando el embrión se hincha y la cubierta de la semilla se rompe. Las

condiciones ambientales para la semilla deben ser favorables: agua, temperatura, oxígeno y luz (Deimar y Sarmiento, 2015).

a) **Hidratación:** la absorción de agua es el primer paso para la germinación, sin el cual el proceso no puede darse. Durante esta fase se produce una intensa absorción de agua por parte de los distintos tejidos que forman la semilla. Dicho incremento va acompañado de un aumento proporcional en la actividad respiratoria (Deimar y Sarmiento, 2015).

b) **Germinación:** representa el verdadero proceso en el que se producen las transformaciones metabólicas necesarias para el completo desarrollo de la plántula. En esta fase la absorción de agua se reduce considerablemente, llegando incluso a detenerse (Deimar y Sarmiento, 2015).

c) **Crecimiento:** es la última fase de la germinación y se asocia con la emergencia de la radícula (cambio morfológico visible). Esta fase se caracteriza porque la absorción de agua vuelve a aumentar, así como la actividad respiratoria (Deimar y Sarmiento, 2015).

Las semillas atendiendo a la posición de los cotiledones respecto a la superficie del sustrato pueden diferenciarse en la forma de germinar, Deimar y Sarmiento, (2015) , distingue dos tipos de germinación:

- **Germinación epígea:** los cotiledones emergen del suelo debido a un considerable crecimiento del hipocótilo. En sus cotiledones se diferencian cloroplastos, transformándolos en órganos fotosintéticos y actúan como hojas. Finalmente se desarrolla el epicótilo (porción del eje comprendida entre el punto de inserción de cotiledones y las primeras hojas) (Figura 2).
- **Germinación hipogea:** los cotiledones permanecen enterrados, únicamente la plúmula atraviesa el suelo, el hipocótilo es muy corto, casi nulo, el epicótilo se alarga, apareciendo

- las primeras hojas verdaderas, que son los primeros órganos fotosintéticos de plántula (Figura 3).

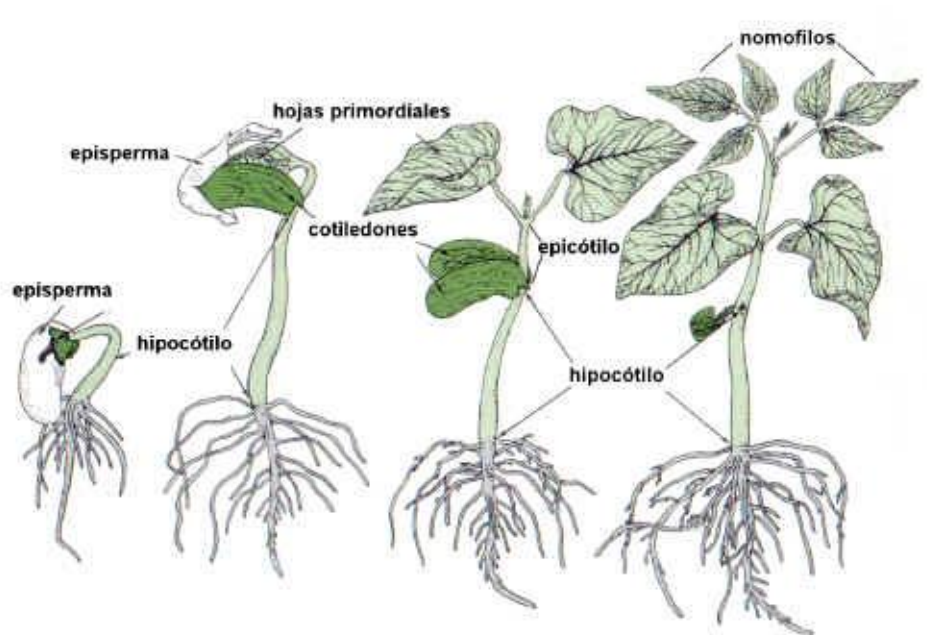


Figura 2. Estados sucesivos de la germinación epigea de *Phaseolus* Rost *et al.* (1979).

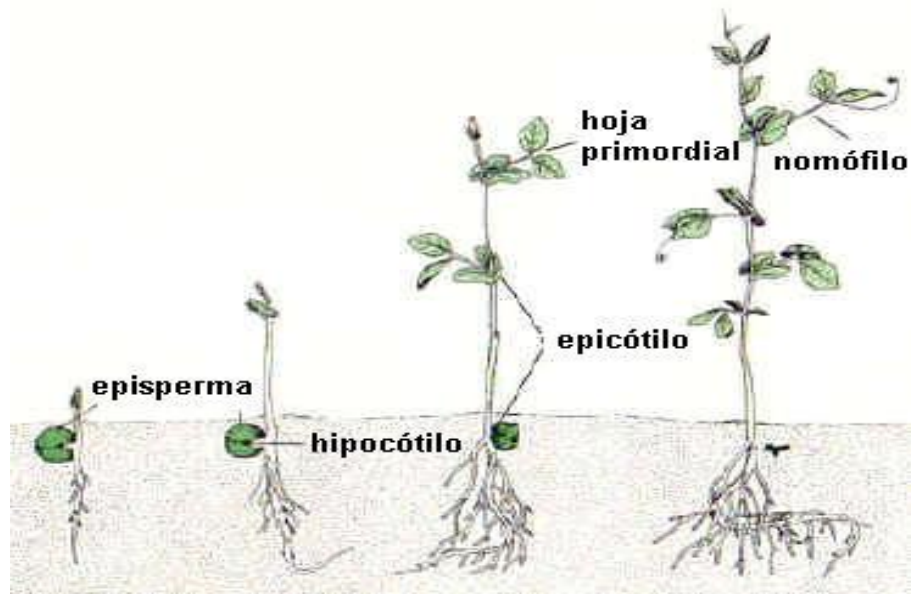


Figura 3. Estados sucesivos de la germinación hipógea de *Pisum sativum* Rost *et al.* (1979).

2.5 Descripción de la división *Magnoliophyta* Cronquist, Takht. & W. Zimm. ex Reveal

Las *Magnoliophyta* son plantas vasculares, con el cilindro central del tallo con lagunas foliares o con haces vasculares esparcidos; el xilema, usualmente pero no siempre, formado de vasos, al menos en la raíz y el floema con tubos cribosos y células acompañantes. Ordinariamente con raíces, tallos y hojas; las estructuras sexuales reproductivas están característicamente agregadas y asociadas con hojas especializadas para formar flores, que en las formas más típicas contienen un perianto externo constituido por los sépalos (cáliz) y los pétalos (corola); un androceo compuesto por 1 o más estambres (microesporofilas) y en el centro un gineceo consistente de 1 o más carpelos (megaesporofilas); notable excepción es el género *Lacandonia* con el androceo al centro rodeado por el gineceo. Estambres laminares en algunos grupos arcaicos, pero en otros generalmente formado por un filamento y una antera, la antera más comúnmente con 2 sacos polínicos (tecas) biesporangiados, unidos por tejido conectivo. Carpelos libres e individualmente cerrados para formar pistilos separados, o todos más o menos connatos para formar un pistilo compuesto, con un ovario terminado apicalmente en 1 o varios estigmas que usualmente se elevan sobre el ovario formando un estilo. Uno o más óvulos envueltos en el ovario; cada óvulo conteniendo un gametofito femenino consistente de un saco embrionario, típicamente de 8 núcleos, sin arquegonio. El ovario y algunas veces otras estructuras asociadas maduran hasta formar un fruto, carnoso o seco, dehiscente o indehiscente, que contiene 1 o más semillas (Villaseñor y Ortiz, 2013).

2.5.1 Descripción de la Clase *Magnoliopsida* Brongn.

Incluye a todas las plantas con flores. Son plantas vasculares generalmente con raíces, tallos y hojas, el cilindro central del tallo con haces vasculares dispersos (atactostela) con traza foliar

(eustela). Xilema formado por vasos al menos en raíces, floema con tubos cribosos y células acompañantes. Presentan estructuras sexuales agregadas y asociadas con hojas especializadas para formar flores. En la forma más típica, la flor consta de un verticilo externo de miembros del perianto, los sépalos (cuyo conjunto forma el cáliz) y el verticilo interno, los pétalos (conformando la corona) (Villaseñor y Ortiz, 2013).

Los ciclos reproductivos están representados por el androceo y el gineceo, constituidos por estambres y carpelos respectivamente. Cada estambre (microsporofilo) consiste en un filamento y una antera, la cual contiene 4 sacos polínicos (microsporangios), el gametofito masculino está representado por el grano de polen (2 o 3-nucleado). Los carpelos (megasporofilos), unidos o separados, se diferencian en ovario, estilo y estigma; el ovario encierra uno o más óvulos (rudimentos seminales), cada uno de los cuales contiene un gametofito femenino consistente en un saco embrionario sin arquegonio, típicamente 8- nucleado. El ovario (a veces asociado con otras estructuras) madura para formar un fruto dehiscente o indehiscente conteniendo una o más semillas (Villaseñor y Ortiz, 2013).

2.5.2 Descripción del orden *Malpighiales* Juss. ex Bercht. & J. Presl

Las características que definen este clado son poseer un nectario receptacular; embrión largo. La característica cutícula cerosa en plaquetas como rosetas se encuentra por todo este grupo. En este amplio grupo, se encuentra especialmente: células mucilaginosas distintivas en flores con una pared periclinal interna mucilaginosa muy engrosada; y citoplasma característico (Hoffmann, 2006).

Característicamente, los sépalos tienen tres trazos a partir de tres hendiduras; en varios clados de eudicotiledóneas más basales, el exterior del perianto/sépalo tiene sólo una única

hendidura. El desarrollo de los pétalos es a menudo relativamente retardado en relación con otras plantas con flor (Hoffmann, 2006).

Además se caracteriza por la tendencia a la organización de las flores en receptáculos anchos (discoidales o cóncavos). Placentación central marginal, con tendencia a la reducción en el número de óvulos por carpelo. Es frecuente la poliandria secundaria por desdoblamiento centrípeto. Predominan las flores cíclicas y con pétalos libres (existen apétalas y simpétalas). Polen en general binucleado (a veces trinucleado). Óvulos crasinucelados (a veces tenuinucelados) (Hoffmann, 2006).

2.5.3 Descripción de la familia *Euphorbiaceae* Juss.

Son hierbas, arbustos y árboles con látex, a veces carnosos y cactiformes. Se cita a menudo a las *euforbiáceas* como un caso de evolución convergente con las *cactáceas*. La mayoría de las *euforbias* contienen sustancias tóxicas contra los herbívoros. Hiervas grandes arrosetadas, o árboles, o arbustos, o subarbustos. Muchas veces en áreas secas son grandes, xeromórficas, fibrosas o suculentas (Barrera *et al.*, 2016).

Las hojas presentan una disposición respecto al tallo en forma opuesta o alternas, mientras que en la composición pueden llegar a ser simples, o palmeadas, otra característica de este grupo es que presenta estípulas que pueden llegar a transformarse en espinas o glándulas. Este grupo de plantas suelen formar a menudo estructuras florales llamadas inflorescencias denominadas cimosas o ciatos. Las cuales resultan ser estructuras especializadas en forma de copa que contienen glándulas a los bordes dentro del cual se encuentran numerosas flores reducidas a un estambre llamadas flores estaminadas, que se hallan alrededor a una única flor central con pistilo. La ecología de la polinización de estas plantas puede ser por vectores bióticos, como insectos del orden Díptera que se sienten atraídos por la segregación de sustancias químicas. Estas flores por

lo general tienen tendencia a la reducción del número de piezas, por ende son flores unisexuales y actinomorfas, es decir que poseen un plano de división de forma radial (Barrera *et al.*, 2016).

2.5.4 Descripción del Género *Croton* L.

El género *Croton* (*Euphorbiaceae*), del cual se reportan varios usos interesantes en la medicina tradicional, se destaca la presencia de diterpenos de tipo labdano, ciclitoles, triterpenos, esteroides, sustancias fenólicas y flavonoides, los cuales, se caracterizan porque poseen un amplio rango de actividades biológicas, lo que sin duda promueve la búsqueda de nuevas sustancias bioactivas que puedan presentar algún tipo de interés terapéutico buscándose posibles usos farmacológicos posteriores (Barrera *et al.*, 2016).

Son árboles, arbustos o hierbas, con tricomas, al menos en parte, estrellados o lepidotos, sin látex; plantas monoicas o raramente dioicas. Hojas alternas o subopuestas debajo de las inflorescencias terminales, simples, a veces palmadamente lobadas, pinnatinervias o palmatinervias; pecioladas, muy frecuentemente estipuladas, frecuentemente glandulares. Flores en racimos o espigas terminales o axilares; flores estaminadas con sépalos mayormente 5, imbricados o valvados, pétalos 5 o raramente ausentes, imbricados, disco entero o disecado, estambres mayormente 8–50, libres, filamentos inflexos en la yema, pistilodio ausente; flores pistiladas sésiles o pediceladas, sépalos mayormente 5–7, imbricados o valvados, enteros o dentados, pétalos 5 ó ausentes, disco generalmente entero o lobado, ovario 3-locular, 1 óvulo por lóculo, estilos libres o casi así, bífidos o bipartidos a multífidos. Fruto capsular; semillas carunculadas (Barrera *et al.*, 2016).

El *Croton* contiene un látex blanco, muy venenoso, que rebosa cuando se corta una rama o una hoja. Este látex, de color blanquecino, es compuesto de agua, gránulos de almidón, alcaloides, enzimas, sustancias proteicas, resinas y gomas (Barrera *et al.*, 2016).

2.5.5 Descripción de *Croton guatemalensis* Lotsy

Es un arbusto delgado o árbol, algunas veces de 8 metros de altura o menos, es muy compacto o tupido, con escamas blanquecinas o cafés; las hojas son membranosas-firmes con peciolo largos y finos, la brizna o tallo es ovalado y la parte ancha triangular ovoide, de 7-15 cm, larga, acuminada, en la base es poco cordada o truncada, la otra base es palmada nervada, verde en la cara superior y casi glabrada, abajo es espaciada o muy densa, lapidada, blanco, plateada; racimos axilares muy numerosos, usualmente muy cortos, muy floreados, a menudo las flores son muy remotas, casi lapidadas, sépalos ovados, agudos; pétalos ovoidolanceolados, ciliados glamorosos; cerca de 15 estambres; el ovario es denso lapidado, cápsula subglobosa, de 8 mm. de longitud, lapidado, algunas veces con tubérculos oscuros (Cárdenas, 2006).

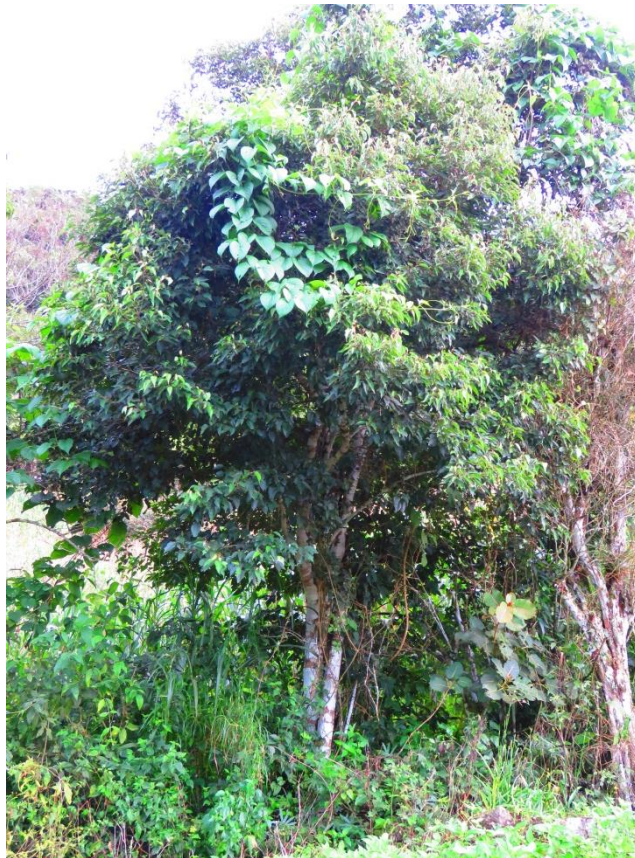


Figura 4. *Croton guatemalensis* en el Parque Nacional Cañón del Sumidero (Pozo, 2017).

2.5.6 Taxonomía *Croton guatemalensis*

Cuadro 2. Taxonomía de *Croton guatemalensis* Lotsy (Biología, 2017).

Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i> Cronquist, Takht. & W. Zimm. ex Reveal
Clase	<i>Magnoliopsida</i> Brongn.
Orden	<i>Malpighiales</i> Juss. ex Bercht. & J. Presl
Familia	<i>Euphorbiaceae</i> Juss
Género	<i>Croton</i> L.
Epíteto específico	<i>guatemalensis</i>
Nombre Científico	<i>Croton guatemalensis</i> Lotsy

2.5.6.1 Usos

Croton guatemalensis Lotsy (CGL), conocido como “Copalchi” en Chiapas, México, se utiliza para el tratamiento de la fiebre, dolor abdominal y la malaria y también como un remedio para escalofríos y para el tratamiento de reumatismo, es melífera, también es útil para la elaboración de herramientas de trabajo como postes, cercas vivas, leña (Rejón-Orantes *et al.*, 2016).

En Guatemala, utilizan la decocción de corteza para tratar fiebres intermitentes, inflamación, anemia, escalofríos, malaria, resfrío, reumatismo y enfermedades gastrointestinales (diarrea, dispepsia, empacho, vómitos). De la corteza se prepara un elixir para la malaria y tuberculosis. El cocimiento de la raíz se usa para tratar asma. Se le atribuye propiedad tónica, febrífuga, analgésica, antimalárica, emoliente, desinfectante (Cárdenas, 2006).

2.5.6.2 Origen y distribución

Se encuentra en los bosques húmedos o secos y a veces en bosques mixtos, comúnmente sobre laderas pedregosas, se ha a 1800 metros sobre el nivel del mar, sobre todo en menores elevaciones. Es nativo de Mesoamérica, se encuentra del sur de México a Costa Rica (Cárdenas, 2006).

III. ANTECEDENTES

3.1 Fenología

Passos (1995) realizó una investigación sobre fenología reproductiva de *Croton floribundus* y *Croton priscus* (*Euphorbiaceae*) en un bosque semi-deciduo en Campinas, Sao Paulo, Brasil. Encontró que estas especies son árboles pioneros, monoicos, con flores unisexuales y discretos dispuestos en inflorescencias bisexuales racimosas. Las especies florecen en la estación lluviosa, de octubre a diciembre. Las inflorescencias de ambas especies exhiben marcada protoginia. La secuencia de floración se sincroniza, hay poca o ninguna superposición entre las flores estaminadas y pistiladas un individuo. Hay un pico de producción de flores femeninas en la mitad del periodo de floración de las dos especies de *Croton*. El polen es en polvo, con la posibilidad de ca. 90% y 96%, de *Croton priscus* y *Croton floribundus* respectivamente. Flores de ambos sexos producen néctar, cuyo volumen es 21 ml y 5 ml de flores femeninas. La concentración de azúcares en el néctar es 38% y 22%. Aunque ambas especies son visitados por varios grupos de insectos, moscas de la familia *Syrphidae* son los principales polinizadores. Además, el viento actúa como vector de polen. Ambas especies tienen partenocarpia la producción de frutos con semillas viables.

Domínguez y Bullock (2016), llevaron a cabo un estudio en Jalisco, México, en el que compararon el sistema de apareamiento, la característica fisonómica y la fenología de dos poblaciones de un arbusto monoico, *Croton suberosus*, bajo condiciones de sombra y luz, y estudiaron los sistemas de compatibilidad y polinización. Encontraron que hubo diferencias marcadas en la fisonomía, las condiciones de luz fueron más altas y más reproductivas. Hubo una tendencia en ambas poblaciones a mantener un número constante de flores femeninas por

inflorescencia, mientras que el número de flores masculinas por inflorescencia cambió y fue mayor bajo condiciones de luz. Este patrón puede ser interpretado como una consecuencia de la limitación de recursos donde la asignación de la mujer se maximiza y la remanente se asignada a las flores masculinas. El número de semillas producidas bajo condiciones de luz fueron significativamente más altas. El viento fue el principal vector polínico y las plantas fueron auto-compatibles. Las inflorescencias son proteaginosas, aunque la geitonogamia puede ocurrir dentro de un individuo. Hay una evaluación de las relaciones sexuales dentro de ambas poblaciones, lo que podría indicar que las plantas responden a las indicaciones ambientales de su entorno para comenzar a florecer.

3.2 Germinación

Villacorta (1998), en Pucallpa-Perú, realizó un experimento para determinar la germinación de semillas de *Croton lechleri* en condiciones variadas de intensidad de luz (100, 60 y 30%), del método de conservación (temperatura ambiente y refrigerado) y del tiempo de almacenamiento (0, 30, 60, 90, 120 y 150 días), en condiciones de vivero. Encontró que 30 y 60% de luz tuvieron el mismo efecto en la germinación (35% y 37% respectivamente), y fueron superiores a los obtenidos con 100% de luz (23%). En el método de conservación, la refrigerada fue mejor (47%) que la conservación a temperatura ambiente (16%). La intensidad de luz y el tiempo de almacenamiento tuvieron efecto en la germinación, debido a que las semillas son menos sensibles a la luz a mayor tiempo de almacenamiento. El método de conservación en función del tiempo de almacenamiento expresó que las semillas mantuvieron su viabilidad hasta 150 días bajo refrigeración, pero cuando se almacenó a temperatura ambiente se redujo a 90 días. Es conveniente almacenar las semillas inmediatamente después de haber sido cosechadas o almacenarlas en refrigerador para obtener una germinación aceptable.

Sánchez-Coronado *et al.* (2007), realizaron el estudio de germinación de semillas de *Omphalea oleífera* perteneciente a la familia *Euphorbiaceae*. Todas las semillas tuvieron alto contenido de agua (WC, 31-33%), y el contenido de lípidos varió de 14 al 46%. Las plántulas de semillas recolectadas en 2001 se sometieron a estrés de agua a moderada como un tratamiento de pre-acondicionamiento para el estrés severo. Los valores medios y las comparaciones estadísticas (test ANOVA de una vía) de los rasgos de semillas y embriones de los árboles (T), T-semillas recolectadas en la estación seca tenían alta WC, rápida y alto porcentaje de germinación; Suelo (S) y T-semillas recolectadas en invierno (2005) tuvieron también alta WC pero eran inactivos. Ácido Giberélico (GA) (250 ppm) rompió esta latencia. S-semillas recolectadas en la estación seca o al principio de que tenían relativamente baja germinación WC y bajo y retrasado. El contenido de agua crítico para mantener la longevidad ecológica en estas semillas fue 15%. Las semillas recolectadas en 2005b que se deshidrataron durante 20 días en una atmósfera húmeda y fresca perdieron su viabilidad, que muestra el comportamiento recalcitrante. T-semillas con el contenido de lípidos más bajo (2005a) después de la deshidratación mantienen baja germinación ($15 \pm 18\%$). En todas las muestras el tamaño de las semillas varió ampliamente y no fue predictivo de WC semilla. Los embriones extraídos de semillas deshidratadas tenían WC dos a cuatro veces mayor que las semillas. De laboratorio y de campo la germinación de semillas latentes mostró que la viabilidad puede ser mantenida durante al menos 2-3 meses sobre un sustrato húmedo (suelo o agar). Para fines de restauración, se recomienda que T-semillas germinar inmediatamente evitando la deshidratación. El uso de S-semillas podría dar lugar a plántulas saludables. Semilla recalcitrante y la respuesta al estrés hídrico moderado restringen la germinación y el establecimiento de pequeñas lagunas, donde esta especie crece naturalmente. Sugerimos que antes de introducir a *Omphalea oleífera* en programas de restauración, una

cubierta vegetal debe ser construida para reducir el déficit hídrico del suelo. Es necesario mejorar los métodos para aumentar el potencial longevidad de las semillas en almacenamiento.

Lyra *et al.* (2011), este trabajo se llevó acabo en Brasil con el objetivo de evaluar la viabilidad del polen utilizando la técnica de tinción y en vitro germinación con diferentes concentraciones de sacarosa en *Jatropha ribifolia* y *J. mollissima* pertenecientes a la familia *Euphorbiaceae*, contribuyendo al conocimiento de la biología de la reproducción y que subvencionan su conservación, la gestión y la utilización. La viabilidad del polen se midió por el método de colorante. Acetocarmina, se utilizaron orceína acético y las manchas de algodón azul. El medio de cultivo para la germinación de polen se solidificaron por la adición de agar al 1% en combinación con 0 (control), 10, 20, 30 y 40% de sacarosa. Los datos fueron sometidos a análisis de varianza en 5% de probabilidad. Todos los colorantes utilizados en este experimento permitieron una fácil diferenciación entre fértil polen fértil y no. La velocidad de formación de tubos de polen fue mayor en medio con 10% de sacarosa para ambas especies, porque la tendencia es que la concentración de sacarosa aumenta el suministro de carbono, cambia el potencial osmótico e inhibe la formación de tubo de polen in vitro.

Valfré y Renison (2012), realizaron un estudio en Córdoba, Argentina, con el fin de desarrollar técnicas de reforestación con especies nativas es un paso importante para lograr la conservación y restauración de bosques. Estudiaron patrones y capacidad germinativa bajo diversas condiciones de un árbol nativo del Chaco Serrano: *Sebastiania commersoniana* perteneciente a la familia *Euphorbiaceae*. Esta especie presenta variaciones importantes en la germinación entre semillas de tegumento marrón claro y marrón oscuro, quizás porque las primeras sean abortivas o dañadas por insectos fitófagos. En una de las poblaciones, los árboles de menor altura y las semillas de mayor peso presentaron mayor capacidad germinativa. Esto último podría deberse a que las semillas más pesadas contienen más reservas para el embrión en

crecimiento, lo cual le permitiría germinar de manera más eficaz. No se observaron diferencias significativas en la germinación tras la realización de diferentes experimentos de remoción de carúncula, tiempo de almacenamiento, temperaturas y tratamientos pre-germinativos de humedad y desinfección.

Scalon *et al.* (2012), evaluaron la aptitud para la germinación y el vigor de semillas de *Croton urucurana* en Río de Janeiro, Brasil. 1) Las semillas fueron ordenados por el color (caramelo, gris y negro) y se sometieron a siete tratamientos pre-germinativos diferentes seguido de incubación a 20°C, 25 ° C o 20/30 ° C. 2) Las semillas se almacenan en cámaras de frío o a temperatura ambiente durante hasta 300 días y se incubaron posteriormente a 20 / 30°C en una cámara de germinación o en condiciones de invernadero. Sólo las semillas grises mostraron tasas de germinación significativos. Se observaron los porcentajes primero de recuento más altas de germinación total y los índices más altos de velocidad de germinación en semillas de control y en los que fueron tratados con agua o con 200 mg. L⁻¹ ácido giberélico durante 12 h. Las semillas almacenadas bajo refrigeración mostraron los valores más altos para todas las características examinadas, así como menos conductividad eléctrica de la solución de embebido. Las plántulas fueron más vigorosas cuando se almacenaron semillas durante 300 días en una cámara fría. La producción plántulas se puede aumentar mediante la incubación de las semillas a temperaturas alternantes (20 / 3 0 ° C). Las semillas no necesitan tratamientos de pre-germinación.

Vallejo *et al.* (2015), en el presente trabajo se llevó acabo en Perú, se buscó conocer aspectos agronómicos sobre la propagación de las siguientes especies: *Spondias mombinubos*, *C. lechleri*, *Annona muricata* (guanábana). Los experimentos se desarrollaron en el Instituto de Medicina Tradicional (IMET), cuyos tratamientos consistieron en el uso de diversos sustratos, donde se comparó la efectividad de los mismos. Se realizaron tres tratamientos y cuatro repeticiones para cada especie, dispuestos bajo un diseño irrestrictamente al azar. Las diversas

evaluaciones se llevaron a cabo luego de iniciada la germinación hasta que las plantas alcanzaron el tamaño para ser llevadas al campo definitivo. Los resultados permitieron determinar que el mejor sustrato para la propagación botánica teniendo en cuenta el porcentaje de germinación, energía germinativa e índice de vigor de las diversas especies es el suelo agrícola, seguido de tierra negra, mientras que el humus de lombriz mostró los menores valores.

González (2016), presenta en este trabajo el efecto de la pérdida de humedad sobre la germinación de las semillas de *Hyeronim alchorneoides* de la familia *Euphorbiaceae*. El estudio se realizó en la Estación Biológica La Selva, Puerto Viejo de Sarapiquí (Costa Rica). Para lograr una rápida pérdida de humedad de las semillas, éstas se almacenaron en una habitación con aire acondicionado, a una temperatura media de $23\pm 2^{\circ}\text{C}$ y una humedad relativa media de $61 \pm 2\%$. La tasa media de germinación fue de 45% para las semillas de esta especie. Las semillas recién recolectadas, con un contenido de humedad de 68 %, alcanzaron una germinación de 43 %. Al disminuirse gradualmente su contenido de humedad, hasta 14 %. El porcentaje de germinación descendió ligeramente, hasta 39%. No se encontraron diferencias significativas ($P>0.01$) en los porcentajes de germinación.

IV. OBJETIVOS

4.1 GENERAL

- Determinar la morfología y fisiología reproductiva de *Croton guatemalensis* y evaluar el efecto de los factores abióticos sobre sus características fisiológicas reproductivas, así como determinar el aprovechamiento local de la especie en la Selva Zoque, Chiapas.

4.2 PARTICULARES

- Conocer el aprovechamiento y manejo de *Croton guatemalensis* de las comunidades campesinas que habitan en las cuatro zonas de área de estudio.
- Registrar la época y características de floración y fructificación de *C. guatemalensis* a lo largo de un gradiente altitudinal en cuatro distintas zonas (Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera, Zona Protegida Forestal Vedada Villa Allende y Parque Nacional Cañón del Sumidero) de la Selva Zoque.
- Determinar las características morfométricas y alométricas (tamaño y peso) de las semillas de *Croton guatemalensis* provenientes de distintas zonas de la Selva Zoque.
- Evaluar en laboratorio y vivero, el porcentaje de producción, sanidad, humedad, viabilidad, conductividad eléctrica y capacidad germinativa de las semillas de *Croton guatemalensis* provenientes de las distintas zonas de la Selva Zoque.
- Determinar el efecto de la temperatura, precipitación, altitud, suelo y cobertura vegetal, sobre la floración, fructificación y germinación de *Croton guatemalensis* en distintas zonas de la Selva Zoque.

V. HIPÓTESIS

Las características fisiológicas (floración, fructificación, morfometría, producción, sanidad, humedad, viabilidad, conductividad eléctrica, germinación) de *Croton guatemalensis*, presentarán diferencias de acuerdo a los factores abióticos presentes en las distintas zonas de la Selva Zoque.

VI. MÉTODOS

6.1 Zona de Estudio

La Selva Zoque se ubica dentro de los municipios de Cintalapa, Ocozocoautla, Tecpatán, Tuxtla Gutiérrez, San Fernando, Berriozábal y Jiquipilas, en el estado de Chiapas, México, entre los paralelos 16°45'42" y 17°09'00" de latitud Norte y entre los meridianos 93°54'19" y 93°21'20" de longitud Oeste, con una superficie total de 1,133,370 hectáreas (SEMARNAT, 2000).

El estudio se llevó a cabo en cuatro zonas de la Selva Zoque, Chiapas, México: a) Reserva de la Biosfera Selva El Ocote (REBISO), con una extensión de 101,288 ha, ubicada a 16° 85' 1" latitud norte y 93° 41' 11" longitud oeste, b) Parque Nacional Cañón del Sumidero (PNCS), con una superficie de 10,712.97 ha, localizada a 16° 44' 24" latitud norte y 92° 58' 12" longitud oeste, c) Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera (ZSCELP), con una superficie de 4, 518 ha, ubicada a 18° 63' 85" latitud norte y 93° 19' 21" longitud oeste, d) Zona Protegida Forestal Vedada Villa de Allende (ZPFVVA), con una superficie de 2,800 ha, localizada a 18° 70' 84" latitud norte y 93° 20' 69" longitud oeste (SEMARNAT, 2000) (Fig. 5).

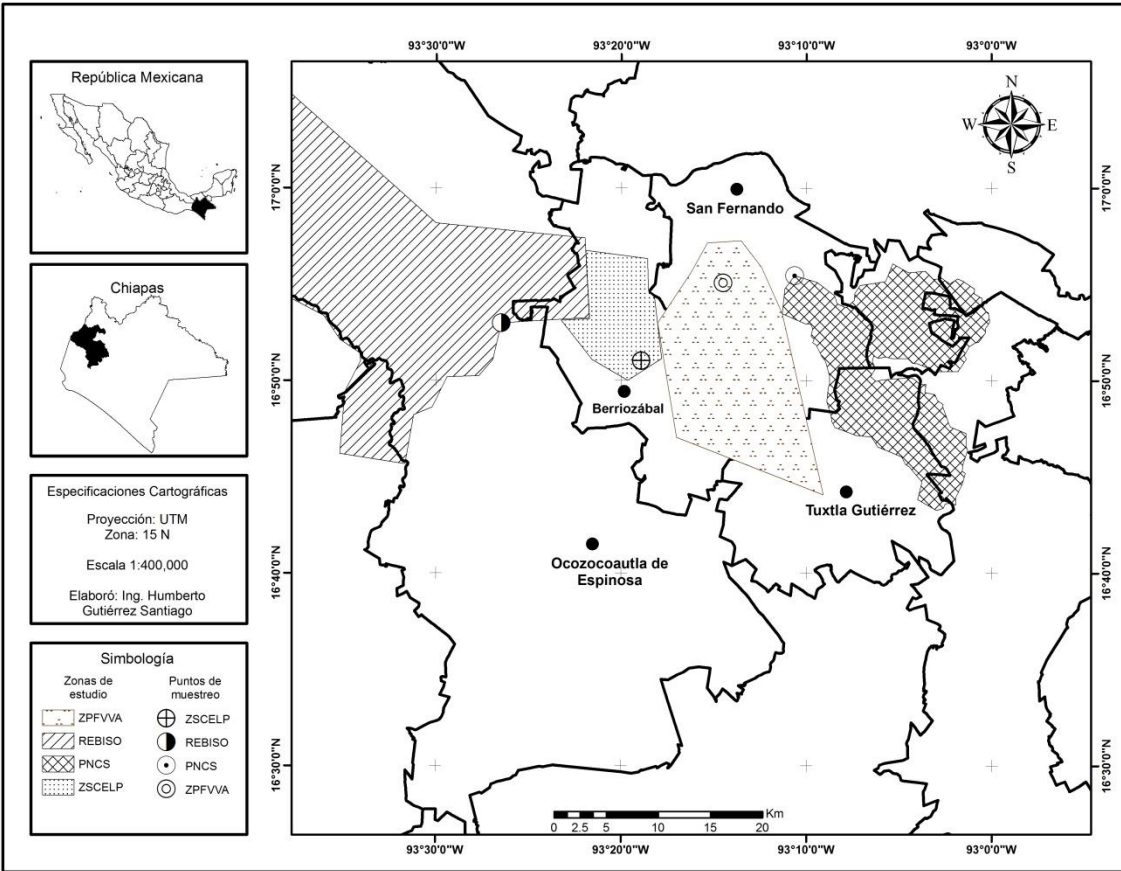


Figura 5. Mapa de localización de las áreas de estudio, en la Selva Zoque-Chiapas, México.

6.1.1 Características físicas y biológicas del área de estudio

El paisaje predominante en la zona corresponde al de las montañas del norte, constituidas por sierras y serranías de altitud variable entre los 750 y 1500 m.s.n.m. Morfológicamente, el relieve predominante en la Selva es típicamente cárstico, producto de la disolución de la roca caliza; además, presenta un fuerte grado de tectonismo, originando depresiones de diversas magnitudes en el variado relieve de resumideros, hendiduras, simas, dolinas y cavernas (Corzo, 2009).

Contiene muestras representativas de selva alta perennifolia y mediana subperennifolia, así como numerosas especies de importancia económica (maderables, medicinales, comestibles y ornamentales) como la caoba (*Swietenia macrophylla*), cedro rojo (*Cedrela odorata*),

chicozapote (*Manilkara sapota*), mojú (*Brosimum alicastrum*), canshán (*Terminalia obovata*), varias especies de palma shate (*Chamaedorea* sp.), barbasco (*Dioscorea composita*) y la cícada (*Ceratozamia mexicana*). Para el caso de vertebrados, en este refugio se han reportado un total de 646 especies de vertebrados terrestres, distribuidos de la siguiente forma: 24 anfibios, 58 reptiles 460 de aves y 104 mamíferos, representando el 45% de los vertebrados de Chiapas y el 23% del país (Corzo, 2009).

6.1.2 Flora

La vegetación predominante en la zona corresponde a cuatro asociaciones vegetales: a) selva alta perennifolia, en la que sobresalen las especies de caoba (*Swiwtenia macrophylla* G. King), cedro (*Cedrela odorata* M. Roem. King), palo amarillo (*Terminalia amazonia* (Gmel.) Excell) y mojú (*Brosimum alicastrum* Sw.); b) selva alta o mediana subperennifolia, donde se encuentran especies como el molinillo (*Quararibea gentlei* Lundell), el copalillo (*Bursera bipinnata* (Sessé & Mociño) Engl.) y bojón (*Cordia alliodora* (R.&P.) Oken); c) selva mediana o baja perennifolia, cuyas especies representativas son el palo de coleteo (*Oreopanax peltatus* Linden ex Regel) y la memelita (*Clusia flava* Jacq.) y d) vegetación secundaria, en donde las especies representativas son el corcho colorado (*Belotia mexicana* (DC.) Schum.), guarumbo (*Cecropia peltata* L.) y el muacús (*Calathea allouia* Aubl.) (Rzedowski, 1994).

6.1.3 Fauna

Para la Selva Zoque se han reportado un total de 646 especies de vertebrados terrestres, a pesar de que los estudios para invertebrados son menos detallados y extensivos se tiene una proyección de 3,000 especies de coleópteros, 500 especies de lepidópteros y junto con otros invertebrados podría llegar el número a 20,000 especies. Por su nivel de biodiversidad, la Selva Zoque es

considerada tanto por el Programa de Áreas Naturales Protegidas de México 1995– 2000, como por la Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), como una región prioritaria terrestre, no solo por el número de vertebrados, sino por el estatus que ocupan sus especies, ya que en el lugar habitan especies endémicas, en peligro, amenazadas y raras (CONABIO, 2000).

La Selva Zoque podría estar compuesta por 138 especies de mamíferos terrestres silvestres, considerándose una cifra incompleta ya que se trata principalmente de roedores y quirópteros. Los últimos listados de aves incluyen 460 especies de 52 familias. Por la ubicación del área y los diversos tipos de hábitat los patrones de estacionalidad son diversos: 223 son residentes, 14 migratorias locales, 118 intra-migratorias neotropicales, 27 son poblaciones residentes migratorias y 8 migratorias infra tropicales. De las especies reportadas, una es endémica de la Selva, el cuevero de navi (*Hylorchilus navai*) (CONABIO, 2000).

6.1.4 Clima

Se encuentran tres tipos climáticos: clima Am (f), cálido húmedo con lluvias abundantes en verano y una precipitación total anual que fluctúa entre los 2000 y 2500 mm, con una temperatura media mensual superior a los 18°C; clima Am, cálido subhúmedo con lluvia abundante en verano (Aw) y con una precipitación total anual que varía entre los 1500 y 2500 mm, con una temperatura media anual de 22°C , semicálido subhúmedo con lluvias en verano, presenta una precipitación total anual entre los 1200 y 1500 mm y una temperatura media anual 19°C (Corzo, 2009).

6.2 Trabajo de Campo y Gabinete

6.2.1 Visitas prospectivas a las zonas de estudio

Se realizó una reunión con los habitantes y autoridades de las distintas localidades para explicar los objetivos de la investigación, solicitar permiso y su apoyo para la obtención de la información necesaria, así mismo para mantener una buena comunicación y relación con los habitantes.

Para Reserva de la Biosfera Selva El Ocote se trabajó en la localidad Ocuilapa de Juárez situado en el municipio de Ocozocoautla, Parque Nacional Cañón del Sumidero en la localidad Gabriel Esquinca situado en el municipio de San Fernando, Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera en la localidad San Rafael perteneciente al municipio de Berriozábal y Zona Protegida Forestal Vedada Villa de Allende en la localidad Monterrey situado en el municipio de San Fernando.

6.2.2 Entrevistas a ejidatarios de las comunidades de la Selva Zoque

Para la obtención de información relativa a el aprovechamiento que los habitantes de cada zona llevan a cabo de *C. guatemalensis*, se aplicaron entrevistas semiestructuradas (con preguntas fijas, tipo encuesta) a ejidatarios y posicionarios de parcelas o potrero u otro agrosistema en donde pudiera encontrarse ejemplares de *C. guatemalensis*. La selección de los entrevistados se llevó a cabo utilizando la técnica de “bola de nieve”; se trata de un muestreo no probabilístico, el cual supone que el/la investigador/a identifique a un pequeño grupo de individuos que tienen las características que se requieren. Estos harán una identificación de colaboradores que contribuyan a obtener mejores resultados dentro de la investigación. Con ello se buscó encontrar un caso perteneciente al grupo objeto de investigación y éste lleva al siguiente y al próximo y así sucesivamente hasta alcanzar el nivel de información suficiente para dar por terminada la

investigación (Sandoval, 2002). Este procedimiento “consiste en la presentación sucesiva y espontánea de nuevos sujetos a partir de la relación con los iniciales” (Vela, 2001). Se entrevistó a un total de 15 personas por cada zona de estudio.

La entrevista semiestructurada se incluyó información relativa al uso de la parcela o potrero u otro agrosistema en dónde se encuentra *C. guatemalensis*; conocimiento del uso y manejo de la especie; uso y aprovechamiento, manejo e interés, la valoración e importancia de la misma, así como el conocer los intereses y razones para su conservación actual y a futuro (Anexo 1).

6.2.3 Monitoreo

Se llevó a cabo un total de 12 salidas de campo durante 12 meses, a lo largo de las cuatro zonas de la Selva Zoque, abarcando la época de seca (noviembre-abril) y época húmeda (mayo-octubre), para determinar las características fenológicas (fases de floración y fructificación) y la recolecta de semillas de *C. guatemalensis*, así como para registrar la presencia de factores abióticos (altitud, suelo, temperatura, precipitación y vegetación predominante) en cada zona; cada salida tuvo una duración de 2 días. Se seleccionaron de forma dirigida, por accesibilidad de muestreo, a cinco individuos de *C. guatemalensis* en un área de una hectárea para cada zona de estudio, donde se llevaron a cabo las observaciones fenológicas y la recolecta de semillas (Orantes-García *et al.*, 2015), siempre bajo la guía de los habitantes de cada zona de la Selva Zoque; cada individuo fue georreferenciado con ayuda de un receptor manual del sistema de geoposicionamiento global (Garmin Leyend Etrex), aunado a ello se tomaron fotografías de *C. guatemalensis* para el archivo.

6.2.3.1 Recolecta del ejemplar, Identificación y Selección Fenotípica de *C. guatemalensis*

Se recolectaron tres muestras de hojas, flores y frutos por cada árbol seleccionado para la identificación de la especie en cada área de monitoreo, con la ayuda de instrumentos adecuados como libreta de campo, una prensa, papel periódico, cartón, tijeras, navajas, picoleta, y bolsas de plástico en las que se guardaron los ejemplares hasta su preparación para el secado (Lot y Chiang, 1990). En laboratorio, se revisaron los ejemplares de *C. guatemalensis* de las cuatro zonas de muestreo. Además, se hicieron comparaciones con ejemplares de la colección de herbarios de la Secretaria de Medio Ambiente e Historia Natural (CHIP), Herbario Eizi Matuda (HEM), Herbario Nacional de México (MEXU) para la identificación taxonómica de los individuos recolectados en campo. Aunado a ello se llevó a cabo la búsqueda de información de medios impresos y electrónicos incluyendo The Plant List (www.theplantlist.org) y Flora Mesoamericana (www.tropicos.org), listados florísticos, y revistas especializadas (Lacandonia, Botanical Sciences, Polibotánica, Revista Mexicana de Biodiversidad y Acta Botánica Mexicana) para la comparación de los ejemplares colectados en campo. Las hojas, flores y frutos recolectados en campo se utilizaron para la identificación de *C. guatemalensis* en laboratorio. Las muestras fueron herborizadas de acuerdo a Lot y Chiang (1990).

Los individuos de *C. guatemalensis* fueron seleccionados basándose en el factor probabilístico de que un fenotipo tenga suficiente base genética para mostrar una reacción favorable ante distintos ambientes y será de tipo direccional, en cuanto a que se seleccionaron hacia un extremo de la población, buscando incrementar la media de las poblaciones futuras es decir, de acuerdo a siguientes criterios de inclusión como: la rectitud del fuste, la poda natural, la conformación de la copa y ramas, libres de plagas y enfermedades (CATIE, 1995, Pola, Musálem, y Alcalá, 2003).

Se registró la fecha y duración de cada fase fenotípica (germinación, desarrollo, floración y fructificación) y se evaluó el porcentaje de presencia de cada carácter fenológico de los cinco individuos seleccionados en cada zona REBISO, ZSCERLP, ZPFVVA y PNCS de la Selva Zoque, a través de la escala general BBCH propuesta por Hess *et al.* (1997).

La escala BBCH considera 2 dígitos, donde el ciclo de desarrollo de la planta se divide en diez fases reconocibles y distinguibles denominadas etapas principales de crecimiento numeradas del 0 a 9 (primer número) y las etapas secundarias de crecimiento (segundo número) se utilizó para identificar con mayor exactitud la progresión en crecimiento de *C. guatemalensis* durante la etapa de crecimiento principal.

Cada característica se evaluó individualmente mediante el empleo de una escala propuesta por Hess *et al.* (1997), que varía entre 0 y 9 (Cuadro 3), donde las cifras tienen el siguiente significado:

Cuadro 3. Estadios principales de crecimiento de acuerdo a Hess *et al.* (1997).

Estadio	Descripción
0	Germinación, brotación, desarrollo de la yema.
1	Desarrollo de las hojas (brote o tallo principal).
2	Formación de brotes laterales/ macollamiento (ahijamiento).
3	Crecimiento longitudinal del tallo o crecimiento en roseta, desarrollo de brotes (retoños)/ encañado (tallo principal).
4	Desarrollo de las partes vegetativas cosechables de la planta o de órganos vegetativos de propagación / embuchamiento.
5	Emergencia de la inflorescencia (tallo principal) / espigamiento.
6	Floración (tallo principal).

- 7 Desarrollo del fruto.
- 8 Coloración o maduración de frutos y semillas.
- 9 Senescencia, comienzo de la dormancia.

Se considera que la información fenológica debe tener carácter cuantitativo y cubrir todo el periodo de manifestación de la característica, tanto el inicio, la plenitud como la declinación. Las observaciones de campo llevaron a la construcción de la codificación BBCH de los estadios fenológicos de *C. guatemalensis*, basándose en la clasificación de los organismos de acuerdo a la similitud, generalmente en su morfología, o en cualidades observables, los datos observados fueron procesados con ayuda del programa Microsoft Excel® (2010) y Microsoft Word® (2010).

6.2.3.2 Recolecta frutos y semillas

De cada uno de los cinco árboles por área de estudio, se recolectó 100 frutos, los cuales se guardaron en bolsas de papel etiquetadas para ser trasladadas al Laboratorio del Banco de Germoplasma Vegetal del Instituto de Ciencias Biológica de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) para su posterior análisis.

6.2.3.3 Determinación de Factores abióticos

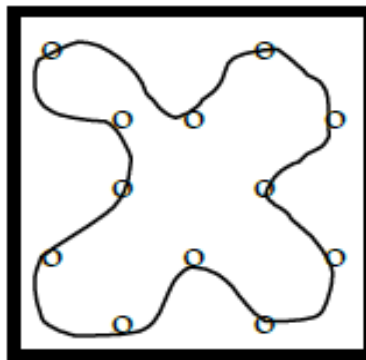
Cada zona de estudio presentan variaciones en los valores ambientales, para este estudio se determinaron diferentes variables tales como: altura, temperatura (máxima y mínima), precipitación, porosidad, textura, materia orgánica, pH y vegetación predominante por cada zona, estos datos pueden observarse en el cuadro 5 en el apartado de resultados.

Los datos de temperatura y precipitación mensual fueron proporcionados por la red de estaciones climatológicas Comisión Nacional del Agua e Instituto Nacional de Investigaciones, Agrícolas y Pecuarias de Chiapas, cercanas a las zonas de recolecta de la Selva Zoque de los años

2016-2017. La altitud fue obtenida por un receptor manual del sistema de geoposicionamiento global (Garmin Leyend Etrex), y confirmada con la ayuda del programa Google Earth. Adicionalmente se registró el tipo de asociación vegetal predominante de acuerdo con la clasificación de Rzedowski (1994), donde se definió la vegetación según las especies características exclusivas o diferenciales que son indicadoras de condiciones ecológicas, todo apoyado por la lista de los tipos más importantes de vegetación de México descritas por Rzedowski (1994).

Finalmente, se llevó a cabo un muestreo simple del suelo, obteniendo cinco muestras por hectárea, de un kilogramo de suelo cada una, con una profundidad recomendada de 0 - 20 y de 20 - 40 cm. Éstos resultan más prácticos ya que sacan muestras más uniformes, son rápidos y causan menos daño a la superficie del terreno.

Para la toma de la muestra se utilizó una pala, barreta, y se colocó en una bolsa de plástico resistente y etiquetada. El muestreo fue al azar y asistemática (Figura, 6).



Sinuosa

Figura 6. Muestreo efectuado en la toma de suelo de acuerdo al esquema (Fournier *et al.*, 1975).

Las muestras fueron llevadas al Laboratorio del Banco de Germoplasma Vegetal del Instituto de Ciencias Biológica de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) para determinar su pH, porosidad y textura:

a) Determinación del pH del suelo

Se determinó el pH en una suspensión suelo: agua, en proporción de 1:1 en peso, aunque por facilidad se realizó una relación volumétrica 1:1 Jaramillo (2002).

b) Determinación de porosidad del suelo

Con la ayuda de una pala se extrajo un bloque de 20 x 20 cm y 30 cm de profundidad. El sustrato fue colocado en bolsas etiquetadas para ser trasladadas al Laboratorio del Banco de Germoplasma Vegetal del Instituto de Ciencias Biológica de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) para su posterior análisis. El proceso de la determinación del porcentaje de porosidad se realizó mediante el procedimiento de Jaramillo (2002).

c) Determinación de textura de suelo

Con la ayuda de una pala se extrajo un bloque de 20 x 20 cm y 30 cm de profundidad. El sustrato fue colocado en bolsas etiquetadas y fueron trasladadas al Laboratorio del Banco de Germoplasma Vegetal del Instituto de Ciencias Biológica de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) para su posterior análisis. El proceso de la determinación del porcentaje de textura se realizó mediante el procedimiento de Jaramillo (2002).

d) Determinación de materia orgánica del suelo

Con la ayuda de una pala se extrajo un bloque de 20 x 20 cm y 30 cm de profundidad. El sustrato fue colocado en unas bolsas etiquetadas y fueron trasladadas al Laboratorio del Banco de

Germoplasma Vegetal del Instituto de Ciencias Biológica de la Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas (UNICACH) para su posterior análisis. El proceso de la determinación del porcentaje de materia orgánica se realizó mediante el procedimiento de Jaramillo (2002).

6.3 Trabajo de Laboratorio

6.3.1 Montaje de las Plantas

En primer lugar, las hojas prensadas en campo se dejaron deshidratar en el papel periódico y el cartón. Una vez desecadas se fumigaron las plantas mediante a un proceso de congelación que va de los -2 a - 5 °C durante 3 días, donde el frío ayudó a que los insectos que estas pudieran tener murieran (Gómez, 2015).

Después se realizó el proceso de montaje para su adecuada conservación, el material, una vez que estuvo completamente seco, se montó en cartulinas u hojas de papel de buena calidad, mostrando la cara abaxial y adaxial a las que se fijaron con cinta adhesiva que siendo permanente permita desmontar el material en caso necesario. Cada cartulina con la muestra montada y etiquetada se incluyó en un pliego de papel blanco, satinado, a ser posible. Una vez determinado el material, la etiqueta definitiva, que suele ir pegada en la esquina inferior derecha de la cartulina, llevó al menos los siguientes datos: Nombre científico del taxón, incluida la autoría del mismo, localidad donde se ha efectuado la recolección, siendo conveniente precisar, por este orden: región, provincia, municipio, lugar o población más próxima. Actualmente se describe la referencia al sistema de coordenadas UTM (Universal Transversor Mercator), hábitat, fecha de la recolección, nombre de la persona que llevó a cabo la recolección, nombre de la persona que ha determinado. Los ejemplares generados de esta investigación fueron depositados en el herbario CHIP de Secretaria de Medio Ambiente e Historia Natural (SEMAHN).

6.3.2 Pruebas básicas de calidad de semillas

En las semillas se hicieron las pruebas básicas de calidad (iniciales) que establecen las reglas de la International Seed Testing Association (ISTA, 2010): morfometría y alometría de semillas, producción, sanidad, contenido de humedad (CH), viabilidad, conductividad eléctrica (CE).

a) Morfometría y Alometría de Semillas de *C. guatemalensis*

Para describir la morfometría externa e interna, se realizaron observaciones al estereoscopio, la descripción se realizó de acuerdo a la guía de Niembro (1989). Se realizó una visualización por rayos X en una cámara de irradiación digital TruView cube®, para observar la forma en que se encuentran distribuidas las estructuras.

Para la caracterización alométrica se utilizaron 4 muestras aleatorias de 100 semillas, por cada zona de estudio, donde se determinaron de manera individual: el ancho (AS) (se consideró como ancho al diámetro perpendicular) y, largo de la semilla (LS) (largo al diámetro paralelo con respecto al eje del micrópilo) en mm (Figura, 7), mediante un calibrador digital Caliper® con precisión de 0,1 mm; por otro lado, las características de peso por semilla (PS) se midieron en g, con una balanza analítica Ohaus® con un grado de precisión de 0.001 g.

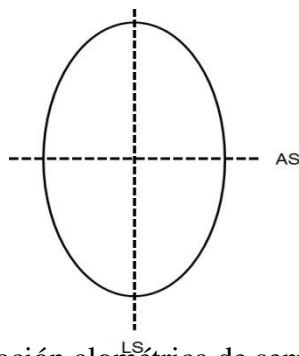


Figura 7. Ejes de medición para la determinación alométrica de semillas, largo de semillas (LS) y ancho de semillas (AS).

b) Determinación de producción

Este atributo ecofisiológico permitió el cálculo del número de semillas por kg, lo cual es una información muy importante en las operaciones del vivero para determinar el rendimiento de las plantas, además, el peso de la semilla está positivamente relacionado con la calidad de semilla (Poulsen *et al.*, 1998). Para esta prueba se tomaron cinco muestras de 100 semillas puras por cada área de muestreo, se pesaron individualmente en una balanza analítica con un grado de precisión de 0.001 g marca Adventur™ y se calculó el promedio de peso para cada muestra. Se determinó el número de semillas por kilogramo utilizando la siguiente la fórmula:

$$\text{N}^\circ \text{ semillas/kg} = (\text{N}^\circ \text{ de semillas de cada muestra} * 1000\text{g/kg} / \text{Peso promedio de la muestra}).$$

c) Sanidad

La prueba de sanidad de semillas puede ayudar a aclarar aspectos de la evaluación de plántulas, causas de baja germinación y establecimiento de plántulas en el campo, complementando así a la prueba de germinación.

Los resultados de la prueba de sanidad de semillas indicaron la necesidad de conducir prácticas de curado de lotes de semillas con el objetivo de erradicar patógenos portados por las semillas o reducir el riesgo de transmisión de enfermedades (ISTA, 2003). Se consideró semilla sana a las que no presentaran daño físico aparente o visiblemente contaminada con microorganismos.

Para esta prueba se empleó la siguiente fórmula:

$$\% \text{ sanidad} = \frac{\text{número de semilla sana}}{\text{total de la muestra del experimento}} \times 100$$

d) Determinación de contenido de humedad

Se evaluó en porcentaje (%), utilizando 10 g de semillas puras con cinco repeticiones (ISTA, 2010), las cuales se colocaron en un determinador de porcentaje de humedad marca Ohaus®, con una temperatura de 101 ± 2 °C por 10 minutos.

e) Determinación de porcentaje de viabilidad de la semilla

Se tomaron 100 semillas al azar de cada una de las cuatro zonas; éstas se dividieron en lotes de 25 semillas con cuatro repeticiones (25x4). Las semillas se colocaron en una caja Petri con agua a temperatura ambiente (25 °C) durante 24 h; posteriormente con la ayuda de un bisturí se dividieron por los cotiledones y se les agregaron tres gotas de 2, 3, 5 trifenil cloruro de tetrazolio diluido (1% p/v). Las semillas fueron incubadas en total oscuridad y a temperatura ambiente (25 °C) por 24 h (ISTA, 2005) (Hartmann y Kester, 1998, Orantes-García *et al.*, 2007).

Terminada la incubación se evaluó el patrón de tinción de las semillas bajo un microscopio estereoscópico; el color de los tejidos viables fue de rojo intenso a tonos rosados, mientras que en las células muertas no se dio ninguna reacción (Rao *et al.*, 2007). El porcentaje de viabilidad se obtuvo a partir de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ de viabilidad} = \frac{\text{Número de semillas coloreadas}}{\text{Número total de semillas}} \times 100$$

Enseguida las semillas se clasificaron en tres categorías y se realizaron los patrones topológicos, según el patrón de tinción de acuerdo a Rao *et al.*, (2007):

- Semillas totalmente teñidas que son viables
- Semillas totalmente libres de coloración que son no viables
- Semillas parcialmente teñidas que producirán plántulas normales o anormales, dependiendo de la intensidad y patrón de la tinción.

f) Prueba de vigor por Conductividad eléctrica (CE)

Para la prueba de la conductividad eléctrica (CE) fueron utilizadas cinco repeticiones de 20 semillas. Las semillas previamente fueron pesadas con una balanza analítica Ohaus® con un grado de precisión de 0.001 g y posteriormente fueron colocadas para embeber en frascos con tapa estériles y 100 mL de agua desionizada en los siguientes periodos de tiempo: 24, 48 y 72 horas, a una temperatura ambiente de 25 °C.

Después de cada período de imbibición, los valores de la conductividad eléctrica fueron medidos empleándose un conductímetro de la marca HM Digital®. El valor de cada lectura de conductividad eléctrica fue dividido por el respectivo peso de la muestra y los resultados fueron expresados en $\mu\text{S cm}^{-1} \text{ g}^{-1}$ de semilla (AOSA, 1983).

6.3.3 Germinación

a) Diseño experimental

Bajo un diseño experimental completamente aleatorio, se realizó la prueba de germinación, utilizando 90 semillas de medidas homogéneas por cada zona de la Selva Zoque, con un total de 360 semillas. Se realizaron tres repeticiones de 30 semillas en cada uno de los ensayos de germinación. Cada semilla fue considerada como unidad experimental, teniendo como variable independiente el tiempo y como variables de respuesta el porcentaje de germinación final (PG), germinación acumulada (GA), el tiempo promedio de germinación (T), la velocidad de germinación (M), el índice de germinación (IG) y el coeficiente de velocidad (CV) (González-Zertuche y Orozco-Segovia 1996):

Germinación de semillas expresándose de la forma siguiente (González-Zertuche y Orozco-Segovia 1996):

Tiempo promedio de germinación (T), como el tiempo promedio que necesitan las semillas para germinar

$$T = \frac{\Sigma(niti)}{\Sigma ni}$$

Dónde:

ni= número de semillas germinadas en el día i

ti= tiempo de germinación desde la siembra hasta la germinación de la última semilla

Índice de germinación (IG), que es afectado por la capacidad de germinación y no proporciona información acerca de la distribución de los eventos de la germinación en el tiempo.

$$IG = \frac{\Sigma(niti)}{N}$$

Dónde: N= Total de semillas sembradas.

Velocidad de germinación (MG), que relaciona el número de semillas germinadas con el tiempo de germinación.

$$T = \Sigma\left(\frac{ni}{ti}\right)$$

Coefficiente de germinación (CV), basado en el número de semillas germinadas y se relaciona de forma inversa con el tiempo y el número de semillas germinadas por día.

$$CV = \frac{\Sigma ni}{\Sigma (niti)} \times 100$$

Germinación acumulada (GA): la germinación acumulada muestra la forma en que se incrementa la germinación y el tiempo (días) de inicio de la germinación.

$$GA = \frac{\%n1 + \%n2 + \%n3 + \%nx}{nx}$$

Dónde:

% n1 = porcentaje de semillas que germinan el tiempo 1.

% n2 = porcentaje de semillas que germinan el tiempo 2.

% nx = porcentaje de semillas que germinan el último tiempo en que se presentó la germinación.

Porcentaje de germinación final (% G), Para determinar el efecto del almacenamiento sobre la capacidad germinativa de las semillas.

$$PG = \frac{n_i}{N} \times 100$$

b) Cultivo en Vivero

El experimento se desarrolló en el vivero del el Instituto de Ciencias Biológicas-UNICACH, el cual cuenta con malla-sombra de 70% de cobertura, con temperatura de 26 °C y humedad 78%.

Las semillas recién recolectadas fueron colocadas a una profundidad de 2 cm con el micrópilo hacía abajo, en charolas de unigel para especies forestales tipo Koper block® (60cm x 35cm x 12cm), con sustrato recolectado de cada zona de estudio. Esta prueba tuvo una duración de 60 días, con una aplicación de riego y observación cada tres días. Se consideraron germinadas las semillas cuando presentaron emergencia de la planta sobre el sustrato (> 5mm) (Hartmann y Kester, 1994). Se realizaron mediciones de precipitación y temperatura mediante un higrómetro manual para exteriores.

6.3.4 Desarrollo y crecimiento

Se realizó la observación y anotaciones correspondientes al crecimiento y desarrollo de las plántulas, tipo de germinación, hojas primarias, largo y grosor del tallo, numero de hojas y

longitud de la raíz para la identificación de la especie en su estadio temprano (plántula) (López-Ríos, 2005).

El diámetro del tallo y altura de la plántula se determinó con un calibrador digital caliper de 0-150 mm con precisión de 0,1 mm marca Ohaus. Las hojas solo se contaron de acuerdo al número de brotes. Los datos se tomaron a los 15, 20, 30, 45 y 60 días después de la emergencia del sustrato, los riegos se realizaron cada 3 días (López-Ríos, 2005).

6.4 Análisis de Datos

a) Aprovechamiento de *C. guatemalensis*

El trabajo se acompañó de la observación directa así como de conversaciones y dos recorridos por las zonas de aprovechamiento junto con los informantes. Los datos recopilados se registraron en una hoja de cálculo de Microsoft Excel para facilitar su análisis y caracterización del conjunto de datos obtenidos, para así sintetizar los datos y estimar el aprovechamiento, uso e importancia, mediante una estadística descriptiva Acoltzin Vidal, (2014).

b) Floración y Fructificación y su relación con Factores Abióticos

Se obtuvieron las fechas de inicio y término de defoliación, floración y fructificación de *C. guatemalensis* para cada una de las cuatro zonas estudiadas. También se obtuvo el promedio de frutos por individuo para cada zona.

Para determinar la posible relación entre los factores abióticos presentes en cada zona y la floración y fructificación, se realizó un análisis de correlación, entre la floración y la fructificación con la temperatura y la precipitación mensual registrada en cada zona (Ríos, 2015).

c) Calidad de semillas

Para determinar las diferencias en las morfometría y alometría, producción, sanidad, contenido de humedad (CH), viabilidad y conductividad eléctrica (CE) de las semillas provenientes de cada una de las cuatro zonas, se llevaron a cabo los siguientes análisis estadísticos:

Para conocer si las semillas se ven influenciadas por las características alométricas (longitud, grosor, pesos de semillas), se obtuvieron las medias y desviaciones estándar. Se verificó que los datos tuvieran una distribución normal (mesocúrtica) con valores de curtosis estandarizada y sesgo estandarizado dentro del rango -2 a +2 de acuerdo a la prueba de normalidad (Prueba de Shapiro). Al no tener una distribución normal, se llevó a cabo la prueba no paramétrica de Kruskal-wallis y U de Mann-Whitney usando el ajuste de Bonferroni (Duplancic et al., 2015).

Para la producción, sanidad, viabilidad y conductividad eléctrica se verificó que los datos tuvieran una distribución normal (mesocúrtica) con valores de curtosis estandarizada y sesgo estandarizado dentro del rango -2 a +2 de acuerdo a la prueba de normalidad (Prueba de Shapiro). Al no tener una distribución normal, se realizó la comparación de producción, sanidad, viabilidad y conductividad eléctrica entre las cuatro zonas de estudio de la Selva Zoque y la determinación de las posibles diferencias estadísticas entre estas mediante un análisis de Kruskal-wallis y U de Mann-Whitney usando el ajuste de Bonferroni (Duplancic et al., 2015).

Para el contenido de Humedad se verificó que los datos tuvieran una distribución normal (mesocúrtica) con valores de curtosis estandarizada y sesgo estandarizado dentro del rango -2 a +2 de acuerdo a la prueba de normalidad (Prueba de Shapiro). Al tener una distribución normal, se llevó a cabo la prueba paramétrica de análisis de varianza (ANOVA) simple para comparar el

porcentaje de humedad total entre las cuatro localidades y se realizó la prueba de Tukey para la comparación de medias, con un nivel de confianza de 95%.

d) Germinación y su relación con Factores Abióticos

Se verificó que los datos tuvieran una distribución normal (mesocúrtica) con valores de curtosis estandarizada y sesgo estandarizado dentro del rango -2 a +2 de acuerdo a la prueba de normalidad (Prueba de Shapiro). Al no tener una distribución normal, se realizó la comparación de la germinación de semillas entre las cuatro zonas de estudio de la Selva Zoque mediante un análisis de Kruskal-wallis y la prueba U de Mann-Whitney usando el ajuste de Bonferroni (Duplancic *et al.*, 2015). También se llevó a cabo un análisis de regresión para determinar la germinación acumulada, la cual se realizó en Microsoft Office Excel 2010 (SAS, 1995).

Finalmente, para establecer una posible relación entre las variables ambientales (factores abióticos) y la germinación, se realizó un modelo lineal generalizado (MLG), el cual es una regresión flexible de la regresión lineal, que permite en este caso determinar qué variables (materia orgánica, morfometría, pH, porosidad, humedad, sanidad, temperatura, precipitación) influyen el resultado de germinación final. Todos los análisis estadísticos se realizaron utilizando el software R 3.24 y el paquete de datos estadístico Past® y Statgraphics® (R Development Core Team 2018).

VII. RESULTADOS

7.1 Aprovechamiento de *C. guatemalensis*

De acuerdo a los resultados de las entrevistas estructuradas, en las distintas zonas de la Selva Zoque, *C. guatemalensis* es una especie multipropósito (Cuadro 4). En ninguna de las zonas existe manejo para esta especie. Se registraron ocho usos para la especie en la Selva Zoque; el 90% de los entrevistados indicó que la especie es utilizada en la medicina tradicional, el 60% que se usa para la creación de cercas vivas y postes, el 40% la utiliza como herramienta de trabajo y en construcción, el 20% utiliza sus ramas y troncos para leña. En la REBISO el 5% de los entrevistados, reportan que en ocasiones esta especie la venden como madera principalmente para construcción (vigas de las casas), lo aprovechan de individuos entre 3 a 5 años de edad aproximadamente y 4% la utiliza para la obtención de miel y como forraje. En cuanto al uso medicinal, los entrevistados indican que utilizan las hojas para el tratamiento de la diabetes, de infecciones estomacales (diarrea, vómito, empacho), fiebre, inflamación, resfrío y reumatismo, mientras que la corteza es utilizada para secar heridas, y la flores para enfermedades del corazón.

De acuerdo a los entrevistados, las mujeres son las que más utilizan esta especie para el uso medicinal y los hombres son los encargados del aprovechamiento en campo, donde es cortada *in situ* para la extracción de leña, construcción, cercas vivas y postes. Finalmente, los individuos para aprovechamiento son seleccionados según el tiempo que llevan en su terreno, aquellos árboles más viejos son los más utilizados.

Cuadro 4. *C. guatemalensis* especie nativa multipropósito en la Selva Zoque, Chiapas.

Zonas	Nombres comunes	Usos
ZSCelp	Copalchí, hoja amarga, palo cenizo	Medicinal, poste, cerca viva, leña, melífera, forraje, construcción, herramienta de trabajo.
REBISO	Copalchí, palo blanco	Medicinal, poste, cerca viva, construcción, herramienta de trabajo, venden como madera.
PNCS	Copalchí, palo cenizo	Medicinal, poste, cerca viva, construcción, herramienta de trabajo.
ZPFVVA	Copalchí, palo cenizo	Medicinal, poste, cerca viva, herramienta de trabajo.

7.2 Factores abióticos

De acuerdo a los datos obtenidos en campo, las cuatro zonas estudiadas presentan valores ligeramente diferentes de temperatura, precipitación, altitud, y asociación vegetal predominante (Cuadro 5). Sin embargo, las diferencias más contundentes se dan en el tipo de suelo, ya que, la zona ZSCelp presentó un tipo de suelo de mejor calidad con un suelo neutro (6.8), materia orgánica en condición buena (4.9%), porosidad buena (63%), textura arcillosa, a comparación la zona de ZPFVVA con un suelo moderadamente ácido (5.4), materia orgánica pobre (2.7%), porosidad pobre (36%) y textura franco arcilloso arenoso (Cuadro 5).

Cuadro 5. Características abióticas de las cuatro zonas de estudio al interior de la Selva Zoque. Los datos de temperatura y precipitación fueron proporcionados por la red de estaciones climatológicas Comisión Nacional del Agua e Instituto Nacional de Investigaciones, Agrícolas y Pecuarias de Chiapas, cercanas a las zonas de recolecta (2016-2017). TM= Temperatura mensual, PM= Precipitación mensual, MO= Materia Orgánica, P= Porosidad, T= Textura, A= Arcilla, FA=

Franco Arcilloso, FAA= Franco Arenoso-Arcilla VP= Vegetación Predominante, SAP= Selva Alta Perennifolia, SMP= Selva Mediana Perennifolia, SM= Selva Mediana, VS= Vegetación Secundaria.

Zonas	Altura (msnm)	TM (°C)		PM (mm)	Suelo				VP
		Min.	Max.		pH	MO (%)	P (%)	T	
ZSCELP	1010	27.8	17.5	61.2	6.8	4.9	63	A	SAP
REBISO	953	26.9	16.3	86.4	7.7	4.4	55	FA	SMP
PNCS	1200	28.1	14.0	68.7	7.4	3.8	48	A	SM
ZPFVVA	780	27.4	14.0	68.7	5.4	2.7	36	FAA	VS

7.3 Floración y Fructificación y su relación con Factores Abióticos

Se registró que los eventos fenológicos de floración y fructificación se presentan una vez al año, es decir, *C. guatemalensis* es una especie anual, cuya floración da inicio en el mes de julio (25 % de los individuos) y se extiende hasta abril (25% de los individuos), siendo diciembre y enero los meses que presentan el mayor porcentaje de flores (100 % de los individuos). En marzo inicia la fructificación (25 % de los individuos), extendiéndose hasta septiembre (25 % de los individuos); los meses de mayo y junio presentaron la mayor cantidad de frutos (75 % -y 100 % de los individuos, respectivamente (Cuadro 6; Figuras 8, 9, 10, 11).

De acuerdo a los registros de temperatura y precipitación proporcionados por la red de estaciones climatológicas Comisión Nacional del Agua e Instituto Nacional de Investigaciones, Agrícolas y Pecuarias de Chiapas, cercanas a las zonas de colecta (2016-2017), se observó que el mayor porcentaje de floración ocurre en meses donde las precipitaciones son menores a los 50 mm o son ausentes (0-10 mm), mientras que la fructificación aparece en temporadas de secas,

disminuyendo conforme las lluvias se presentan (Figuras 8, 9, 10, 11) esto ocurre para las cuatro zonas, en los meses de mayo y junio no hubo registro de floración.

Se observó una relación moderadamente fuerte entre floración-temperatura, floración-precipitación, fructificación-temperatura y fructificación-precipitación; por otro lado el análisis de varianza (ANOVA) arrojó que existe una relación estadísticamente significativa entre las variables, sugiriendo la dependencia entre floración-temperatura, floración-precipitación, fructificación-temperatura y fructificación-precipitación. En las Figuras 8, 9, 10, 11, se puede observar el incremento de floración y fructificación en temporada de estiaje.

Cuadro 6. Análisis de correlación entre floración-temperatura, floración-precipitación, fructificación-temperatura y fructificación-precipitación en las cuatro zonas de la Selva Zoque.

Zonas	Coefficiente de correlación	R²	Razón-F	Valor-P
Floración - Temperatura				
ZSCelp	0.77	59.9%	7.48	0.0410
REBISO	0.88	78.04%	17.77	0.0084
PNCs	0.92	84.80%	27.92	0.0032
ZPFVVA	0.81	65.9%	9.67	0.0266
Floración-Precipitación				
ZSCelp	-0.78	62.11	8.20	0.0353
REBISO	-0.87	75.7%	15.58	0.0109
PNCs	-0.91	84.2%	26.74	0.0036
ZPFVVA	-0.96	93.3%	69.70	0.0004
Fructificación - Temperatura				
ZSCelp	0.94	88.7%	39.27	0.0015

REBISO	0.89	79.37%	19.24	0.0071
PNCS	0.90	82.41%	23.44	0.0047
ZPFVVA	0.81	67.0%	10.19	0.0242
Fructificación - Precipitación				
ZSCELP	-0.76	57.8%	6.85	0.0472
REBISO	-0.74	56.0%	6.39	0.0527
PNCS	-0.84	71.1%	12.35	0.0170
ZPFVVA	-0.96	92.5%	62.11	0.0005

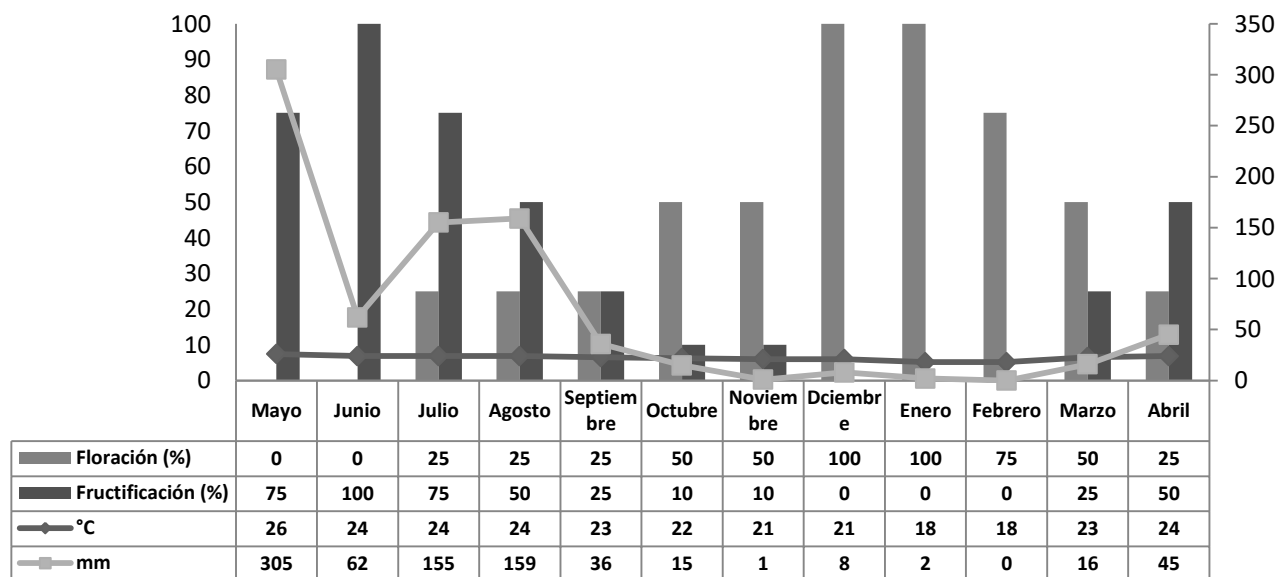


Figura 8. Fenograma de *C. guatemalensis* en ZSCELP, de acuerdo a la escala descrita por Hess *et al.*, (1997)

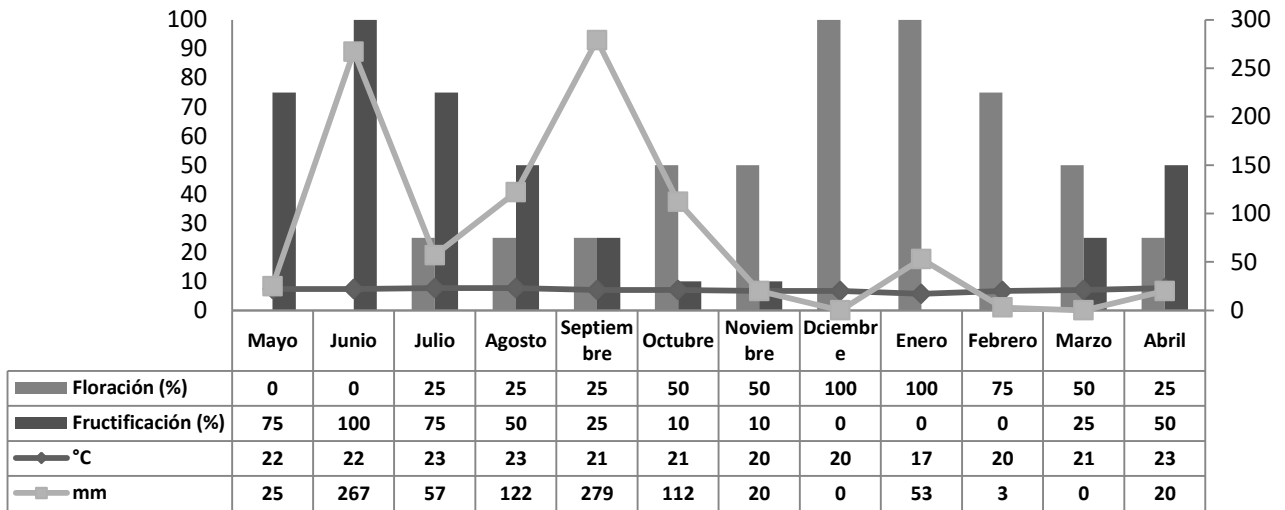


Figura 9. Fenograma de *C. guatemalensis* en REBISO, de acuerdo a la escala descrita por Hess *et al.*, (1997).

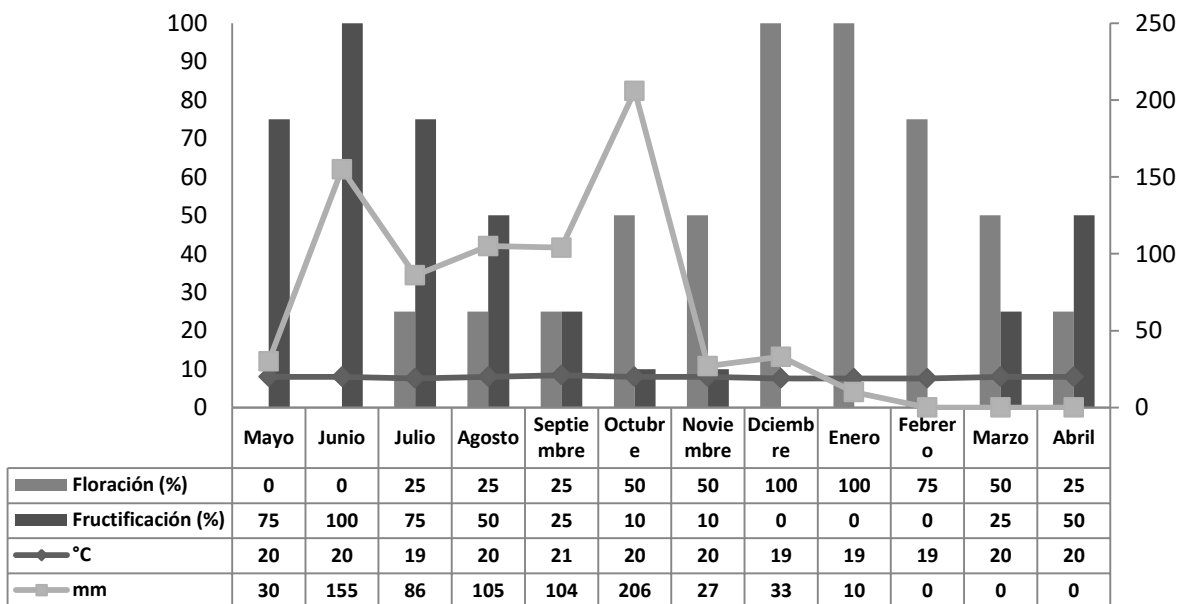


Figura 10. Fenograma de *C. guatemalensis* en PNCS, de acuerdo a la escala descrita por Hess *et al.*, (1997).

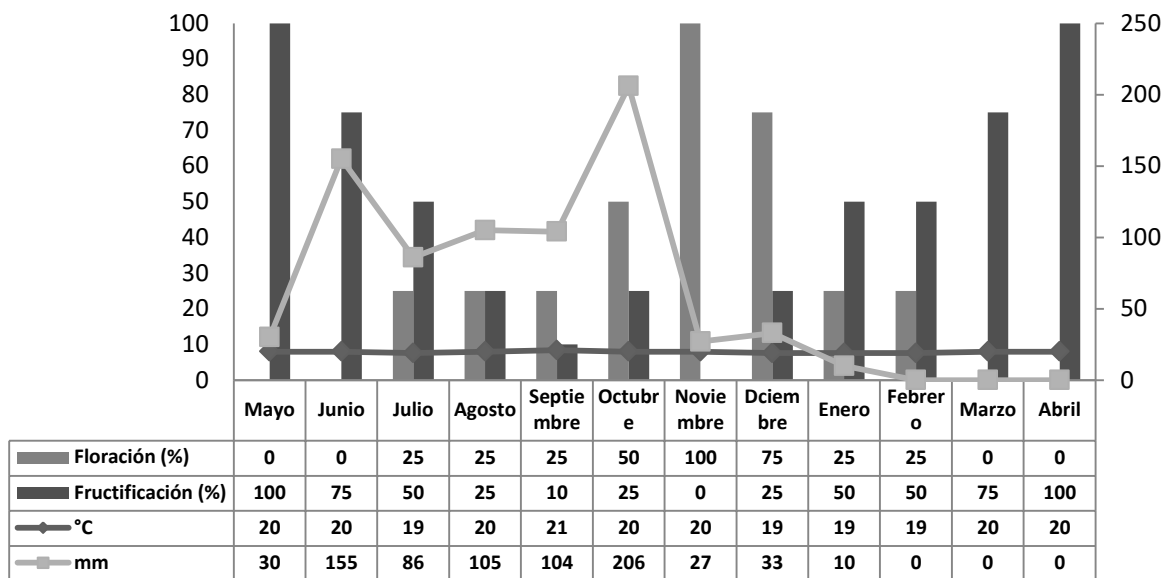


Figura 11. Fenograma de *C. guatemalensis* en ZPFVVA, de acuerdo a la escala descrita por Hess *et al.*, (1997).

7.4 Calidad de semillas

a) Morfometría y Alometría de semillas

De acuerdo al análisis, la semilla de *C. guatemalensis* se desarrolla en el interior de frutos capsulados, con una forma obovada, tamaño chico (de 1.0 a 5.00 mm de largo) y totalmente desnuda; la cubierta seminal presenta una coloración castaño oscuro, con una reflejabilidad mate, consistencia coriácea con una superficie lisa, presenta un hilum inconspicuo con coloración blanquecina y posición basal, micrópilo conspicuo con posición basal una forma línea (Figura 12).

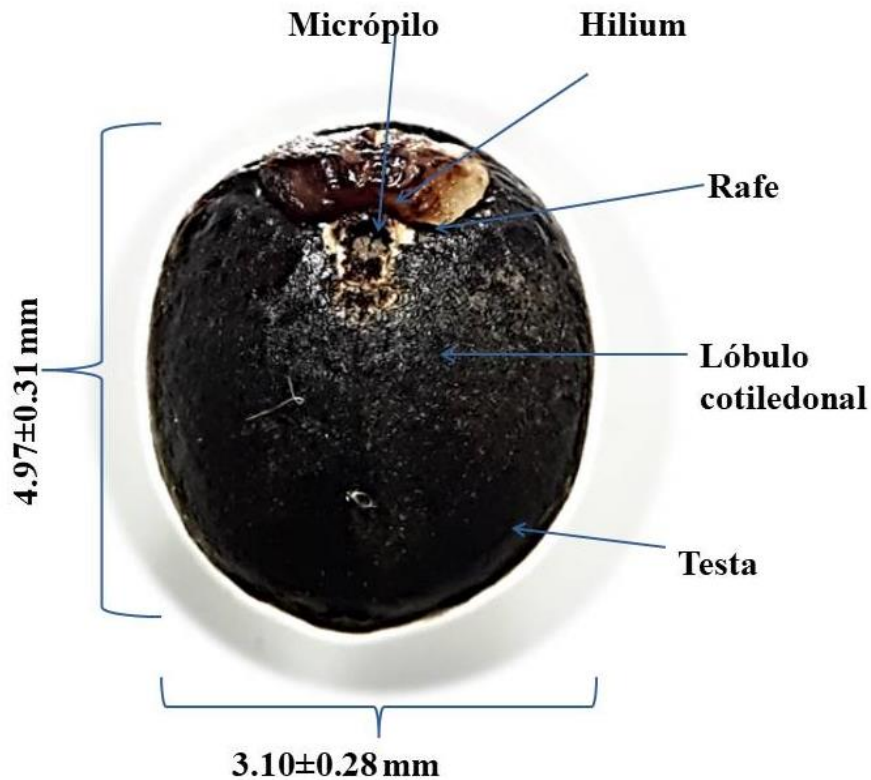


Figura 12. Morfología externa de *C. guatemalensis*, observada desde el estereoscopio.

La semilla posee un endospermo abundante presente en forma uniforme con una coloración blanquecina de consistencia carnosa, rodeando completamente al embrión, el cual está presente en la parte basal rudimentario con coloración blanquecina; posee dos cotiledones presentes en el embrión, con una apariencia delgada y foliáceo, de forma ovada, superficie lisa, margen entero con un ápice y base redondeado, estos se encuentran connados en la base, ambos cotiledones presentan el mismo tamaño. La radícula presenta una forma recta la cual está incluida en los cotiledones y dirigida al micrópilo (Figura 13).

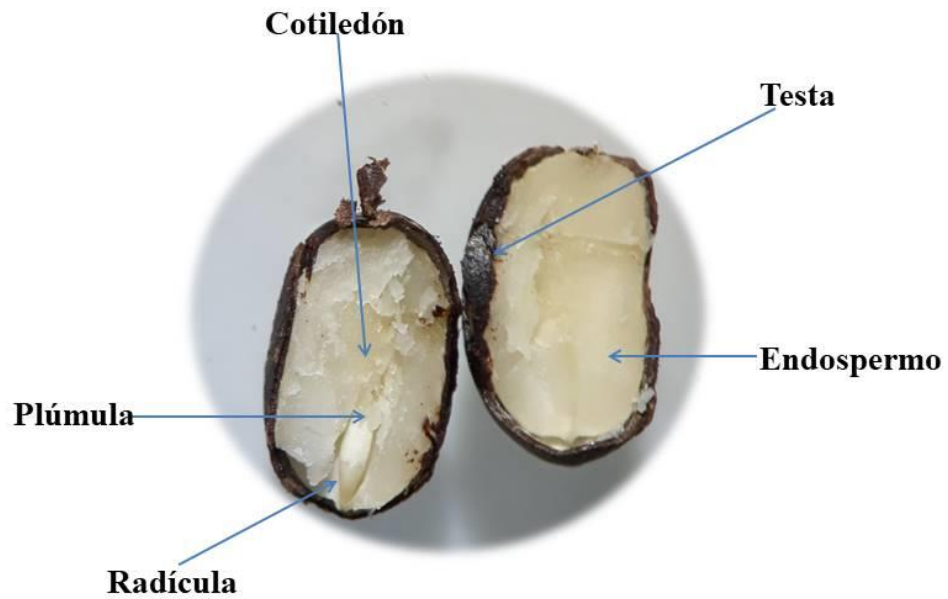


Figura 13. Morfología interna de *C. guatemalensis*, observada desde el estereoscopio.

En cuanto al estado de la semilla, ésta presenta la estructura completa y bien desarrollada como se puede observar en la Figura 14, donde se localizaron el micrópilo, testa y abundancia de endospermo, lo que indica que la semilla se encuentra en estado de madurez y sana.

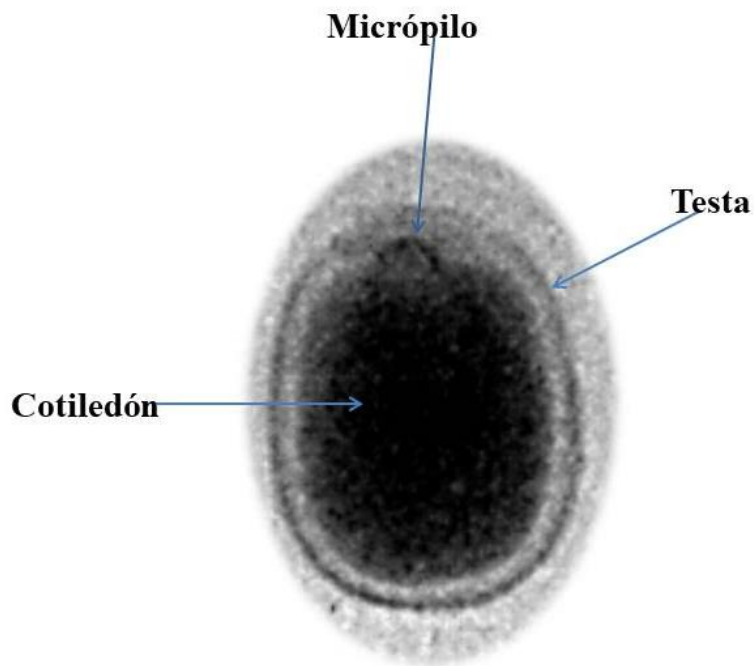


Figura 14. Morfología interna y externa mediante el método de rayos X de la semilla de *Croton guatemalensis*.

En la Figura 15 se muestra el tamaño y peso de las semillas para cada zona de estudio. De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, se presentaron diferencias significativas de longitud ($K=24.46$; $P= <0.0002$), grosor ($K=25.97$; $P= <0.0009$) y peso ($K=21.21$; $P= <0.0009$) entre las semillas de las cuatro zonas de estudio. Las semillas de ZSCELP (5.13 ± 0.06) y de PNCS (4.88 ± 0.07) presentaron mayor longitud que las semillas pertenecientes a la REBISO (4.66 ± 0.14) y a ZPFVVA (4.63 ± 0.09) que obtuvieron valores menores (estas últimas dos no presentaron diferencias significativas entre ambas; $P>0.05$). Respecto al grosor, las zonas ZSCELP (3.26 ± 0.06) y PNCS (3.26 ± 0.07) presentaron semillas más gruesas que las provenientes de las zonas REBISO (2.84 ± 0.05) y ZPFVVA (2.69 ± 0.08). En cuanto al peso de las semillas, la zona ZSCELP (0.035 ± 0.003) presentó las semillas con mayor peso, seguida de la zona PNCS (0.029 ± 0.002), mientras que la REBISO (0.025 ± 0.002) y ZPFVVA (0.022 ± 0.005) registraron semillas de menor peso.

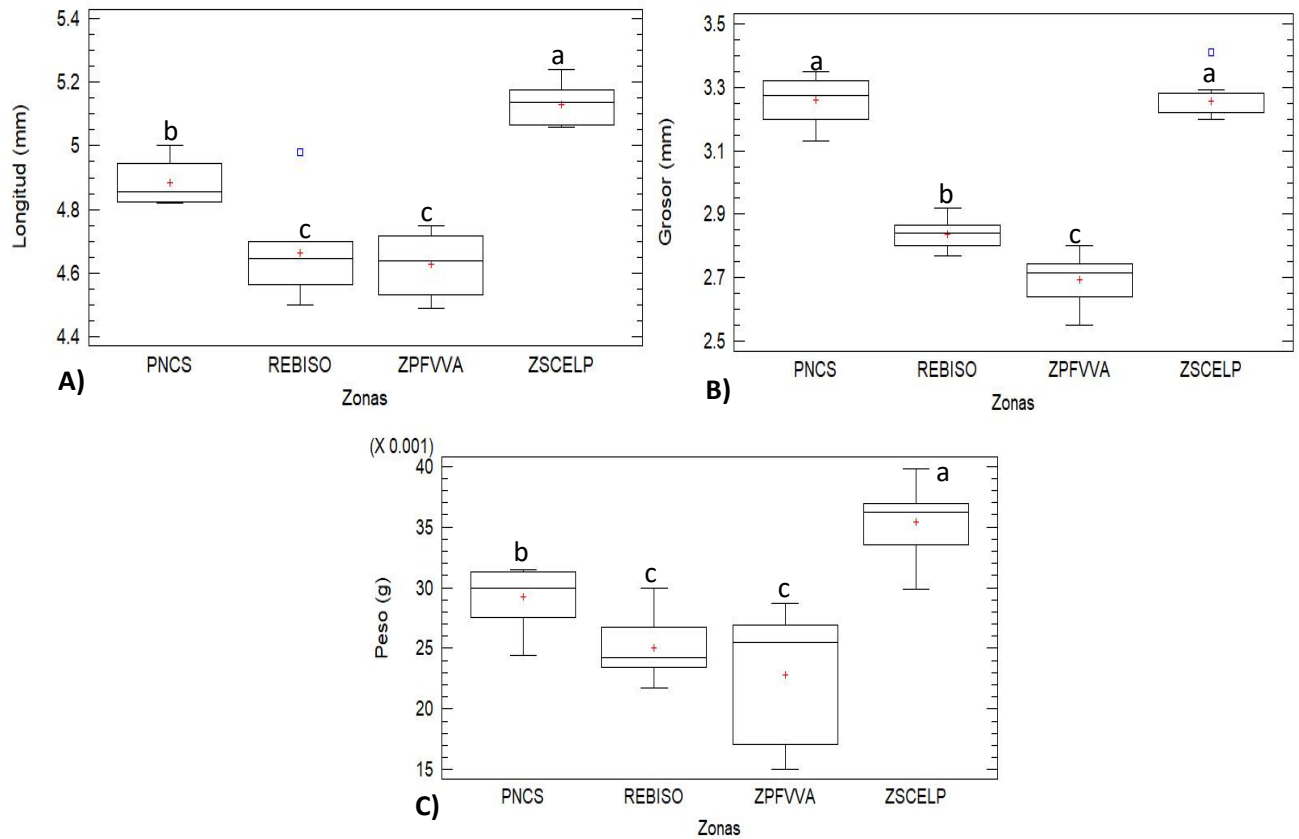


Figura 15. Características de la longitud (A), grosor (B) y peso (C) de las semillas de *C. guatemalensis*, recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.

b) Producción

De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, se presentaron diferencias significativas en la producción de las semillas entre las cuatro zonas de estudio ($K=12.38$; $P= <0.006$) debido a la variedad de tamaños que se presenta para cada zona. ZSCELP (28248 ± 2578.7) fue la zona con las semillas más grandes y la que obtuvo el menor número de semillas para alcanzar el kilogramo de peso, seguido de PNCS (35460 ± 1670.6), REBISO (37313 ± 2060.2) y finalmente ZPFVVA (43103 ± 5730.7 ; Figura 16).

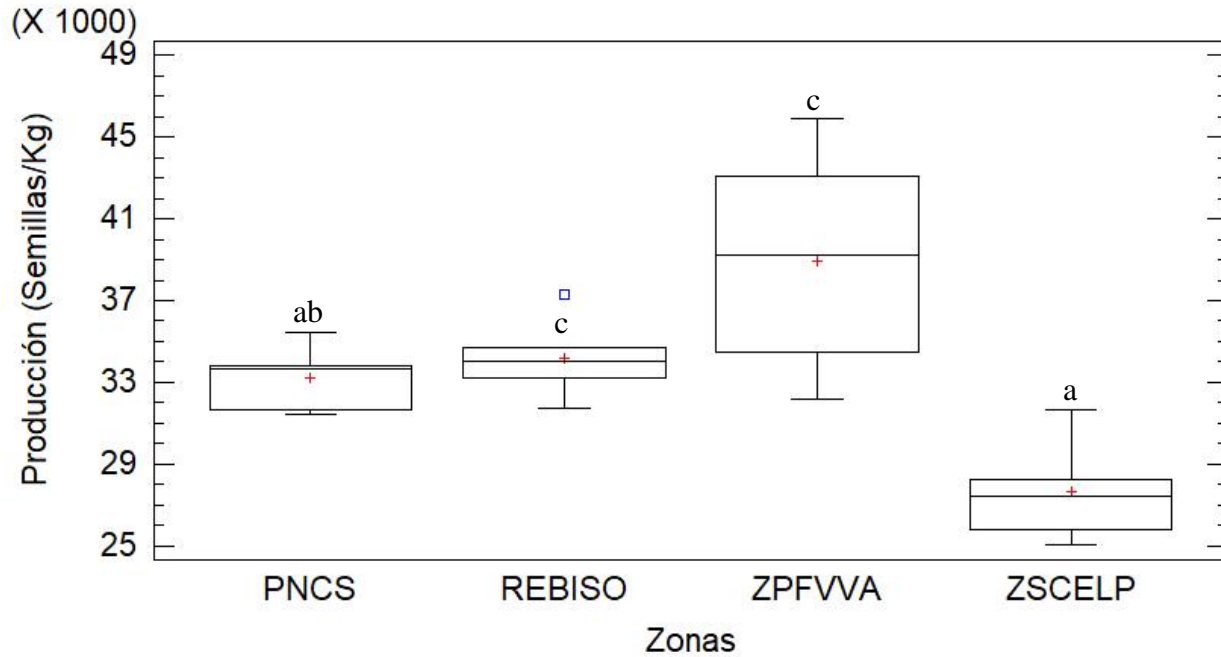


Figura 16. Determinación del número de semillas de *C. guatemalensis* por kilogramos (Kg), los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.

c) Sanidad

De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, existen diferencias significativas en la sanidad de las semillas de las cuatro zonas de estudio ($K= 13.80$; $P=0.0023$). El porcentaje total de semillas sanas para las zonas ZSCELP y REBISO fue el más alto (98 ± 2.16 y 98 ± 2.07 , respectivamente), mientras que el menor correspondió a semillas de ZPFVVA (68 ± 6.65 ; Figura 17).

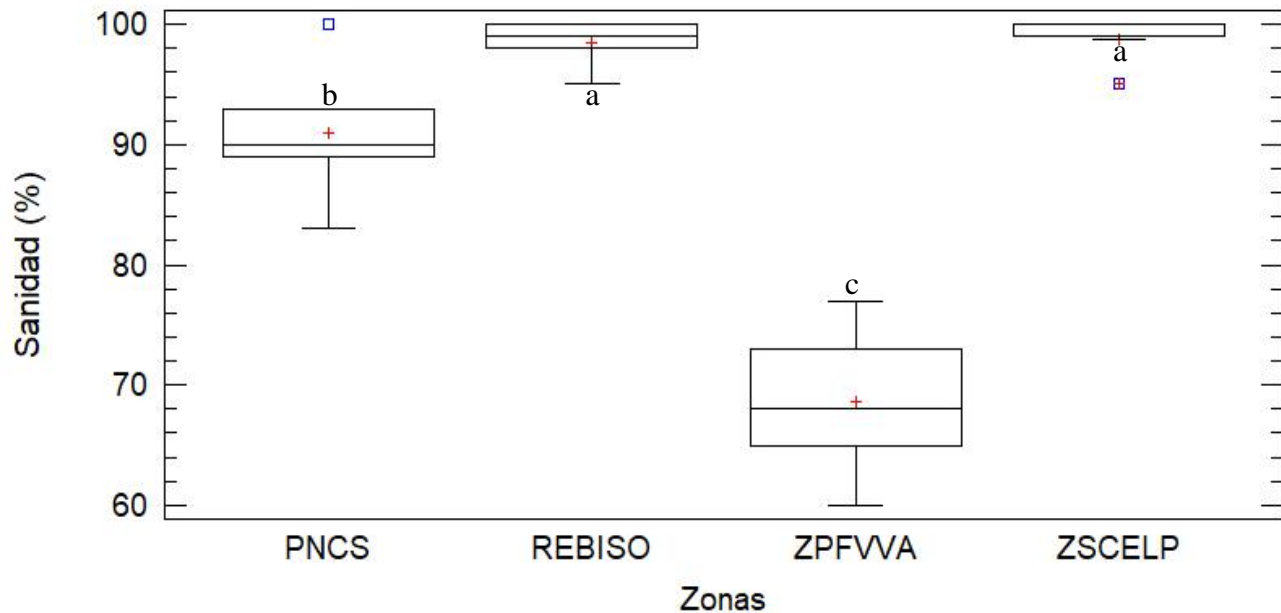


Figura 17. Porcentaje de sanidad de *C. guatemalensis* recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.

d) Contenido de humedad

Se obtuvo el porcentaje de humedad de las semillas de *C. guatemalensis*, y de acuerdo al análisis de varianza (ANOVA) existen diferencias significativas en éste entre las cuatro zonas ($F=20.37$; $P=0.0004$). El porcentaje total de humedad para la zona REBISO (10.39 ± 0.7551) fue el más alto, seguido de PNCS (8.99 ± 0.2565) y de ZSCELP (7.8 ± 0.5010), mientras que el menor porcentaje correspondió a semillas de ZPFVVA (6.23 ± 7.16 ; Figura 18).

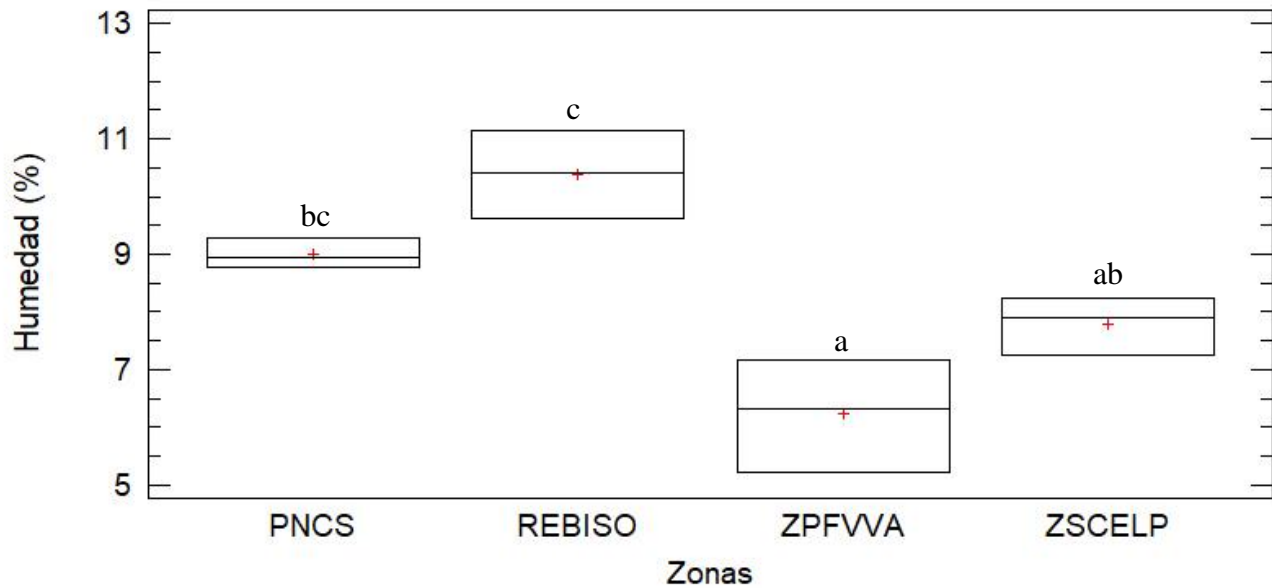


Figura 18. Porcentaje de humedad de *C. guatemalensis*, recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque, los grupos están dados por la prueba de Tuckey.

e) Viabilidad de semilla

De acuerdo a los resultados obtenidos por medio de la tinción de semillas por tetrazolio, se reconocieron tres patrones topológicos, la primera corresponde a una semilla totalmente teñida (viable), donde los cotiledones, endospermo y embrión presentaron una coloración rosa a rojizo, atestiguando una alta viabilidad en las semillas, en donde se obtendrán una buena producción de plántulas en buenas condiciones (Figura 19a), las semillas parcialmente teñidas en rosa en algunas partes del embrión y endospermo producirán plántulas normales o anormales, dependiendo de la intensidad y patrón de la tinción (Figura 19b), y finalmente las semillas totalmente libres de coloración que son las no viables (Figura 19c).

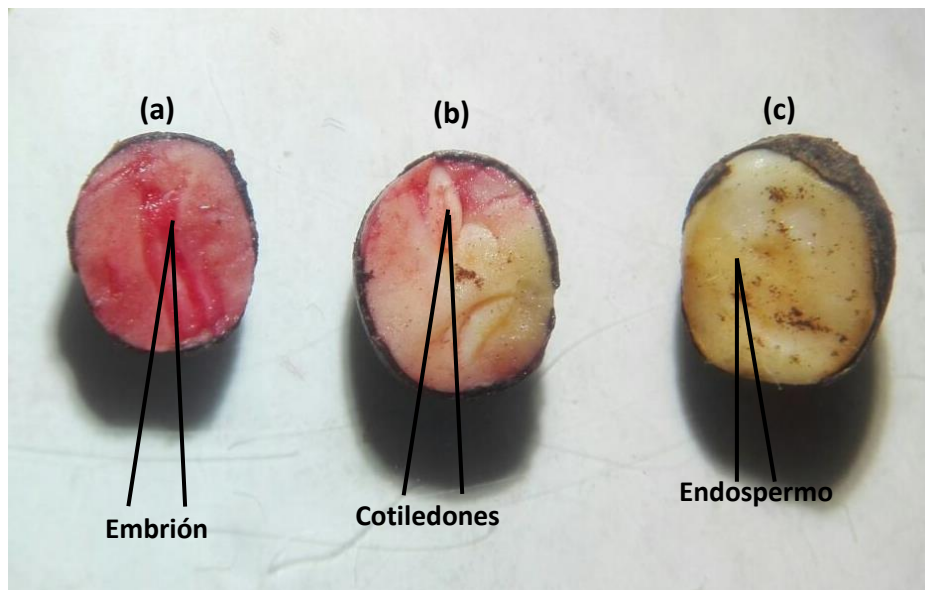


Figura 19. Patrones topológicos de las semillas de *C. guatemalensis*, (a): semilla totalmente teñida, (b): semillas parcialmente teñidas, (c): semillas totalmente libres de coloración.

De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, existen diferencias estadísticamente significativas en la viabilidad ($K= 13.01$; $P=<0.004$) de semillas de *C. guatemalensis* entre las cuatro zonas de estudio. Tanto ZSCELP como REBISO fueron las que presentaron el mayor porcentaje de viabilidad (98 ± 2.30 y 96 ± 5.65), respectivamente, mientras que los valores menores se presentaron en PNCS (63 ± 13.21) y ZPFVVA (19 ± 5.03 ; Figura 20).

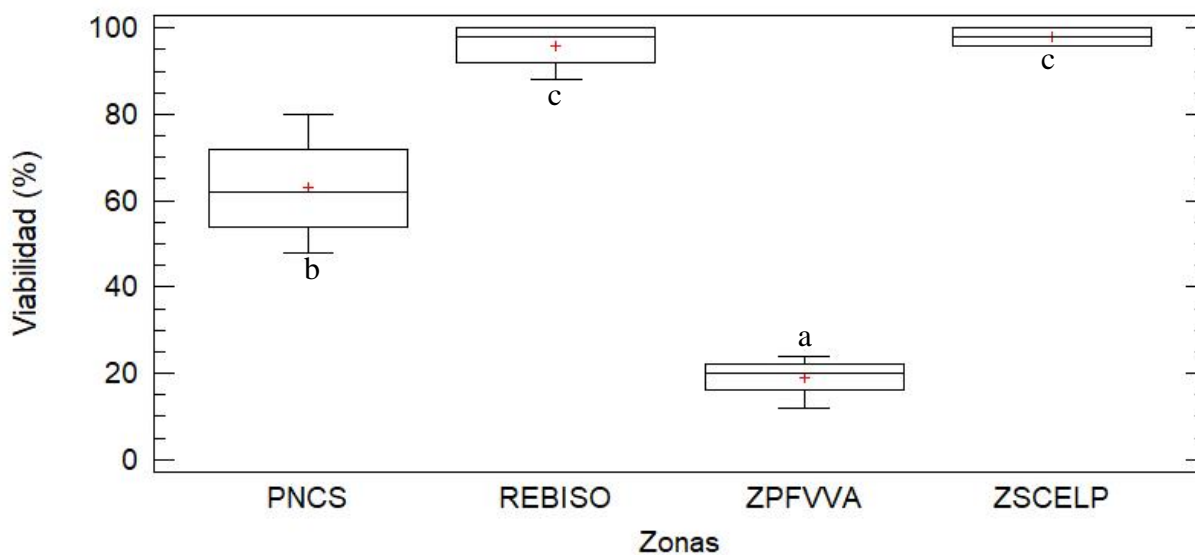


Figura 20. Porcentaje de viabilidad de semillas de *C. guatemalensis* en las cuatro zonas de estudio, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.

f) Conductividad eléctrica (CE)

Se observó que las semillas presentan menor valor de conductividad eléctrica durante las primeras 24 horas, en el tiempo 0 presenta un valor inicial de $118 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$ y una final de $120 \mu\text{S cm}^{-1} \text{g}^{-1}$, conforme a los resultados de regresión polinómica ilustran en cada una de las curvas entre el tiempo (horas) de conductividad eléctrica de las semillas, señalando que PNCS ($R^2=0.9988$), ZPFVVA ($R^2=0.9984$), REBISO ($R^2=0.9978$), y ZSCELP ($R^2=0.9813$) se encuentran más cercano al 1, presentando una relación positiva en el tiempo de conductividad eléctrica (Figura 21). De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, existen diferencias estadísticamente significativas en la CE ($K=12,0$; $P<0,007$) de semillas de *C. guatemalensis* entre las cuatro zonas de estudio. La prueba de U Mann-Whitney muestra dos grupos diferentes, el grupo A corresponde a ZSCELP y REBISO, el grupo B a PNCS y ZPFVVA (Figura 21).

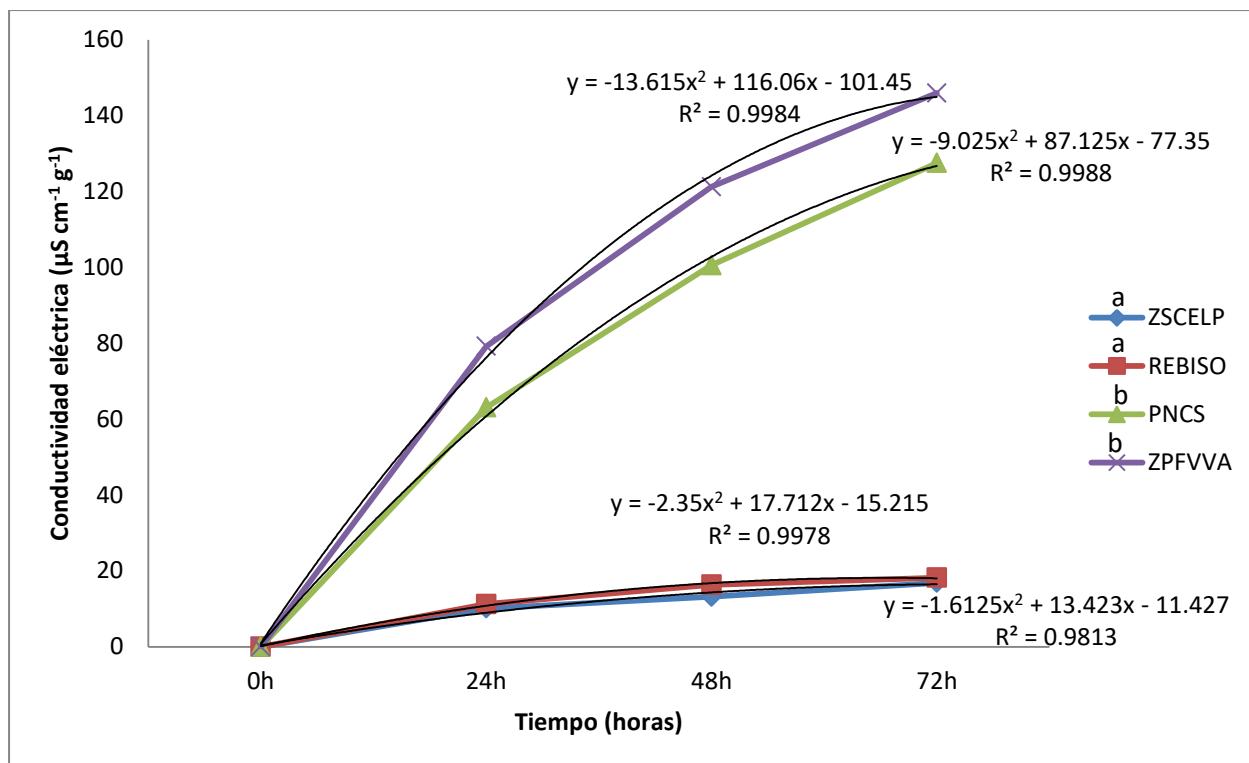


Figura 21. Mediciones de Conductividad eléctrica (μS) en semillas de *C. guatemalensis*, los grupos están dados por la prueba Mann-Whitney.

7.5 Germinación y su Relación con Factores Abióticos

a) Variables descriptivas del proceso germinativo de *C. guatemalensis*

De acuerdo al análisis de Kruskal-Wallis, existen diferencias estadísticamente significativas en el porcentaje de germinación ($K=9.31$; $P=<0.025$), tiempo ($K=8.56$; $P=<0.036$), índice de germinación ($K=9.49$; $P=<0.023$), velocidad de germinación ($K=10,38$; $P=<0.016$) y coeficiente de germinación ($K=8.56$; $P=<0.036$) de semillas de *C. guatemalensis* entre las cuatro zonas de estudio. Tanto ZSCELP como REBISO fueron las que presentaron el mayor porcentaje de germinación final ($98\% \pm 3.84$ y $88\% \pm 11.70$, respectivamente), mientras que los valores menores se presentaron en PNCS ($72\% \pm 8.38$) y ZPFVVA ($6\% \pm 3.84$; Cuadro 7).

Cuadro 7. Comparación de medias y desviaciones estándar de germinación en las semillas de *C. guatemalensis* en las cuatro zonas de estudio. Porcentaje de germinación final (PG), tiempo promedio de germinación (T), índice de germinación (IG), velocidad de germinación (MG) y coeficiente de germinación (CV), los grupos están dados por la prueba U Mann-Whitney.

± Desviación estándar. Letras desiguales muestran diferencias estadísticas.

Zonas	PG	T	IG	MG	CV
ZSCELP	98±3.84 ^d	12±0 ^a	11.73±0.46 ^b	4.586±0.15 ^c	8.33±0 ^a
REBISO	88±11.70 ^{cd}	21±3 ^{bc}	18.66±5.11 ^b	3.93±0.47 ^c	4.828±0.69 ^a
PNCS	72±8.38 ^b	23±1.73 ^c	16.533±1.22 ^b	1.928±0.35 ^b	4.365±0.34 ^a
ZPFVVA	6±3.84 ^a	13±6.24 ^a	0.833±0.85 ^a	0.137±0.06 ^a	9.629±6.11 ^a

b) Germinación acumulada

En cuanto a la germinación acumulada, la cual señala la relación entre el tiempo de germinación de *C. guatemalensis* que inició de 3 a 6 días, la forma en como incrementa el número de semillas germinadas (9 a 15 días) y el tiempo en que alcanza el mayor número de semillas germinadas (24 a 27 días), los resultados del análisis de Kruskal-Wall indican la presencia de diferencias significativas de la germinación acumulada entre las cuatro zonas de estudio ($K=20.78$; $P=<0.0001$). Las regresiones polinómicas que se ilustran en cada una de las curvas entre el tiempo de germinación y el número de semillas germinadas, señalan que REBISO ($R^2= 0.9754$), PNCS ($R^2= 0.9694$) y ZSCELP ($R^2= 0.9483$) se encuentran más cercanos al uno, presentando una relación positiva entre el tiempo de germinación y el número de semillas germinadas, siendo ZPFVVA ($R^2= 0.8823$) la que presentó la relación más baja. La prueba de U Mann-Whitney muestra 3 grupos diferentes, el grupo A corresponde a ZPFVVA, grupo B PNCS y grupo C ZSCELP y REBISO (Figura 22).

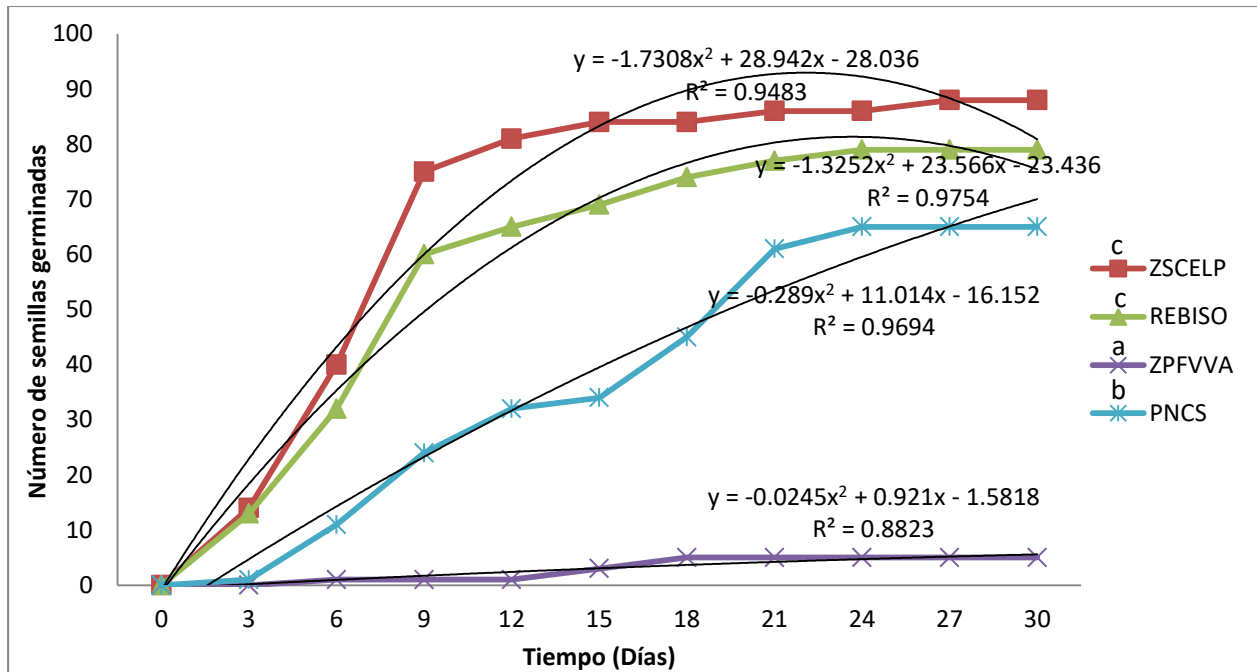


Figura 22. Germinación acumulada en semillas de *C. guatemalensis* recolectadas en cuatro zonas de la Selva Zoque con curvas ajustadas de R^2 .

c) Relación de la Germinación con Factores Abióticos

Se excluyó de este análisis a las variables de temperatura y precipitación para la germinación ya que estas variables fueron la misma a lo largo de todo el diseño experimental debido a que se realizó en el mismo invernadero para las cuatro zonas. El análisis de Modelo Lineal Generalizado arrojó que de todas las variables evaluadas para el proceso del porcentaje de germinación final, la porosidad es la única que presentó una diferencia significativa ($t= 2.237$; $P=0.0503$), teniendo una relación positiva con la germinación, es decir que a mayor porosidad del suelo mayor porcentaje de germinación final se obtuvo (Tabla 8).

Cuadro 8. Análisis de Modelo Lineal Generalizado, para las variables evaluadas en el proceso de germinación final.

Variab les	Valor-t	Valor-P
Peso	-0.837	0.4302
pH	1.244	0.2535
Materia orgánica	-0.325	0.7546
Porosidad	2.237	0.0503
Humedad	-0.329	0.7517
Sanidad	-0.626	0.5511
Textura	-0.111	0.9148

7.6 Fenología de germinación, crecimiento y desarrollo de *C. guatemalensis*.

La germinación de las semillas fue de tipo epigea (Figura 22 B), los cotiledones emergen del suelo debido de un considerable crecimiento del hipocótilo (porción comprendida entre la radícula y el punto de inserción de los cotiledones). Después el proceso del desarrollo de todas las estructuras a lo largo del crecimiento de las plántulas de *C. guatemalensis* está descrita en el cuadro 7 por la escala BBCH.

A partir del día 3 al 5 emerge del sustrato la cubierta seminal, cotiledones e epicotilo de la plántula lo que será la formación de la raíz primaria. A los 5 días se origina la plúmula (hojas cotiledonares), a partir de aquí se desarrollan las raíces adventicias. De 20 a 30 días aparecen las primeras hojas (hojas verdaderas). A los 35 días comienza el proceso de lignificación del tallo, incrementa el grosor y largo (Figura 23 F-G; Cuadro 9).

Cuadro 9. Etapas principales de crecimiento y etapas secundarias de crecimiento de *C. guatemalensis*, de acuerdo a la escala general “Biologische Bundesanstalt, und Chemische Industrie” (BBCH) (Hess *et al.*, 1997).

Código	Descripción	ZSCELP	REBISO	ZPFVVA	PNCS
Estadio principal 0. Germinación, brotación, desarrollo de la yema					
00	Semilla Viable Figura 23 A	Junio-Julio	Junio-Julio	Mayo-Junio	Junio-Julio
01	Comienza la imbibición de la semilla de 3 a 5 días después de la siembra. Presentó una germinación de la semilla tipo epigea Figura 23-B-C	Julio	Julio	Julio	Julio
03	Imbibición completa de la semillas al día 5 después del a siembra, se origina la plúmula (hojas cotiledonares).	Julio	Julio	Julio	Julio
05	Radícula (raíz embrionaria) emergencia de la semilla, 5 días después de la siembra.	Julio	Julio	Julio	Julio
06	Radícula alargada, formando pelos radiculares y raíces secundarias Figura 23-B-C.	Julio-Agosto	Julio-Agosto	Agosto- Septiembre	Julio-Agosto
07	Coleóptilo, emergido de la semilla 23-B-C.	Julio-Agosto	Julio-Agosto	Agosto- Septiembre	Julio-Agosto

09	Emergencia: el coleóptilo traspasa la superficie del suelo Figura 23- D-E.	Julio-Agosto	Julio-Agosto	Agosto- Septiembre	Julio-Agosto
----	---	--------------	--------------	-----------------------	--------------

Estadio principal 1. Desarrollo de las hojas (tallo principal)

10	1a hoja, atraviesa el coleoptilo con un tamaño de 1.32 mm y tallo más alargado con un tamaño de 11.23 mm. Figura 23-F.	Agosto- Septiembre	Agosto- Septiembre	Septiembre- Octubre	Agosto-Septiembre
11	1a hoja, desplegada Figura 22- F.	Agosto- Septiembre	Agosto- Septiembre	Septiembre- Octubre	Agosto-Septiembre
12	2 hojas, desplegadas Figura 22-F.	Agosto- Septiembre	Agosto- Septiembre	Octubre- Noviembre	Agosto-Septiembre
13	3 hojas, desplegadas Figura 22- G-H.	Septiembre- Octubre	Septiembre- Octubre	Octubre- Noviembre	Septiembre-Octubre
19	Desarrollo de 9 o más hojas verdaderas o pares de hojas, Figura 22-H.	Septiembre- Octubre	Septiembre- Octubre	Octubre- Noviembre	Septiembre-Octubre

Estadio principal 2. Formación de brotes laterales (macollaje)

20	No hijuelo visible.	Septiembre- Octubre	Septiembre- Octubre	Octubre- Noviembre	Septiembre-Octubre
21	Comienzo del macollamiento; 1 hijuelo visible.	Octubre-	Octubre-	Noviembre-	Octubre-Noviembre

Noviembre Noviembre Diciembre

Estadio principal 3. Elongación del tallo o crecimiento de la roseta, desarrollo del brote (tallo principal).

31	El tallo o la roseta han alcanzado el 10% de su longitud o grosor final Figura 23-C.	Octubre- Noviembre	Octubre- Noviembre	Noviembre- Diciembre	Octubre-Noviembre
----	--	-----------------------	-----------------------	-------------------------	-------------------

Estadio principal de crecimiento 5: Aparición del órgano floral (tallo principal)/salida de las espigas o panículas (espigamiento)

51	Órganos florales o botones florales visibles Figura 23-I.	Julio	Julio	Julio	Julio
55	Los primeros capullos y botones (flósculos) individuales visibles (sin abrirse) Figura 23 I-J.	Julio	Julio	Julio	Julio

Estadio principal de crecimiento 6: Floración (tallo principal)

60	Primeras flores abiertas, con las antenas visibles color amarillas. Figura 23-J.	Agosto	Agosto	Agosto	Agosto
61	Comienzo de la floración: 25% de flores abiertas o 25% de plantas en floración, todas las flores tornan a cambiar de color de blancas a amarillas.	Agosto- Septiembre	Agosto- Septiembre	Agosto- Septiembre	Agosto-Septiembre
65	Plena floración: 50% de las flores abiertas o 50% de las plantas en floración: presencia de frutos verdes Figura	Octubre- Noviembre	Octubre- Noviembre	Octubre- Noviembre	Octubre-Noviembre

23-J.

66	Plena floración: 75% de las flores abiertas o 75% de las plantas en floración: Cuajado del fruto visible. Floración: 100% de las flores abiertas o 100% de las plantas en floración: 50% de frutos verdes Figura 23-J.	Diciembre- Febrero	Diciembre- Febrero	Diciembre- Febrero	Diciembre-Febrero
----	---	-----------------------	-----------------------	-----------------------	-------------------

Estadio principal de crecimiento 7: Formación del fruto

76	El 60% de los frutos alcanzan el tamaño específico de su especie/variedad o bien el 60% del tamaño final, con una coloración verde más intenso. La floración ya no continúa Figura 23 L.	Marzo-Abril	Marzo-Abril	Marzo-Abril	Marzo-Abril
78	El 80% de los frutos alcanzan el tamaño específico de su especie variedad o bien el 80% del tamaño final, diferencia de tamaños en el fruto en cada área de estudio Figura 23 L.	Abril-Mayo	Abril-Mayo	Abril-Mayo	Abril-Mayo
79	Los frutos han alcanzado el tamaño propio con una longitud (7.68), grosor (6.22) y peso (0.1796) promedio Figura 23 L.	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio

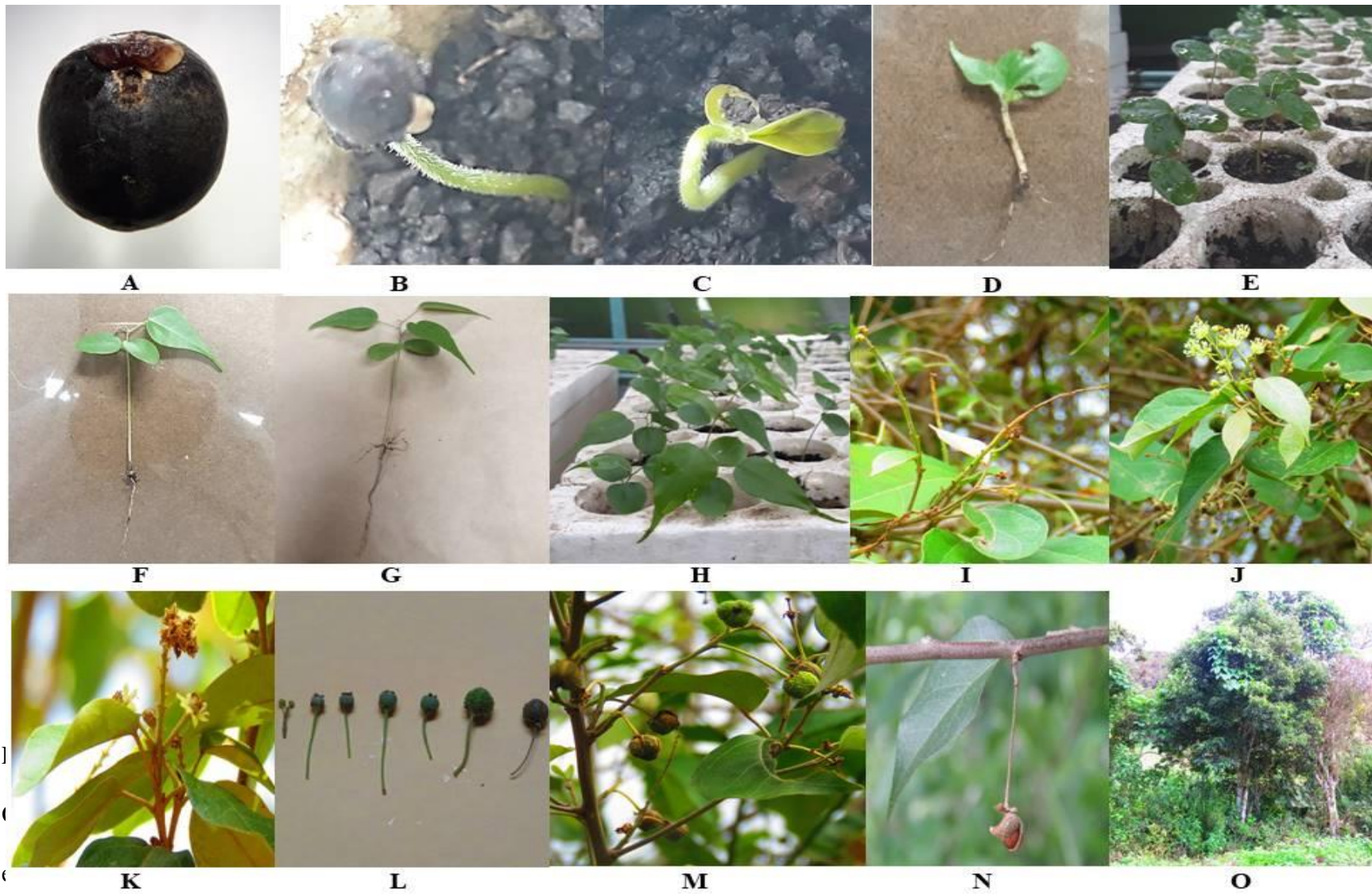
Estadio principal de crecimiento 8: Maduración de frutos y

semillas o coloración de frutos.

81	Comienzo de la maduración o coloración de verde a café Figura 23 L.	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio
85	Continuación de la coloración de frutos ya en la mayor parte de todo el árbol, en la mayoría de las áreas de estudio están alcanzando la madurez Figura 23-L-M.	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio
89	Maduración plena o de recolección. Fin de la coloración café en todos los frutos. Los frutos o las infrutescencias se desprenden con relativa facilidad, obteniendo de 2 a 3 semillas con longitud (4.94), grosor (3.24), peso (0.0291) promedio Figura 23-L-M-N.	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio	Mayo-Junio

**Estadio principal de crecimiento 9: Muerte o bien comienzo del
reposo vegetativo**

91	Fin del crecimiento de la madera o de brotes (retoños), pero el follaje se mantiene verde, es una planta perennifolia, no presenta decoloración o caídas de hojas Figura 23- O.	Junio-Julio	Junio-Julio	Junio-Julio	Junio-Julio
----	--	-------------	-------------	-------------	-------------



VIII. DISCUSIÓN

En las comunidades pertenecientes a la Selva Zoque, más de 70% de los árboles nativos, como el mojú (*Brosimum alicastrum*) y el palo amarillo (*Terminalia obovata*), son utilizadas como especies multipropósito para reforestación, restauración y plantaciones (Orantes-García *et al.*, 2013) y se aprovechan para la extracción de leña, elaboración de herramientas de trabajo, postes para cercado, elaboración de muebles, construcción y medicinal. De manera similar, *C. guatemalensis* es utilizada por los lugareños en la Selva zoque, principalmente para fines medicinales, cercas vivas y postes, herramientas de trabajo y construcción lo cual coincide con diversos estudios que señalan a esta especie por su importancia medicinal. Entre estos estudios se puede señalar el realizado en Guatemala por Cárdenas (2006) que determinó el efecto analgésico de las hojas de *C. guatemalensis* a dosis de 750mg/kg y 1000mg/kg, o el de Del Carmen *et al.* (2016) que determinaron que los extractos acuosos de la corteza del copalchí contienen componentes farmacológicamente activos dotados de actividad antinociceptiva.

La fenología reproductiva (floración y fructificación) de *C. guatemalensis* en las cuatro zonas de estudio está íntimamente relacionada con las variables de temperatura y precipitación, ya que los análisis indicaron que el mayor porcentaje de la floración y fructificación coincide (para las cuatro zonas) con la época de menor precipitación y la presencia de altas temperaturas, lo cual concuerda con lo reportado por Wright y Van Schaik (1994), que afirman que especies arbóreas en Barro Colorado presentan un periodo de mayor floración en la época de mayor sequía, la cual corresponde a la fase de mayor irradiación. Morellato *et al.* (2000) en un estudio realizado con especies arbóreas en los bosques tropicales del Atlántico del sureste de Brasil, encontraron que el periodo de floración y de producción de frutos ocurre poco antes del periodo de humedad, relacionándolo con la importancia de la longitud del día y la temperatura.

En cuanto a los resultados sobre la calidad y germinación de las semillas de *C. guatemalensis* en las cuatro zonas estudiadas al interior de la Selva Zoque, existe una clara variación significativa de la morfometría, sanidad, contenido de humedad, producción, viabilidad y conductividad eléctrica de las semillas, así como del porcentaje de germinación de éstas, lo cual probablemente se deba a diversos factores, incluyendo aspectos genéticos y ambientales, entre los que destacan, de acuerdo a los resultados de los análisis, factores abióticos como la predominancia de un tipo de asociación vegetal sobre otro, el grado de porosidad del suelo y la presencia de plagas. De acuerdo a Keller y Kollmann (1999) y Meyer *et al.* (1989), las condiciones genéticas y ambientales son dos factores importantes que afectan las características y calidad de las semillas. Las diferencias morfométricas que se presentan en las semillas de una especie se encuentran íntimamente ligadas a las condiciones ambientales que prevalecen en el ciclo de vida de las mismas, de modo que la estrecha relación planta-ambiente hace énfasis en la importancia de poseer la suficiente flexibilidad de desarrollo o normas de reacción amplias para existir en las condiciones donde se ubican (Keller y Kollmann, 1999; Meyer *et al.*, 1989; Ramírez-Morales y Orozco-Carmona, 2010, Santiago *et al.*, 2017). Las características de la semilla también pueden ser adaptables a las condiciones ambientales (Moles *et al.*, 2004; Iglesias y Tivo, 2006). Esto se pudo observar en *C. guatemalensis*, ya que las semillas de mayor tamaño, más sanas, viabilidad, menor conductividad eléctrica y mayor porcentaje de germinación se encontraron en la zona ZSCELP, a una altitud de 1010 msnm, con suelo rico en materia orgánica y vegetación circundante todo el año de selva alta perennifolia, lo que puede permitir un mejor desarrollo de las semillas de esta especie, en contraste con la zona ZPFVVA, localizada a menor altitud (780 msnm), con suelo más pobre, vegetación secundaria y presencia de una plaga de escarabajos, lo cual favorece que las semillas de esta última presentaran tamaños más pequeños,

menor sanidad, mayor conductividad eléctrica y bajos porcentajes de viabilidad y de germinación.

Analizando cada una de las variables abióticas que pudieron influir en los resultados anteriores, cabe la pena señalar que autores como Giraldo-Cañas (2000) y Castillo-Campos y Laborde (2004) mencionan que una vegetación de selva alta perennifolia puede permitir un mejor desarrollo de los árboles a lo largo de todo el año, debido al clima en el cual ni la falta de agua ni la de calor constituyen factores limitantes del desarrollo de las plantas a lo largo de todo el año, es la más rica y compleja de todas las comunidades vegetales, en comparación de una vegetación secundaria la cual es una comunidad compuesta por una composición florística variable en función del tiempo de abandono que se manifiesta después de que una selva tropical primaria ha sido perturbada por factores como los incendios naturales, la caída de árboles por vientos fuertes, la extracción selectiva de árboles, la actividad agropecuaria, entre otros. Por su parte, Hernández-Verdugo *et al.* (2010) reportan que diferentes especies de árboles en un sitio con mayor sombra producen semillas más pesadas y con mayor porcentaje de viabilidad que las semillas de plantas de un sitio relativamente más soleado.

En otros estudios realizados con *Scilla paui* y *Scilla ramburei*, se observa la influencia de las condiciones de la temperatura y precipitación sobre la aparición de latencias secundarias (Santiago *et al.*, 2017), más en el presente estudio al parecer la temperatura ambiental y la precipitación pluvial registradas durante la colecta no jugaron un papel determinante en el desarrollo de las semillas, lo cual puede deberse a que los datos de ambas variables fueron similares para las cuatro zonas y no contemplan datos de microclimas para poder determinar si a nivel local (micrositio), las temperaturas y la humedad están variando entre las cuatro zonas debido a la presencia de las diferentes coberturas vegetales existentes en cada una. No obstante, el tipo de suelo sí tuvo un efecto palpable en la germinación de *C. guatemalensis*, principalmente

el grado de porosidad de éste, ya que el porcentaje más bajo de germinación a lo largo del estudio se presentó en la de la zona ZPFVVA la cual presentó un suelo con porosidad pobre, un pH ácido (5.4) y una materia orgánica pobre. Según Handreck y Black (2002), la porosidad y textura pobre del suelo, afectan la capacidad de intercambio gaseoso del medio, disminuyendo la retención del oxígeno, la poca cantidad de poros grandes y bajo contenido de arcilla provoca encharcamiento más fácilmente agua, provocando un descenso del O₂ en los espacios aéreos y la pérdida de la materia orgánica en el suelo daña la estructura coloidal, mal drenaje, aumenta la erosión, desperdicio del agua, daña la vida microbiana, elementos esenciales que requiere las semillas para la germinación. Las características fisicoquímicas de suelo, son esenciales, para determinar el crecimiento y desarrollo de las plántulas (Castellanos, 2000) por ejemplo, *C. guatemalensis* presenta una germinación tipo epigea, y las plántulas presentaron aparición de las primeras hojas a partir de los 25 a 30 días, el engrosamiento del tallo a los 35 después de la siembra, lo cual permite obtener un alto porcentaje de supervivencia en condiciones de suelo adecuadas resultado que se vio plasmado en la zona ZSCELP donde se obtuvo las características fisicoquímicas adecuada para el buen desarrollo de plántulas a comparación de ZPFVVA donde las pruebas fueron las más bajas obteniendo el menor número de plántulas desarrolladas. (Arriaga *et al.*, 1994).

Según Oliveira *et al.* (2009) las características anatómicas, morfológicas, dimensiones y de peso de las semillas de especies forestales, juegan un papel importante para la determinación de la viabilidad, sanidad, germinación, comportamiento y adaptación de las especies en diferentes ecosistemas, para su conservación, uso en viveros y silvicultura. Esto se puede apreciar en los resultados relativos a la relación de la calidad de las semillas con la germinación de *C. guatemalensis*, por ejemplo, las semillas de mayor tamaño presentaron un porcentaje final de germinación alto (98%), iniciando este proceso al tercer día después de la siembra, mientras que

las semillas más pequeñas tuvieron un porcentaje de germinación pobre (6%), iniciando ésta hasta los seis días después de la siembra. Estos datos coinciden con la idea de que las semillas más grandes germinarán más rápido que las semillas pequeñas (Harrison *et al.*, 2014), lo que puede indicar que las semillas más grandes son más apropiadas para la producción o siembra (Seltmann *et al.*, 2007). Cabe mencionar que para *C. guatemalensis* no se habían realizado estudios sobre morfometría, viabilidad, sanidad, conductividad eléctrica, producción, humedad y germinación de las semillas, sin embargo, estudios con otras especies de árboles han demostrado que el tamaño de las semillas interviene en la viabilidad y germinación de las mismas (Simons y Johnston, 2000; Baloch *et al.*, 2001). Por ejemplo, en poblaciones de *Pinus* es muy probable que las semillas de mayor peso y tamaño tengan mayor oportunidad de sobrevivir las primeras fases de sus ciclos de vida (Andreu *et al.*, 2006), mientras que Davidson *et al.* (1996) detectaron una correlación positiva entre el tamaño de la semilla y la capacidad de germinación en *Abies amabilis*, lo que puede tener implicaciones en la producción de vivero, y Villarreal-Garza *et al.*, (2013) determinaron por su parte el porcentaje de germinación, viabilidad y morfometría de la semilla del mezquite mielero (*Prosopis glandulosa* Torr.) y del huizache (*Vachellia farnesiana* Wright), encontrando los porcentajes más altos de germinación y viabilidad en el mezquite que presentaba semillas más grandes que las del huizache con diferencias altamente significativas.

De acuerdo a Roberts (1973), las semillas se clasifican en: ortodoxas o "tolerantes" a la deshidratación y recalcitrantes o "susceptibles" a la deshidratación, de acuerdo a este autor, las semillas de *C. guatemalensis* se entran en la clasificación de recalcitrantes, las cubiertas de la semilla (testa) y el fruto (pericarpio) son importantes en la prevención de la deshidratación. La testa de esta especie ocasiona la rápida pérdida de agua de modo que se desecan más rápidamente y en un porcentaje más alto (Chacón y Bustamante, 2001). La testa delgada ocasiona que las semillas corran riesgo de ser afectadas por otros organismos en la penetración rápida de la testa,

tal es el caso en la prueba de sanidad que se vio afectada directamente en la calidad y su relación con la germinación (Caubel, 1982). Esto se puede apreciar en los resultados obtenidos para la zona ZPFVVA, donde se obtuvo un bajo porcentaje de sanidad y de germinación, no sólo por los factores como la baja porosidad de suelo, sino probablemente también debido a la presencia de insectos (escarabajos) en las semillas de *C. guatemalensis* de esa zona. Mujica (1987) señala que los insectos presentes en las semillas causan la presencia de semillas agujereadas, sin la presencia de endospermo de la que solo queda la testa (cubierta exterior), causando baja calidad de la misma, ocasionando grandes pérdidas en plantaciones forestales. Machado (2000) menciona que es de extrema importancia saber que los daños provenientes de la asociación de patógenos en las semillas causan enfermedades devastadoras en las mismas, ocasionando la disminución del rendimiento y de la calidad.

Finalmente, el análisis de conductividad eléctrica es una herramienta de calidad de semillas, misma que evalúa indirectamente el grado de estructuración de las membranas celulares mediante la determinación de la cantidad de lixiviados en la solución de imbibición (Marcos-Filho et al., 1987). La prueba de la conductividad eléctrica ha sido propuesta como un ensayo para evaluar el vigor de las semillas, considerando que semillas con bajo vigor generalmente presentan menor velocidad de restaurar la integridad y reorganización de las membranas celulares (Rosa et al., 2000; Soto-Gonzales y Valiengo-Valeri, 2011), como consecuencia de una menor estructura y selectividad de las membranas celulares, las semillas de menor potencial fisiológico liberan mayor concentración de iones lixiviados; tal es el caso de las semillas de la zona de ZPFVVA que presentaron un valor mayor de conductividad eléctrica que el de las semillas de las otras zonas, lo que indica la degradación de sus membranas, teniendo el menor vigor en el proceso de germinación.

IX. CONCLUSIONES

C. guatemalensis es una especie nativa de la Selva Zoque que es actualmente aprovechada por las comunidades ahí asentadas, mediante este trabajo se demuestra que en las comunidades sigue siendo vigente el uso del recurso forestal para satisfacer algunas de sus necesidades básicas, principalmente para su uso medicinal, construcción, cercas vivas y extracción de leña. Por ello, es importante llevar a cabo una investigación detallada sobre el manejo de la especie y su hábitat.

Los niveles máximos de floración y fructificación coinciden con los meses de la época seca y de mayor temperatura del año (noviembre a enero para floración y junio para fructificación).

La semilla de *C. guatemalensis* se desarrolla en el interior de frutos capsulados, presentando una forma obovada, un tamaño chico (de 1.0 a 5.00 mm de largo); la cubierta seminal presenta una coloración castaño oscuro, con una reflejabilidad mate, esta especie tiene dos cotiledones presentes en el embrión, con una apariencia delgada y foliácea.

Las semillas de *C. guatemalensis* presentan variación en su morfometría, producción, sanidad, contenido de humedad, conductividad eléctrica, viabilidad, y germinación en las cuatro diferentes Áreas Naturales Protegidas al interior de la Selva Zoque en el estado de Chiapas, México. La Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera-ZSCELP, presentó las semillas de mayor tamaño, así como los porcentajes de sanidad, viabilidad y germinación más altos mientras que en la Zona Protectora Forestal Vedada Villa de Allende-ZPFVVA se obtuvieron los valores más bajos en todos los parámetros. Es probable que factores ambientales como la porosidad del suelo, la predominancia del tipo de asociación vegetal y la presencia de plagas hayan jugado un papel importante en estos resultados.

La prueba de conductividad eléctrica ayudó a facilitar la selección entre los lotes de semillas con diferente potencial fisiológico, donde la Zona Protectora Forestal Vedada Villa de Allende-ZPFVVA se obtuvieron los valores más altos mientras La Zona Sujeta a Conservación Ecológica La Pera-ZSCELP se obtuvieron los datos más bajos.

Las plántulas de *C. guatemalensis* presentan una germinación epigea que inicia a partir del tercer al quinto día, las hojas verdaderas aparecen a los 20 a 30 días y a partir del día 35 hay incremento en el grosor del tallo.

La realización de estudios básicos que permitan obtener información sobre la fenología reproductiva (floración, fructificación), la calidad de las semillas (morfometría, sanidad, producción, conductividad eléctrica, contenido de humedad, viabilidad) y la germinación de diferentes especies vegetales representa una etapa fundamental para su adecuado manejo y conservación. Con los resultados presentados se genera parte de esta información para contribuir en la conservación y propagación de *C. guatemalensis*, especie no sólo registrada como amenazada por la NOM-059-SEMARNAT-2010, sino de uso local por las comunidades establecidas en la Selva Zoque.

X. RECOMENDACIONES

- Determinar la supervivencia de plántulas y semillas *in situ*, como estrategia de conservación de las poblaciones silvestres de *C. guatemalensis*.
- Evaluar la calidad de semillas (morfometría, sanidad, producción, conductividad eléctrica, contenido de humedad, viabilidad) de *C. guatemalensis* a distintos tiempos de almacenamiento (0, 3, 6, 9, 12 meses).
- Evaluar la capacidad germinativa de *C. guatemalensis in vitro* a distintos tiempos de almacenamiento (0, 3, 6, 9, 12 meses) para su propagación.
- Se recomienda realizar más investigaciones de propagación de *C. guatemalensis* que permitan lograr la reproducción y conservación de ésta, ya que es una especie que se encuentra dentro de la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-SEMARNAT-2010) en la categoría de “protección”, dado que además es un árbol con gran potencial multipropósito.

XI. LITERATURA CITADA

- Acoltzin Vidal, C. (2014). Estadística descriptiva y selección de la prueba. *Revista mexicana de cardiología*, 25(2), 129–131.
- Aldana, J. C. M. (1999). Composición y distribución del género *Croton* (*Euphorbiaceae*) en Colombia, con cuatro especies nuevas. *Caldasia*, 21(2), 141-166.
- Andreu, I. L. G., I. Mora, C. Martínez y J. Luis. (2006). Morfometría, viabilidad y variabilidad de las semillas de la población de *Pinus hartwegii* del Cofre de Perote, Veracruz, México. <http://rua.ua.es/dspace/handle/10045/1095>. (Consultado Marzo de 2016).
- AOSA (Association of Official Seed Analysts, US). (1983). Seed vigour testing handbook. Lincoln, USA. AOSA. 88 pp
- Arriaga, M.V., Cervantes V.G y Vargas-Mena, A. (1994). Manual de reforestación con especies nativas: colecta y preservación de semillas, propagación y manejo de plantas. 1ª edición. Instituto Nacional de Ecología, SEDESOL, UNAM. México, D.F. 179 pp.
- Baloch, H. A., A. DiTommaso y A. K. Watson. (2001). “Intrapopulation variation in *Abutilon theophrasti* seed mass and its relationship to seed germinability”. *Seed. Sci. Res* 11(4): 335-345 pp.
- Barrera, C., C. Andrés, G. Constanza y F. A. Castiblanco, (2016). Importancia medicinal del género *Croton* (*Euphorbiaceae*). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 21(2), 234-247.
- Biología, I. (2017). *Croton guatemalensis* Lotsy-IBUNAM:MEXU: PVsn27169. UNIBIO: Colecciones Biológicas. Recuperado a partir de <http://unibio.unam.mx/collections/specimens/urn/IBUNAM:MEXU:PVsn27169>.
- Campos-Bedolla, P., Bazán P., B., Puig, N. S., y Lobejón, E. (2003). *Biología*. 1:(1). Limusa 20 pp.

- Cárdenas, M. L. I. (2006). Validación farmacológica de la actividad analgésica de las infusiones de la corteza de *Spondias purpurea* L. (Jocote), hojas de *Chyranthodendron pentadactylon* (Manita) y *Croton guatemalensis* (Copalchi). Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, Universidad de San Carlos de Guatemala. 54 pp.
- Carevic, F. S. (2016). Hacia una integración de los rasgos ecofisiológicos de las plantas para la conservación de especies en peligro en ecosistemas sometidos a estrés hídrico. *Idesia* (Arica), 34:(3) 33–38.
- Castellanos, J. Z. (2000). Manual de Interpretación de Análisis de Suelos, Aguas. Ed. Intagri. Guanajuato., México. 186 pp.
- Castillo–Campos, G. y D. J. Laborde. (2004). La vegetación. En: Guevara–S S., Laborde–D J. y Sánchez–Ríos G. Eds. Los Tuxtlas. El Paisaje de la Sierra, Instituto de Ecología, A.C. y Unión Europea, Xalapa 231–265 pp.
- CATIE. (1995). Mejoramiento Forestal y Conservación de Recursos Genéticos Forestales. Serie Técnica. Manual Técnico. Turrialba, Costa Rica. 14: 173 pp.
- Caubel, G. (1982). Importance of the transmission by seed of phytoparasitic nematodos. En: Simon JC, Dedryver CA, Rispe C, Hullé M (Eds.) *Nematology*. Le Rheu, INRA 2: 1-4.
- Chacón, P. y R.O. Bustamante. (2001). The effects of seed size and pericarp on seedling recruitment and biomass in *Cryptocarya alba* (*Lauraceae*) under two contrasting moisture regimes. *Vegetatio* 152 (2), 137-144.
- CONABIO. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. (2000). La Diversidad Biológica de México: Estudio de País. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México D.F.
- Corzo, D. A. (2009). Campaña de Educación “Águila Elegante” para la Prevención de Incendios Forestales. <http://www.rareplanet.org> (Consulta: 30 de Marzo del 2017).

- Davidson, R. H., D. G. W. Edwards, O. Sziklai y Y.A. El-Kassaby. (1996). Genetic variation in germination parameters among populations of Pacific Silver fir. *Silvae Genetica* 45: 23-25.
- Deimar E. N. P., y Cotrino, E. R. S. (2015). Análisis del Comportamiento Cofisiológico y la Germinación en Tomate de Árbol *Solanum betaceum*, material naranja común, en el municipio de pasca-cundinamarca (tesis). Universidad de Cundinamarca facultad de ciencias agropecuarias programa de ingeniería agronómica fusagasugá, Dinamarca 91 pp.
- Del Carmen, R.O., J. Willam, H. M. J. Del Carmen, G. M. A. Nataly, J. G. Stefany, C. O. S. Anahi, C. A. Miguel y P. de la M. (2016). Antinociceptive effect of aqueous extracts from the bark of *Croton guatemalensis* Lotsy in mice. *Research in Pharmaceutical Sciences* 11(1): 15–22.
- Díaz, M. (2001). Ecología experimental y ecofisiología: bases para el uso sostenible de los recursos naturales de las zonas áridas neo-tropicales. Recuperado el 15 de marzo de 2017, a partir de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=33906109>.
- Domínguez, C. A., y Bullock, S. H. (2016). La reproducción de *Croton suberosus* (*Euphorbiaceae*) en luz y sombra. *Revista de Biología Tropical*, 37:(1) 1-9pp.
- Duplancic, M. A., E. Martínez-Carretero, B. Cavagnaro, M. Herrera-Moratta, N. Romero y A. Laura. (2015). Factores que inciden en la germinación de *Araucaria araucana* (*Araucariaceae*) del bosque xérico. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cuyo* 47(2): 71–82.
- Fournier, F. (1975). Conservación de suelo. 3:345-347.
- Fournier, L.A. (1974). Un método cuantitativo para la medición de características fenológicas en árboles. *Turrialba*. 24 (4): 422-423 pp.

- Giraldo-Cañas, D. (2000). Variación de la diversidad florística en un mosaico sucesional en la cordillera central andina (Antioquia, Colombia). *Darwiniana* 38:33-42.
- Gómez, P. D. M. (2015). Listado Pteridológico de la Comunidad General Lázaro Cárdenas, Cintalapa, Chiapas. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas 87 pp.
- González, E. (2016). Humedad y germinación de semillas de *Hyeronima alchorneoides* (*Euphorbiaceae*). *Revista de Biología Tropical International Journal of Tropical Biology and Conservation*, 40: (1).
- González-Espinosa, M.; J. A. Meave, F. G. Lorea-Hernández, G. Ibarra-Manríquez, A. C Newton. (2011). The Red List of Mexican Cloud Forest Trees. *Fauna y Flora International*, Cambridge, UK. pp 120.
- González-Zertuche, L. y A. Orozco-Segovia. (1996). Métodos de análisis de datos en la germinación de semillas, un ejemplo: *Manfreda Brachystachya*. *Boletín de la Sociedad Botánica de México* 58: 15-30.
- Handreck, K. A. y N. Black. (2002). *Growing media for ornamental plants and turf*. 3 ed. UNSW Press. Australia. 542 pp.
- Harrison, P. A., T. G. Bailey, R. E. Vaillancourt y B. M. Potts. (2014). Provenance and seed mass determines the seed germination success of *Eucalyptus ovata* (*Myrtaceae*). *Seed Sci. Technol* 42: 466-472.
- Hartmann, H. T., y D. Kester. (1998). *Propagación de plantas*. Sexta reimpression. Compañía Editorial Continental, S.A de C.V. México. 760 pp.
- Hartmann, H. T., y D. E. Kester. (1994). *Propagación de Plantas y Principios Básicos*. CECSA. México, D. F. 760 pp.

- Hartmann, H. T., y D. E. Kester. (2001). Propagación de plantas: principios y prácticas. Editorial Continental. México. 760 Pp.
- Hernández-Verdugo, S., R. G. López-España, F. Porras, S. Parra-Terraza, M. Villarreal-Romero y T. Osuna-Enciso. (2010). Variación en la germinación entre poblaciones y plantas de chile silvestre. *Agrociencia* 44(6): 667-677.
- Hess M., Barralis G., H., Bleiholder, L. Buhr, T. H. Eggers, H. Hack y R. Stauss. (1997). Use of the extended BBCH scale—general for the descriptions of the growth stages of mono; and dicotyledonous weed species. *Weed Research*, 37: 433-441.
- Hoffmann, P., H. Kathriarachchi y K. J. Wurdack. (2006). A phylogenetic classification of *Phyllanthaceae* (*Malpighiales*; *Euphorbiaceae* sensu lato). *Kew Bulletin*, 37-53 pp.
- Iglesias L, F Tivo. (2006). Caracterización morfométrica de la población de *Pinus hartwegii* Lindl del Cofre de Perote, Veracruz, México. Ra Ximhai. Universidad Autónoma Indígena de México Mochicahui, El Fuerte, Sinaloa. 449-468 pp.
- ISTA (International Seed Testing Association). (2003). International Rules for Seed Testing. Edition 2004. ISTA. Zürich. ISBN 3-906549, 38-40 pp.
- ISTA (International Seed Testing Association). (2005). International Rules for seed testing. Rules and annexes. *Seed Sci. and Technol.* 4: 3-177.
- ISTA (International Seed Testing Association). (2010). International Rules for seed testing. Rules and annexes. *Seed Sci. and Technol.* 4: 3-177.
- Jaramillo, J. D. F. (2002). Introducción a la Ciencia de Suelo. Universidad Nacional de Colombia. 1:(1) 120 pp.
- Keller. M. y J Kollmann. (1999). Effects of seed provenance on germination of herbsfor agricultural compensation sites. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 72: 87–99.

- Limón, M. S. (1993). Estudio Morfoanatómico y algunos aspectos Ecofisiológicos de Especies Silvestres de Frijol (*phaseolus sp.*) en Nuevo León (Tesis). Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León 111 pp.
- López-Ríos, G.F. (2005). Ecofisiología de árboles. Universidad Autónoma Chapingo. México. 480 pp.
- Lot, A. y F. Chiang. (1990). Administración y manejo de colecciones, técnicas de recolección y preparación de ejemplares botánicos. Consejo Nacional de la Flora de México, México, D. F. 142 pp.
- Lyra, D. H., L. S. Sampaio, D. A. Pereira, A. P. Silva y C. L. F. Amaral. (2011). Pollen Viability and Germination in *Jatropha ribifolia* and *Jatropha mollissima* (*Euphorbiaceae*): Species with potential for biofuel production. African Journal of Biotechnology, 10:(3) 368-374 pp.
- Machado, J.C. (2000). Tratamiento de semillas, no controle de doenças. Lavras: LAPS/UFLA/FAEPE. 138 pp.
- Marcos-Filho, J., Cícero, S.M. and Silva, W.R.. 1987. Avaliação da qualidade das sementes. Piracicaba, San Pablo. Brasil. Fealq. 230 pp.
- Mendizábal-Hernández, L. del C., Ramírez, J. M., Alba-Landa, J., Ramírez-García, E., y Cruz-Jiménez, H. (2012). Potencial y eficiencia de producción de semillas de *Cedrela odorata* L. Recuperado el 31 de marzo de 2017, a partir de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=49728290005>.
- Meyer, S. E., D. E. McArthur y G. L. Jorgensen. (1989). Variation in germination response to temperature in rubber rabbitbrush (*Chrysothamnus nauseosus*:*Asteraceae*) and its ecological implications. American Journal of Botany. 76: 981-989.

- Moles, A. T., D. S. Falster, M. R. Leishman y M. Westoby, (2004). "Small seeded species produce more seeds per square metre of canopy per year, but not per individual per lifetime". *Journal of Ecology* 92(3): 384-396.
- Morellato, L.P.C., D.C. Talora, A. Takahasi, C.C. Bencke, E.C. Romera & V.B. Zipparro. (2000). Phenology of Atlantic rain forest trees: a comparative study. *Biotropica* 32: 811-823.
- Mujica, M. M. (1987). Presencia de *Bruchophagus platypterus* Walker en la República Argentina: infestación de semillas de *Lotus tenuis* Waldst et Kit. *Revista de la Facultad de Agronomía (La Plata)* 63: 82-90.
- Niembro, A. (1989). Semillas de plantas leñosas: morfología comparada. Editorial Limusa. México. 224 pp.
- Oliveira, F.R.A., Oliveira, F.A., Guimarães, I.P., Medeiros, J.F., Oliveira, M.K.T., Freitas, A.V.L. and Medeiros, M.A. (2009). Emergency of seedlings of *Moringa oleifera* Lam irrigated with water of different levels of salinity. *Bioscience Journal*. 25 (5): 66–74
- Orantes, G. C., F. M. A. Pérez, P. C. U. Del Carpio y C. C. Tejeda. (2013). "Aprovechamiento del recurso maderable tropical nativo en la comunidad de Emilio Rabasa, Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México". *Revista Madera y Bosque*. 19(1):7-21.
- Orantes-García, C., M. A. Pérez-Farrera, T. M. Rioja-Paradela y E. R. Garrido-Ramírez. (2013). Viabilidad y germinación de semillas de tres especies arbóreas nativas de la Selva Tropical, Chiapas, México. *Revista Polibotánica*. 36(1): 117-127 pp.
- Orantes-García, C., Miceli-Méndez, C.L., Garrido-Ramírez, E. R., Velázquez-Méndez, A. M. y Moreno-Moreno, R. A. (2007). Cultivo y propagación de caoba, mujú y chicozapote. Colección Jaguar UNICACH. México. 45 pp.

- Orantes-García, C., Pérez-Farrera, M. Á., Carpio-Penagos, D., Uriel, C., & Tejeda-Cruz, C. (2013). Aprovechamiento del recurso maderable tropical nativo en la comunidad de Emilio Rabasa, Reserva de la Biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México. *Madera y bosques*, 19(3), 07-21.
- Passos, L.C. (1995). Fenología, polinización e reprodução de duas especies de *Croton* (*Euphorbiaceae*) em mata semidecídua. Recuperado a partir de <http://repositorio.unicamp.br/jspui/handle/REPOSIP/315405>
- Pérez-García, F. y Pita-Villamil, J.M. (2001). Viabilidad, vigor, longevidad y conservación de semillas. Ministerio de agricultura, pesca y alimentación. Madrid, España. 16 pp.
- Pola, C. N. de P., M. Á. Musálem y J. O. Alcalá. (2003). Estudio de algunas características de conos y semillas de *abies religiosa* (hbk) schl. et cham. Recuperado el 17 de marzo de 2017, a partir de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=30237509>
- Poulsen K, Parratt M, P. Gosling. (1998). Manual sobre el ensayo de semillas de árboles tropicales y subtropicales. 1. edición. Editorial CATIE, Costa Rica. 204 pp.
- Pozo, D. M. (2017). Floración y fructificación de *Croton guatemalensis*, Ejido Monterrey, Municipio de San Fernando, Chiapas, *Croton guatemalensis* en el Parque Nacional Cañón del Sumidero. Figura. 1 y 2.
- R Core Team. (2018). R: A Language and Environment for Statistical Computing. R Foundation for Statistical Computing. Vienna, Austria. Disponible en: <https://www.R-project.org/>.
- Ramirez T. A., Sánchez N. J. M., y García C. Al. (2004). El Desarrollo Sustentable: Interpretación y Análisis. Universidad La Salle, 1(1), 55 pp.
- Ramírez-Morales, S. y A. Orozco-Carmona. (2010). Maduración del fruto y morfometría de semillas de L. en el departamento del Quindío 21(1): 73- 81.

- Rao, N.K., Hanson, J., Dulloo, M.E., Ghosh, K., Novell, D. y Larinde, M. (2007). Manual para el manejo de semillas en bancos de germoplasma. Bioersivity International. No. 8. Roma, Italia. 165 pp.
- Rejón-Orantes, J. del C., H. M. J. Willam, G. M. A. del Carmen , J.G. Nataly, C. O. S. Stefany, C. A. Anahi, P. de la M. Miguel. (2016). Antinociceptive effect of aqueous extracts from the bark of *Croton guatemalensis* Lhotsy in mice. *Research in Pharmaceutical Sciences*, 11(1), 15–22 pp.
- Ríos , G. C. A. (2015). Estudio Fenológico del Árbol de Totoposte (*Licania arborea* seem: *Chrysobalanaceae*). Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas, Tuxtla Gitierrez, Chiapas 71 pp.
- Roberts, E. H. (1973). Predicting the storage life of seeds. *Seed Science Technology*. 1:499-514 pp.
- Rosa, S. D. V. F., Pinho, E.V.R.V., Vieira, M.G.G.C. and Veiga, RD. (2000). Eficácia do teste de condutividade elétrica para uso em estudos de danos de secagem em sementes de milho. *Revista Brasileira de Sementes* 22(1): 54-63.
- Rost T.L. y col. (1979). *Botany. A brief introduction to plant biology*. John Wiley & Sons. New York.
- Rzedowski, J. (1994). *Vegetación de México*. 6ª ed. Limusa, México D.F. 432 pp.
- Sánchez-Coronado, M. E., R. Coates, L. Castro-Colina, A. G. de Buen, J. Paez-Valencia, V. L. Barradas, A. Orozco-Segovia. (2007). Improving seed germination and seedling growth of *Omphalea oleifera* (*Euphorbiaceae*) for restoration projects in tropical rain forests. *Forest Ecology and Management*, 243(1), 144-155 pp. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2007.03.001>.
- Sandoval, C. (2002). *Investigación cualitativa*. Bogotá, Colombia. ARFO.

- Santiago, A., J. M. Herranz, M. Á. Copete, R. Herranz y P. Ferrandis. (2017). Influencia de las condiciones de temperatura e iluminación en la rotura de latencia y germinación de los endemismos mediterráneos *Scilla paui* y *Scilla ramburei* (*Liliaceae*). *Revista Bosque* (Valdivia) 38(2): 271–283.
- SAS, (1995). *JMP. Statistics and graphics guide. Statistical discovery software*. Institute Cary. N.C.
- Scalon, S. P. Q., Mussury, R. M., y Lima, A. A. (2012). Germination of *Croton urucurana* L. seeds exposed to different storage temperatures and pre-germinative treatments. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 84:(1), 191-200 pp.
- Seltmann P, I Leyer, D Renison, I Hensen. 2007. Variation of seed mass and its effects on germination in *Polylepis australis*: implications for seed collection. *New Forests* 33(1): 171–181.
- SEMARNAT. (2000). NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2000. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio- Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010.
- SEMARNAT. (2010). NORMA Oficial Mexicana NOM-059-SEMARNAT-2010. Protección ambiental-Especies nativas de México de flora y fauna silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio-Lista de especies en riesgo. Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales. Diario Oficial de la Federación. Cd. Mx., México. http://dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5173091&fecha=30/12/2010.

- Simak, M. (1991). Testing of forest tree and shrub seeds by X-radiography. En: Tree and Shrub Seed Handbook.
- Simons, A. M., M. O. Johnston. (2000). "Variation in seed traits of *Lobelia inflata* (Campanulaceae): sources and fitness consequences". American Journal of Botany 87(1): 124-132 p.
- Solano, X. (1997). Colonización cultura y sociedad. Editorial Perspectiva digital. 1ª. Edición. 37 pp.
- Soto-Gonzales, J.L. y Valiengo-Valeri, S. (2011). Prueba de la conductividad eléctrica en la evaluación fisiológica de la calidad de semillas en *Zeyheria tuberculos*. BOSQUE 32(2): 197-202 pp.
- Spurr, S.H, B. V. Barnes. (1982). Ecología forestal. 3ª edición. A.G.T Editor México. 690 pp.
- Stevens, W. D., C. Ulloa, A. Pool y O. M. Montiel. 2001. Flora de Nicaragua Louis e Missouri Missouri: Missouri Botanical Garden Press 85(1): 943-945.
- Toledo, V. M. (1999). Estudiar lo rural desde una perspectiva interdisciplinaria, el enfoque ecológico-sociológico. Memorias de las sesiones plenarias del V congreso de sociología. SAGAR-UACH-UIA. México. 37 pp.
- Toro I., M. V., S., G. Manriquez, y G. I. Suazo. (2010). Morfometría geométrica y el estudio de las formas biológicas: de la morfología descriptiva a la morfología cuantitativa. International Journal of *Morphology*, 28(4), 977-990. SAGAR-UACH-UIA. México. 37 pp.
- Torres, R.J.M. (2004). Estudio de tendencias y perspectivas del sector forestal en América Latina al año 2020. FAO, Roma. 145 pp.
- UICN. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. (2017). Lista Roja. (Consulta: miércoles 15 de febrero 2017).

- Valfré-Giorello, T. A., L. Ashworth y D. Renison. (2012). Patrones de germinación de semillas de *Sebastiania commersoniana* (Baillon) Smith & Downs (*Euphorbiaceae*), árbol nativo del Chaco Serrano de interés en restauración. *Ecología austral*, 22(2), 92-100 pp.
- Vallejo, J. Y. V., P. A. G. Silva, A. A. G. Teixeira, C. B. Pezo, W. V. Pérez y D. D. Paredes. (2015). Propagación botánica de *Spondias mombinubos*, *Croton lechleri* sangre de grado y *Annona muricata* guanábana en diversos sustratos, San Juan Bautista, Loreto, Perú. *Conocimiento Amazónico*, 1(1), 109-118 pp.
- Vela, F. (2001). Un acto metodológico básico de la investigación social: la entrevista cualitativa. En M.L. Tarres. *Observar, escuchar y comprender. Sobre la tradición cualitativa en la investigación social*. México: Porrúa y Flacso.63
- Villacorta, O. (1998). Efectos de la intensidad de luz, métodos de conservación y tiempo de almacenamiento en la germinación de *Croton lechleri* muell arg., *Folia amazonica*, 45:(1), 17 pp.
- Villarreal-Garza, J. A., A. Rocha Estrada, M. L. Cárdenas-Ávila, S. Moreno Limón, M. González Álvarez y V. Vargas López. (2013). Caracterización morfométrica, viabilidad y germinación de semillas de mezquite y huizache en el noreste de México. *Revista Internacional de Botánica Experimental* 82 (2): 169–174.
- Villaseñor, J. L., y Ortiz, E. (2013). Biodiversidad de las plantas con flores (División Magnoliophyta) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85 (5).
- Wright, S.J. & C.P. van Schaik. (1994). Light and the phenology of tropical trees. *Am. Nat.* 143: 192-199.
- Yepes, A., y M. S. Buckeridge. (2011). *Respuestas De Las Plantas Ante Los Factores Ambientales Del Cambio Climático Global (revisión)*. Recuperado el 30 de marzo de 2017, a partir de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=423939616005>

Zárate, R., Amasifuen, C., y Flores, M. (2006). Floración y Fructificación de plantas leñosas en bosques de arena blanca y de suelo arcilloso en la Amazonía Peruana. Recuperado el 31 de marzo de 2017, a partir de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=195018520005>.



XII. ANEXOS

Anexo 1. Guión de entrevista sobre el uso y manejo de *C. guatemalensis* (Copalchí)

Guión de entrevista

ENTREVISTA SOBRE USO Y MANEJO DE *Croton guatemalensis* (Copalchí).

Identificarse y saludar cordialmente, indicando que es un trabajo de investigación de (explicar qué tipo de institución es y señalar que estudio se está haciendo Los nombres de los entrevistados no serán reportados.

A) DATOS GENERALES

No. ENTREVISTA |__|__|__| MUNICIPIO_____CLAVE
|__|__|__| COMUNIDAD_____ NOMBRE DEL
ENTREVISTADO_____

FECHA |__|__|__| (día, mes, año).

SEXO_____ ESCOLARIDAD_____

OBSERVACIONES:_____

Parte 1. Conocimiento

1. ¿Conoce la especie?



Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas
Facultad de Ingeniería
Maestría en Ciencias en Desarrollo Sustentable y Gestión de Riesgos

R. _____

2. Cuando escucha la palabra copalchí mencione cinco cosas en las que piensa

R. _____

3. Mencione los nombres en los que conoce a esta especie

R. _____

4. Mencione si puede identificarlo con facilidad

R. _____

Parte 2. Uso y aprovechamiento

5. Puede decir ¿cómo lo usa?

Usos	<i>C. guatemalensis</i>
Para qué lo utiliza (Uso)	
Parte que utiliza	
Frecuencia de uso	
Cómo lo usa y quienes	
Dónde lo consigue	
Cuándo (temporada)	



Parte 3. Manejo e interés

6. Si en su hay Copalchí cerca, ¿cómo los cuida?

R. _____

7. ¿Qué hace usted con el fin de cuidar y proteger a esta especie dentro de su comunidad?

R. _____

8. ¿De qué manera estaría dispuesto (a) a participar en programas de conservación y manejo del Copalchí?

a) Recibiendo información del cuidado del arbolado mediante cursos de inducción y hacer usted mismo el trabajo

b) Solicitando el apoyo del área correspondiente del comisariado para que ellos se hagan cargo

c) Participando activamente en el comité de la comunidad para organizarse y programar las acciones de manejo

d) Colaborando en el comité de la comunidad con apoyo del comisariado ejidal

e) Otro: _____

9. ¿Colectan las semillas del copalchí, la propagan?

10. ¿Ustedes le dan algún manejo de limpieza, poda, fumigan a esta especie?



Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas
Facultad de Ingeniería
Maestría en Ciencias en Desarrollo Sustentable y Gestión de Riesgos

R. _____

Comentarios adicionales: