



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Germinación de semillas y crecimiento inicial de *Byrsonima*
Crassifolia (L.) Kunth de la localidad de Xicatlacotla,
Tlaquiltenango, Morelos

TESIS

PARA OBTENER EL TÍTULO DE

BIÓLOGA

PRESENTA

Cesia Anaid Miranda Córdova

Director de tesis

Asesor interno

Dr. Efraín Cruz Cruz

M. en C. Ramiro Ríos Gómez



México D.F. 2015



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Agradecimientos

Ante todo te agradezco hermosa Divinidad por tu ayuda en todo momento durante este proyecto, desde que inicié en mi primer semestre hasta el día de hoy. Sin tu poderoso amor este trabajo no hubiera visto la luz. Gracias a TI hubo recursos, personas, oportunidades y momentos que se me permitieron vivir. Fuiste, eres y serás el TODO de TODO.

A mis padres David y Libertad, que con su amor y apoyo han guiado mi vida. Jamás se acabará el agradecimiento a ustedes, porque con intensidad o sin ella han llenado de amor y reto mi existencia. Es una bendición tenerlos como mis padres y amigos. Jamás podré pagar cada esfuerzo que han hecho por mí. Los amo.

A mi papá: David, Gracias por acompañarme en cada etapa, nunca me faltó ejemplo de trabajo, tenacidad y disciplina en casa. Eres una bendición de Dios, un hombre valiente que lucha por sus sueños, quien también hizo posible esto y lo que viene para mí. ¡TE AMO PAPÁ!

A mi madre: Libertad, no hay otra persona que me haya ayudado tanto como tú en esta vida. Fuiste el primer ser que me conoció y jamás podré pagar lo que haz hecho y haces por mí. Tu vida es una bendición en la mía. Sin duda eres parte importante de mí y por lo tanto de este trabajo. Eres mi mejor amiga y mi mejor ejemplo de superarse a sí mismo, de humildad y de ser mujer. ¡TE AMO MAMÁ!

A mis hermanos, compañeros de vida, gracias por ser parte de mí. Dichosos aquellos que tienen hermanos fieles. Gracias al Eterno que han estado, están y estarán en mi camino: Yair, Edder, Paulina y a ellos que sin esperarlo son ahora parte importante de mí: Don Miguel, Doña Lulú, Elvira, Yael, Abner, Yetro, Erika, Matias, Abdí y Rachel. La familia hace la fuerza, la sociedad y por lo tanto la humanidad y el amor.

Yair y Edder gracias por ser un ejemplo de tenacidad, trabajo y amor, para mí es un gusto y un placer compartir y haber vivido tantas aventuras juntos. ¡Y lo que nos espera juntos!, los amo.

A Pau y Abdi, gracias por ser parte de mis mejores amigos, en estos años ustedes han sido pieza importante de mi vida. Pau eres la hermana idónea para conquistar esta vida, tu apoyo, consejo, amor, amistad y fidelidad de hermana llenan mi corazón, te AMO hermanita. Abdi, hermano, gracias por tu apoyo, amor sincero y tu amistad al compartir proyectos juntos. Ambos complementan mi mundo, los amo.

A mi familia: primos, tías y aquellos que durante el transcurso de mis estudios me brindaron su compañía y ayuda sin interés, haciendo más alegre mi estancia en la ciudad. Agradezco su hospitalidad y generosidad, siempre me hicieron sentir como una más de ustedes. Eva, Jaziel, Josue, Betzaida, Roxana, Esmeralda, Elisa, Rachel, Rubén, Almita, Agui, Xenia, Alberto y Axail.

A mis suegros Miguel y Lulú que son parte de este resultado, su apoyo incondicional hacia mí o a Miguel fue pieza fundamental de este proceso. Son dos de los cuatro pilares que nos sostienen, son una bendición para mi matrimonio.

A todos mis profesores, que juntos sembraron en mí el conocimiento, el amor y el respeto por la Biología. Con sus personalidades llenaron de desafíos y enseñanza mi estancia en la facultad. Eloisa Guerra, Georgina, Sonia Rojas Chávez, Ramiro Ríos, Jorge Alberto, Carlos Castillejos, Arcadio Monroy, Aguas, Eloy Solano, Isaías Salgado y Yolanda, que su amor y excelencia en la cátedra perdure por siempre he iluminen a muchos estudiantes más.

A mis compañeros de carrera, que aportaron alegría, vitalidad, risas, estrés y sobretodo amistad. Jonathan, Sara, Niño, Carmelo, Carolina, Araceli, Asención, Leonardo, Eva, Anayeli, Güero, Sandra, Georgina, Roberto y Anita me acompañaron sinceramente durante cada semestre.

A Alma Bella quien siempre mantuvo un constante apoyo, me dio palabras de aliento en cada contacto. He aquí la importancia de las personas de excelencia, no solo

viven, sino que te aportan un bien. Siempre me dijiste: ¡tú puedes Cesil!, la motivación aumentaba después de platicar contigo. Eres una bendición, gracias amiga.

A mí amada Facultad, aunque llegue con una aversión a la ciudad el ir y venir me hizo descubrir que ya amo cada espacio. La FES Zaragoza siempre será el lugar donde aprendí y me formé. Cada árbol, silla y salón fueron buenos para este proceso.

A las personas que indirectamente me dieron luz verde y sabiendo hacer su trabajo dejaron fluir mi proceso: Maestro Cervantes, Patricia, Jony, Azarihel, Don Lupe, Yuvani Hernández, Maestra Yolanda, Sra. Natividad e Irma, Gracias.

A Don Placido y Doña Veda que nos abrieron su casa, sus tierras y nos dieron su confianza, apoyándome en los recorridos y colectas sin importar el clima o la pendiente del terreno. Gracias por la materia prima de este trabajo, el caldo de mojarra y las cocas. Pero sobre todo por su calidez y humanidad intacta. El trato con la tierra nos hace nobles.

A Xicatlacotla, hermoso paisaje que nos abriste tus caminos, junto a las nubes y el aire siempre nos recibiste con panorámicas de ensueño. Bella siempre bella la naturaleza, gracias por permitir conocer un poquito de tus secretos.

Al Dr. Efraín Cruz Cruz por su apoyo y dirección durante todo este proceso de realización de la tesis, quién me enseñó mis primeros pasos en redacción y la aplicación del método científico jeje. Las enseñanzas más importantes de la vida y de la biología las aprendes sobre la marcha y de aquellos que sin egoísmo te comparten su conocimiento. Gracias por ayudarme a terminar esta tesis. Que sus conocimientos se multipliquen y pueda dirigir a otros más.

A la M. en C. Balbina Vázquez Benítez por su apoyo, quien con su preparación y excelencia aportó mucho a la mejora de este trabajo. Gracias por compartir de su gran experiencia conmigo.

Al Dr. Carlos Castillejos Cruz por ser serio y comprometido con la revisión, sin duda no solo fue una revisión. Las personas que se comprometen como usted dejan un aprendizaje por medio de cada cuestionamiento, gracias por mejorar este trabajo.

Al M. en C. Ramiro Ríos Gómez primeramente porque usted ha sido una persona importante en mi paso en esta universidad, lo conocí desde mi primer semestre. Le agradezco el aceptarme como su tesista y apoyarme todo este tiempo. Con paciencia me ha acompañado en este largo proceso de ser tesista, siempre respondiendo con comprensión a mi situación.

A Areli Madai Guzmán Pozos, iniciaste como mi tutora y acabamos en amistad, voy a extrañar las discusiones sobre los experimentos, jeje. Pero sobre todo tu calidez y confianza, eres una persona admirable, pocas mujeres como tú, la belleza y sencillez abundan en ti. Hubo mucho trabajo y me apoyaste en todo, no hubo una etapa donde tú con tanto labor propio no me brindaras tu apoyo y consejo. Muchas gracias.

Al otro integrante del energético y amoroso equipo Chagolla-Miranda: Miguel Ángel Chagolla Aranda, el hombre, mi mejor amigo y más allá. Aquel que no importando hora o presupuesto siempre ayudo para que yo concluyera esta etapa. Contigo lloré, me estrese, y también me reí y divertí mucho, jeje, pero siempre sobre el camino. Lo mejor de la vida es compartir tus aventuras con las personas que amas y esta que concluye hoy fue una grande. Eres la compañía idónea para acabar una tesis, una JOYA. Hemos terminado, mi cielo este logro es de ambos. Te amo.

Porque esto también es de ustedes

A ustedes hermosas personas:

¡Gracias Totales!

Septiembre 2014

Este trabajo está dedicado a mis Padres.

LIBERTAD Y DAVID

Y a todos aquellos que quieren conocer más sobre *Byrsonima crassifolia*.

UNAS PALABRAS PARA LOS TESISISTAS

Cuando nos entregaban nuestra constancia por haber alcanzado todos los créditos de la carrera nuestro director nos dijo: no eres biólogo hasta que te titulas, y yo dije ¿cómo? ¿y todo lo que aprendí en los 9 semestres?. Ahora te digo que tendrás algo de conocimiento pero el título por tesis es un requisito y este requisito muy bien escogido por otros, nos moldea, nos forma. No dejes de ver la tesis como un reto, donde no somos probados por lo demás, sino por nosotros mismos. Ahora mismo hay miles de tesisistas víctimas de la procrastinación y la pereza.

La procrastinación, eso mí querido amigo nos distraen del triunfo, de la meta, “nuestro título”, la cereza del pastel después de haber vivido tanto tiempo en las aulas. El título es tuyo, solo tienes que ganarlo, no dejes que nadie, ni siquiera tú propia mente te esclavice o te detenga a creer que no eres capaz. Estamos en un proceso donde la mente te juega mal, miente, te dice que no puedes, que después, que luego, que mañana, otro ratito y sin darte cuenta ya estas desmotivado, sin avanzar, sin investigar, ni redactar. Por lo anterior te recomiendo que pongas a tu mente en su lugar, límpiala de los pensamientos mediocres (autosabotaje), no creas las mentiras que otros te digan, busca en tu corazón la razón por la que decidiste estudiar esta carrera y cumple el anhelo que soñaste cuando escogiste biología. Llénate de anhelo, y que la fuerza de tu voluntad sea firme, organízate y ánimo. Si ya pasaste todos los créditos indica que estas cerca, cumple con cada requisito y cierra este ciclo para continuar con el que sigue.

Te recomiendo que acabes en tiempo. Si estas en este proceso no te detengas, porque si decides dejarlo para después hay gran posibilidad de que en lugar de disfrutar, sufras y eso vuelva más lento este proceso. Busca motivación, un amigo, un video, una canción, un profesor, motívate tú, medita, reflexiona pero no dudes que esta tesis te está formando.

Ninguno de nosotros nos inscribimos a esta carrera pensando, “la verdad mi sueño es llegar sólo al último semestre, no quiero el título de biólogo”, “yo sólo quiero mis créditos de materias”, ¡NO! NADIE pensó eso. Vamos por el sueño que tuvimos

desde que sacamos la ficha para presentar el examen de admisión, ser BIÓLOGOS Y TITULADOS. Ese fue el sueño.

Un día le dije a uno de mis directores que me era muy difícil acabar la tesis, que se me complicaba, que para mí era diferente y me respondió: no, para todos es igual, yo también pase por esa situación, también viví el pensamiento de dejarlo para después, pero tienes que terminar. Valla que no hay excusa. Otra persona me comentó: lo que nos pasa en la vida es 95% lo que hacemos y 5% las circunstancias externas. Wow!!, entonces es sólo mí responsabilidad, tu responsabilidad. Ve al investigador que más admires, y sí, también paso por esto. Así que respira, da el siguiente paso y disfruta del proceso.



Atte. una ex-tesista.

EL NANCHE DE DON PANCHO Y DOÑA VEDA

Descanso en la sombra de un huizache
Agobiado por el trazo de un terreno
Entre rocas y piedras sobrepuestas
Pa' plantar árboles de nanche

El ambiente de este día favorece
En medir la distancia entre planta y planta
Con espacio suficiente pa' que crezcan
Los nanchales de Don Pancho y Doña Veda

La comida se disfruta aquí en el rancho
Con el hambre y la tierra de las manos
Un caldo de mojarra y langostinos
Cocinado con sazón de Doña Veda
Y solo falta el limón y un buen tequila

Las mojarras criadas en la presa
Con el riesgo de morir por alimento
O por el hábil pescador con su atarraya
Con permiso o sin permiso de Don Pancho

La noche se disfruta en la montaña
Arrullados por los canticos nocturnos
Dormir y madrugarle a la cosecha
De los nanches dispersos en el bosque

Conservar esta fruta es complicado
Muchos árboles mueren sin remedio
Por viejos o dañados por insectos
Y unos cuantos sobreviven desolados

La abundancia de la fruta disminuye
Y el ingreso de familias por la venta
La presencia del nanche en nuestra mesa
Y la delicia del sabor que se disfruta

El empeño de Don Pancho por el nanche
Por dejar una herencia pa' sus nietos
Que algún día disfruten de esta fruta
Y en cuidar la huerta aquí en el rancho

Efraín Cruz-Cruz, Junio 2014

CONTENIDO

	Págs.
RESUMEN	1
INTRODUCCIÓN	2
1 MARCO TEÓRICO	3
1.1 Distribución y ecología de <i>Byrsonima crassifolia</i>	3
1.2 Descripción botánica	3
1.3 Importancia y uso	4
1.4 Producción de fruto de nanche en México	6
1.5 Producción de fruto de nanche en Morelos	6
1.6 El nanche en la zona sur de Morelos	7
1.7 Fruto y semilla	8
1.8 Germinación	9
1.9 Latencia de las semillas	10
1.10 Hormonas relacionadas con procesos de la germinación	11
1.11 Tratamientos pregerminativos	13
Tratamientos pregerminativos aplicados al nanche	14
1.12 Crecimiento inicial	18
2 JUSTIFICACIÓN	18
3 HIPÓTESIS	19
4 OBJETIVOS	20
4.1 Objetivo general	20
4.2 Objetivos particulares	20
5 MATERIAL Y MÉTODO	21
5.1 Zona de Estudio	21
5.2 Selección de árboles	24
5.3 Recolección y limpieza de las diásporas	24
5.4 Unidad experimental	25
5.5 Peso de diásporas	25
5.6 Viabilidad	25
5.7 Contenido de humedad	25
5.8 Imbibición	26
5.9 Tratamientos pregerminativos	27
5.9.1 Siembra	30
5.9.2 Germinación y emergencia	30
5.10 Análisis de datos	33

5.11	Evaluación de emergencia de acuerdo a las procedencias	33
5.12	Crecimiento inicial	34
6	RESULTADOS	35
6.1	Tratamientos pregerminativos	35
6.2	Experimento: Emergencia etapa 1 y 2	40
6.3	Emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2 entre los árboles de Xicatlacotla	43
6.3.1	Crecimiento inicial	45
7	DISCUSIÓN	48
7.1	Imbibición, contenido de humedad y peso de las diásporas	48
7.2	PRUEBAS EXPLORATORIAS	49
7.3	Emergencia	51
7.3.1	EMERGENCIA ENTRE ÁRBOLES	54
7.4	CRECIMIENTO INICIAL	56
8	CONCLUSIONES	58
9	BIBLIOGRAFÍA	59

INDICE DE CUADROS

	Págs.
1. Producción Nacional de nanche para el año 2012.	6
2. Producción de nanche para el año 2012 en el estado de Morelos.	7
3. Revisión bibliográfica de germinación de <i>Byrsonima crassifolia</i> .	16
4. Características de las zonas de estudio.	21
5. Etapa 1: Pruebas exploratorias, descripción de la metodología.	27
6. Etapa 2: Prueba exploratoria 5, descripción de la metodología.	29
7. Condiciones de evaluación de germinación y emergencia.	32
8. Variables evaluadas después de la cosecha.	35
9. Porcentajes de germinación de la prueba exploratoria 1.	35
10. Tratamientos y porcentajes de germinación de PE1 y PE2.	37
11. Tratamientos y porcentajes de germinación de la prueba exploratoria 4.	39
12. Porcentajes emergencia (EE1) para la prueba exploratoria 5 (PE5).	40
13. Porcentajes de emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2.	41
14. Valores medios de EE1 (Tukey, $\alpha=0.05$).	41
15. Valores medios de EE2 (Tukey, $\alpha=0.05$).	42
16. Porcentaje de emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2 entre árboles.	43
17. Cantidad de plántula evaluada por árbol para el análisis estadístico.	45
18. Crecimiento inicial de las plántulas de nanche para altura y diámetro del tallo.	47
19. Porcentaje de endocarpios con semilla vana, latente, muerta y emergencia.	55

INDICE DE FIGURAS

	Págs.
1. A) Árbol de nanche en su ambiente natural, Xicatlacotla, Morelos. B) <i>Byrsonima crassifolia</i> : (a) flor y (b) sección vertical de la flor. C) Frutos de nanche de Xicatlacotla. D) Endocarpio del fruto de nanche. a) Corte transversal, b) Corte longitudinal (se muestra parte de la semilla), c) Semilla fuera del endocarpio.	5
2. Población natural de <i>Byrsonima crassifolia</i> en Xicatlacotla, Tlaquiltenango, Morelos.	22
3. Localización de zona de muestreo Xicatlacotla.	23
4. (a) Secado y (b) pesado de las muestras de contenido de humedad.	26
5. (a) Embrión con daño y (b) embrión sin daño.	38
6. Emergencia etapa 1: Hojas cotiledonales expuestas.	40
7. EE2: Desarrollo de las primeras hojas verdaderas.	42
8. Emergencia acumulada (EE1) de los árboles de Xicatlacotla.	44
9. Emergencia acumulada (EE2) de los árboles de Xicatlacotla.	44
10. Altura de las plántulas (mm) en 28 días.	46
11. Diámetro de tallo de las plántulas (mm) en 28 días.	47
12. Emergencia acumulada etapa 1 del experimento en vivero.	52
13. Emergencia acumulada 2 del experimento en vivero.	53

RESUMEN

El nanche (*Byrsonima crassifolia*) es un árbol silvestre perteneciente a la familia Malphigiaceae. Es un árbol originario de Mesoamérica, en México tiene una amplia distribución en toda la zona tropical, se encuentra presente en 16 estados de la república.

Es un árbol frutal poco estudiado que presenta dificultad en la germinación, por esta razón, este trabajo se centró en crear una metodología que favorezca la germinación de sus semillas. Dentro de este estudio se aplicaron tratamientos pregerminativos de escarificación física y química, así de reguladores de crecimiento para evaluar su efecto sobre la germinación de las semillas de nanche.

Se encontró que las semillas de nanche de Xicatlacotla tienen latencia física impuesta por la dureza y grosor del endocarpio. Para disminuir la dureza del endocarpio y favorecer la germinación de la semilla se requiere de la aplicación de tratamientos pregerminativos. De la metodología aplicada el tratamiento que presentó el mayor porcentaje de germinación en este estudio fue el que incluyó la inmersión en ácido sulfúrico por dos horas y posteriormente la inmersión en ácido giberélico, en concentración de 1000 ppm, por dos horas con esta aplicación se obtuvo el 51.82 ± 1.04 % de germinación.

INTRODUCCIÓN

El nanche (*Byrsonima crassifolia*) es un árbol silvestre perteneciente a la familia Malphigiaceae y se encuentra distribuido en 16 estados de México. Es una especie rústica con potencial de explotación, adaptada a una gran diversidad de condiciones ecológicas, requiere de poca inversión de trabajo e insumos para la producción de fruto (García y García, 1992) y generalmente se aprovecha su fruto fresco para consumo directo.

La germinación de las semillas de nanche y la multiplicación vegetativa es difícil (Jaimes, 2009). Existen estudios (Jaimes, 2009) que han evaluado el efecto de diversos tratamientos pregerminativos en la germinación de esta especie, sin embargo, hay mucha variación en cuanto al porcentaje de germinación obtenido. Esta variación puede estar relacionada con las características diferentes del lugar de origen de la semilla.

Los consumidores reconocen dos tipos, el cultivado y el de cerro. El nanche cultivado es de mayor tamaño y de sabor más dulce comparado con el de cerro. El nanche de cerro se caracteriza por presentar un sabor agrídulce concentrado. El nanche cultivado proviene de plantaciones formales y en algunos casos de semicultivo o condiciones de traspatio. Las personas interesadas en la producción de fruto han intentado la multiplicación de plantas de nanche de cerro o silvestre por medio de semilla con nulos resultados. Por medio de este trabajo se buscó mejorar la germinación del nanche de cerro de la localidad de Xicatlacotla, Tlaquiltenango Morelos.

1 MARCO TEÓRICO

1.1 Distribución y ecología de *Byrsonima crassifolia*

El nanche es un árbol originario de Mesoamérica. Se extiende de forma natural desde el sur de México, hasta Perú, Bolivia, Paraguay, Brasil y ha sido sembrado en el sur de Florida, EUA (Vázquez, *et al.*, 1999). En México presenta amplia distribución en toda la zona tropical, se encuentra presente en 16 estados de la república, desde el sur de Tamaulipas hasta Yucatán y Quintana Roo (García y García, 1992; Pennington y Sarukhán, 2005). Se aprovecha comercialmente en Veracruz, Michoacán y Guerrero (López, 1999; Villanueva, 2004; Bayuelo, *et al.*, 2006; Limón, 2010) y se encuentra de forma silvestre y semicultivado en varias regiones de México (Martínez, *et al.*, 2006).

La especie es un componente importante de las sabanas dentro del estrato arbóreo bajo, se distribuye espaciado o bien en pequeñas áreas aisladas, especialmente en zonas con suelos degradados. Esta especie se encuentra acompañada frecuentemente con *Curatella americana*, *Crescentia alata*, *C. cujete*, *Quercus* spp. entre otras (Martínez, *et al.*, 2006; Rzedowski, 2006).

1.2 Descripción botánica

El nanche es un árbol con altura de tres a diez metros y diámetro a la altura del pecho de 20 cm. Generalmente presenta tronco tortuoso; ramas ascendentes y frecuentemente ramificado desde el suelo; la corteza externa escamosa desprendiéndose en pedazos rectangulares color gris parda; la corteza interna es color crema rosado (Figura 1A) (Vázquez, *et al.*, 1999). Copa amplia y abierta o irregular, hojas alargadas, decusadas, simples; láminas de 5 a 15 cm de largo por 2 a 7 cm de ancho, elípticas con el margen entero; verde oscuras y casi glabras en el haz y verde amarillentas, grisáceas pubescentes en el envés (Pennington y Sarukhán, 2005). Flores en racimos o panículas estrechas terminales de 5 a 15 cm de largo, pubescentes; flores actinomorfas, de color amarillo-anaranjado, de 1.5 cm

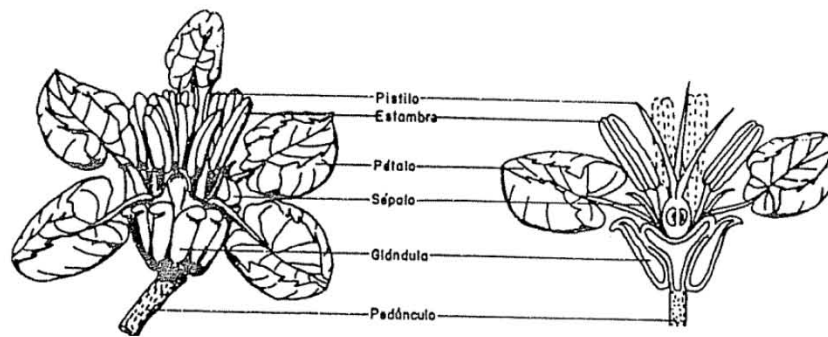
de diámetro; cáliz verde con 6 a 10 glándulas sésiles; 5 pétalos redondeados (Figura 1B) (Pennington y Sarukhán, 2005). El fruto es una drupa globosa, de 1.7 a 2 cm de diámetro, amarillenta a ligeramente anaranjada, con abundante mesocarpo agridulce rodeando de un endocarpo grande y duro (Figura 1C). La semilla está protegida por el endocarpo con la parte externa dura y dividida en tres compartimentos en posición triangular, como se observa en la Figura 1D-a,b, en los cuales se encuentran las semillas; estas son pequeñas (1.5-2.5 mm), elipsoides y de color blanco, rodeadas por una testa delgada café (Figura 1D-c) (Guignard, 1991; Vázquez, *et al.*, 1999).

1.3 Importancia y uso

El nanche es un árbol ampliamente usado, se emplean las hojas, el fruto y la corteza (Rivero, *et al.*, 2009). Aunque el uso más común es el consumo de sus frutos en fresco, debido a su característico sabor agridulce (Pennington y Sarukhán, 2005). El consumo de su fruto en fresco se encuentra limitado a mercados ambulantes y para autoconsumo de la población por temporadas de cosecha; ya sea en fresco o en mermeladas, licor, nieves, agua de fruta y tamales (Limón, 2010). Sus hojas son utilizadas en infusiones para curar diarrea, fiebre y úlceras; esto, debido a sus componentes antimicrobianos que inhiben el crecimiento de bacterias (Rivero, *et al.*, 2009). Otros usos del árbol de nanche son como cerca viva, ornamental, combustible, en la fabricación de muebles y en la curtiduría por los taninos presentes en su corteza (Vázquez, *et al.*, 1999). La planta posee una amplia adaptación en zonas de transición de climas templados y subtropicales, se establece con facilidad en suelos degradados y con pendientes pronunciadas (Bayuelo, *et al.*, 2006), por lo que se considera un valioso recurso genético en programas de reforestación, debido a que mejora la fertilidad del suelo al aportar materia orgánica de fácil desintegración (Vázquez, *et al.*, 1999).



A)



B)



C)



D)

Figura 1. A) Árbol de nanche en su ambiente natural, Xicatlacotla, Morelos. B) *Byrsonima crassifolia*: (a) flor y (b) sección vertical de la flor. C) Frutos de nanche de Xicatlacotla. D) Endocarpio del fruto de nanche. a) Corte transversal, b) Corte longitudinal (se muestra parte de la semilla), c) Semilla fuera del endocarpio.

1.4 Producción de fruto de nanche en México

En México existen 11 Estados productores de nanche, con una superficie total sembrada de 1,377 ha y un valor de la producción de \$ 29,867,277.00 registrados para el año 2012 por el Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Guerrero es el estado mayor productor con 656 ha y Sinaloa tiene la menor cantidad de área cultivada con 6 hectáreas. Morelos ocupa el noveno lugar en área cultivada con 43.2 ha como lo muestra el Cuadro 1 (Anónimo, 2013b).

Cuadro 1. Producción Nacional de nanche para el año 2012.

Estado	Superficie Sembrada (ha)	Superficie Cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)	PMR (\$/t)	Valor de la Producción (Miles de Pesos)
Campeche	91	81.5	498.5	6.12	2,972	1,481,056
Chiapas	45	45	99	2.2	1,850	183,150
Guerrero	656	642.25	3,519.33	5.48	4,819	16,961,651
Jalisco	13	6.5	21.5	3.31	5,940	127,710
Michoacán	105	104	239.14	2.3	5,195	1,242,332
Morelos	43.2	43.2	285.01	6.6	2,993	853,034
Nayarit	233.5	231.5	1,043.49	4.51	6,119	6,385,115
Oaxaca	45	45	87.75	1.95	937	82,221
Sinaloa	6	6	72	12	5,000	360,000
Veracruz	95.5	95.5	297.39	3.11	4,970	1,478,028
Yucatán	44	44	204	4.64	3,495	712,980
TOTAL	1,377.20	1,344.45	6,367.11	52.22	4,691	29,867,277

PMR: Precio medio rural.

1.5 Producción de fruto de nanche en Morelos

En el Estado de Morelos se produce nanche en seis municipios, con un total de 43.2 ha cultivadas según el SIAP para el año 2012. El Cuadro 2 muestra la distribución de esta área cultivada por municipio, así como la superficie total cosechada, producción en toneladas, rendimiento y valor de la producción. El municipio de Tlaquiltenango ocupa el quinto lugar con 2.5 ha (Anónimo, 2013b).

Cuadro 2. Producción de nanche para el año 2012 en el estado de Morelos.

Municipio	Superficie Sembrada (ha)	Superficie Cosechada (ha)	Producción (t)	Rendimiento (t/ha)	PMR (\$/t)	Valor Producción (Miles de Pesos)
Amacuzac	1.7	1.7	10.71	6.3	2,900	31,000
Axochiapan	5.0	5.0	44.0	8.8	3,200	140,000
Emiliano Zapata	6.0	6.0	37.2	6.2	2,032	75,000
Miacatlán	21	21.0	126	6.0	3,509	442,000
Puente de Ixtla	7.0	7.0	51.1	7.3	2,650	135,000
Tlaquiltenango	2.5	2.5	16.0	6.4	1,756	28,000
TOTAL	43.2	43.2	285.01	41	16,047	851,000

PMR: Precio medio rural.

1.6 El nanche en la zona sur de Morelos

Comerciantes y compradores mencionan que hay dos tipos de nanche que se comercializan en la zona sur: el nanche “cultivado” y el nanche “de cerro”. El cultivado es de sabor dulce, mientras que el de cerro es de sabor agridulce. Los vendedores de los mercados locales de esta región del Estado señalan que el nanche que venden proviene de Iguala, Guerrero y posiblemente es cultivado en la costa de Guerrero, en zonas cercanas a Acapulco. Esta información corresponde a los registros de las localidades de producción que se encuentran en las estadísticas del SIAP en 2012.

La venta anual del nanche cultivado se realiza de febrero a agosto; mientras que para la del nanche de cerro la colecta de frutos se realiza en las poblaciones naturales localizadas en Xicatlacotla de julio a principios de agosto. Por lo que el volumen de nanche de cerro es menor al que proviene de otras regiones. El nanche de cerro tiene un precio de 50 a 100 por ciento mayor que el cultivado, debido a su menor oferta y a su sabor.

Los comerciantes y compradores señalan un descenso en la producción del nanche de cerro. Ellos mencionan que hay una relación entre la producción del fruto con el inicio de la temporada de lluvia y la cantidad de precipitación pluvial que se presentó en el año. Los habitantes de Xicatlacotla manifiestan preocupación por la disminución del número de árboles existentes, así como el aumento de plagas y enfermedades. Por esta razón, los pobladores muestran interés en el estudio de la especie para su reproducción masiva y repoblación de la zona.

1.7 Fruto y semilla

Los frutos son las estructuras que se forman después de la fecundación de los órganos sexuales de las plantas y se desarrollan para contener, proteger y dispersar las semillas. En su mayoría, los frutos se dispersan por los frugívoros, el viento, la lluvia, entre otros (Fhan, 1974; Niembro, 1988; White, 2002). Los frutos de las especies forestales tienen diferentes características. Son de diversos tamaños, formas, estructuras y texturas. Con base en estas diferencias se clasifican en secos o carnosos. El fruto es básicamente un ovario maduro (Del Amo, *et al.*, 2010). A la pared del ovario del fruto maduro se le llama pericarpo, puede ser suave o duro, carnoso o seco y a menudo consiste de dos o tres capas distintas: exocarpo (capa externa), mesocarpo (capa media) y endocarpo (capa interna) (Arriaga, *et al.*, 1994).

La semilla es el órgano reproductivo de la gran mayoría de las plantas superiores terrestres y acuáticas, preserva la variabilidad genética resultante de la reproducción sexual, desempeña una función fundamental en la renovación, persistencia y dispersión de las poblaciones de plantas, la regeneración de los bosques y la sucesión ecológica. En la naturaleza la semilla es una fuente de alimento básico para muchos animales (Niembro, 1988; Vázquez, *et al.*, 1997; Del Amo, *et al.*, 2010). Una semilla es un óvulo maduro y fecundado encerrado dentro del ovario maduro o fruto, está constituido por un embrión, los tejidos de almacenamiento y las cubiertas seminales (Hartmann y Kester, 1988; Fenner y Thompson, 2005). La función primaria de una semilla es la reproducción y generalmente posee nutrimentos contenidos en el endospermo, aunque en muchos casos todos ellos son absorbidos por los cotiledones durante el desarrollo (Arriaga,

et al., 1994; Del Amo, *et al.*, 2010). La semilla es uno de los principales recursos para el manejo agrícola y silvícola de las poblaciones de plantas, la reforestación, la conservación del germoplasma vegetal y la recuperación de especies valiosas sobreexplotadas (Vázquez, *et al.*, 1997).

1.8 Germinación

La germinación es el proceso de reactivación de la maquinaria metabólica de la semilla después de un periodo de quiescencia o latencia. La germinación es la emergencia y desarrollo de estructuras (de la radícula y de la plúmula) que manifiestan la capacidad de la semilla para producir una planta normal bajo condiciones favorables (Villiers, 1975; Hartmann y Kester, 1988; Anónimo, 2006d). Fisiológicamente, la germinación de las semillas comprende tres etapas sucesivas que se superponen parcialmente. Inicia con la absorción de agua por imbibición causando su hinchamiento; seguido del inicio de la actividad enzimática, del metabolismo respiratorio, translocación y asimilación de las reservas alimentarias en las regiones en crecimiento del embrión; finaliza con el crecimiento y la división celular que provoca la emergencia de la radícula y posteriormente de la plúmula (Vázquez, *et al.*, 1997; Del Amo, *et al.*, 2010; Fenner y Thompson, 2005).

Existen dos tipos de desarrollo consecuentes a la germinación: epigeo e hipogeo. En el desarrollo epigeo el hipocótilo se alarga y aleja a los cotiledones del suelo; en el hipogeo el hipocótilo no se desarrolla y los cotiledones permanecen bajo el suelo o ligeramente sobre éste, con función de almacenadoras de nutrimentos y la cubierta seminal puede permanecer cubriendo los cotiledones, en tanto que en el desarrollo epigeo estas hojas tienen con frecuencia color verde y realizan funciones fotosintéticas durante el crecimiento temprano de la plántula, la cubierta se desprende, lo cual permite la expansión de las hojas cotiledonales (Vázquez, *et al.*, 1997; Anónimo, 2006d).

1.9 Latencia de las semillas

La latencia es la regulación de la germinación, controla la germinación con varios mecanismos internos, como la reducción de la humedad a un nivel inferior al requerido para la germinación, entre otros. El efecto de esos controles es preservar las semillas y regular la germinación de manera que coincida con periodos del año en que haya condiciones favorables para la supervivencia de las plántulas (Hartmann y Kester, 1988). Los mecanismos de control de la germinación existen como una adaptación para la supervivencia natural de las especies.

Una semilla latente es aquella que no tiene la capacidad de germinar aún bajo condiciones favorables de: temperatura, luz, oscuridad, entre otros (Baskin y Baskin, 2001). La latencia funciona como una estrategia adaptativa ante ambientes desfavorables que contribuye a la supervivencia del individuo. Se expresa en regulaciones cronológicas de interrupción del crecimiento y disminución del metabolismo durante el ciclo de vida de la semilla (Vázquez, *et al.*, 1997; Varela y Arana, 2011).

El estado de reposo de la semilla puede ser clasificado como quiescencia o latencia. La quiescencia es la imposibilidad de que se inicie la germinación, aunque haya acabado el período de latencia, cuando no se dan las condiciones adecuadas de humedad, elemento necesario para el desarrollo del embrión (Del Amo, *et al.*, 2010).

Muchas semillas pueden soportar una amplia gama de condiciones ambientales que las plantas adultas no toleran, especialmente los extremos como la sequía y temperatura. La capacidad de la semilla para someterse a un lento desarrollo y persistir en un estado de reposo es importante como un medio de supervivencia de muchas especies. En las especies anuales y las perennes ésta característica de las semillas es crucial, ya que no pueden sobrevivir como adultos durante períodos de condiciones desfavorables, tales como el frío estacional o la sequía (Fenner y Thompson, 2005).

Tipos de latencia en las semillas

Hay diferencias fisiológicas como morfológicas:

Latencia física: característico de plantas en donde la testa y otras secciones endurecidas de otras cubiertas son impermeables. El embrión esta quiescente, pero protegido.

Latencia mecánica: Situación donde las cubiertas son demasiado duras para permitir que el embrión se expanda durante la germinación, generalmente se combina con otros factores para retardar la germinación.

Latencia química: Existen sustancias químicas que actúan como inhibidores de la germinación, se producen y acumulan en el fruto así como en las cubiertas de las semillas.

Latencia morfológica: Se presenta en plantas cuyas semillas, el embrión no se han desarrollado por completo en la época de maduración. Después de la separación de la semilla de la planta y antes de que pueda haber germinado es necesario que el embrión tenga un crecimiento adicional. El crecimiento del embrión es favorecido por temperaturas cálidas, pero la respuesta puede ser complicada por la presencia de otros mecanismos de latencia.

1.10 Hormonas relacionadas con procesos de la germinación

Las hormonas vegetales son compuestos orgánicos que se sintetizan en alguna parte de una planta y se translocan a otra, en donde concentraciones muy bajas causan una respuesta fisiológica (Bidwell, 2002).

En la actualidad los grupos de hormonas más utilizados son cinco, incluyen auxinas, ácido abscísico, etileno, giberelinas y citocininas (Villiers, 1975). Actualmente existen compuestos sintetizados por químicos que causan muchas respuestas fisiológicas similares a las sintetizadas por las plantas, pero al no ser sintetizadas por estas se les clasifica como reguladores de crecimiento vegetal o fitorreguladores (Salisbury y Ross, 1994).

El ácido abscísico (ABA) es una hormona que con frecuencia da a los órganos vegetales una señal de que están experimentando estrés fisiológico. Evita la germinación prematura o el crecimiento de muchas semillas y yemas. Puede inhibir la germinación de semillas maduras por medio de la inhibición de las células al crecimiento (Salisbury y Ross, 1994). El etileno en plántulas de dicotiledóneas causa el engrosamiento del tallo y raíz ayudando a sobrevivir al emerger del terreno. Se forma un gancho en el epicótilo en el hipocótilo como respuesta al etileno endógeno después de la germinación, permitiendo la emergencia. Las citocininas son hormonas que incrementan tanto la citocinesis como la expansión celular, en especial la expansión celular más rápida y producción de células más grandes (Salisbury y Ross, 1994). Están muy activas en el metabolismo de la germinación de semillas, en especial la cinetina es conocida como un promotor de la germinación (Roberts y Hooley, 1988).

Existen 84 giberelinas, todas podrían denominarse ácidos giberélicos; sin embargo, el ácido giberélico (AG_3) es la giberelina más activa y es la que se conoce como ácido giberélico comúnmente. Uno de los efectos de las giberelinas en la germinación de semillas es la estimulación de la elongación celular de manera que la radícula pueda empujar a través del endospermo, la cubierta seminal o la cubierta del fruto que restringe su crecimiento (Salisbury y Ross, 1994). En otros estudios (Ramos, *et al.*, 2010; Magnitsiy y Ligarreto, 2007; Anónimo, 2006d) las giberelinas son promotores que rompen la latencia de brotes de diversas plantas leñosas, tubérculos y en semillas como los cereales y el tabaco. Pueden actuar en la germinación como sustituto de condiciones de bajas temperaturas, días largo o luz roja (Villiers, 1975; Roberts y Hooley, 1988). El aumento en el contenido de giberelinas está por lo general precedido por una caída en el contenido de algún inhibidor presente. La aplicación externa de ácido giberélico cambia las concentraciones relativas de inhibidores y promotores (Anónimo, 2006a), e influye en el tiempo de emergencia por medio de la elongación celular (Salisbury y Ross, 1994). El efecto de esta hormona depende de la especie (Amador, *et al.*, 2010).

1.11 Tratamientos pregerminativos

Los tratamientos pregerminativos son métodos que se usan para eliminar la latencia de las semillas. Por lo tanto su efectividad depende del tipo de bloqueo presente en la semilla (el o los tipos de latencia), de la especie y del estado de madurez. Además de que el origen ecológico de la especie puede sugerir el o los procedimientos más adecuados para superar el reposo y estimular la germinación (Montero, *et al.*, 1990). Estos métodos son una opción que permite el aumento y homogeneización de la germinación (Varela y Arana, 2011). Estos asemejan las condiciones naturales del ambiente a las que están expuestas las semillas. Algunas de las cuales son: jugos gástricos del tracto digestivo de algún animal, disminución o eliminación de alguna estructura (barrera física) de su anatomía entre otros (Del Amo, *et al.*, 2010). Existe una gran diversidad de tratamientos, los cuales no se pueden generalizar, ya que su aplicación varía según la especie, la morfología y anatomía de la semilla y sus condiciones ecológicas, por lo tanto su aplicación debe definirse de manera particular.

Existen combinaciones de tratamientos o variaciones dependiendo de la latencia que se presente. Los siguientes tratamientos son los más comunes (Hartmann y Kester, 1988):

1. Estratificación: rompe la latencia fisiológica, consiste en colocar las semillas en estratos que conservan la humedad, en frío o en calor.
2. Escarificación: cualquier proceso que rompa, raye o altere mecánicamente o ablande las cubiertas seminales hasta hacerlas permeables al agua y gases. Escarificación mecánica: consiste en raspar la cubierta de la semilla con lijas, limas o quebrarlas con martillo o pinzas. Escarificación química: consiste en remojar las semillas por periodos (minutos u horas) en compuestos químicos.

3. Lixiviación: las semillas son remojadas en agua corriente con la finalidad de remover inhibidores químicos presentes en la cubierta o ablandar la testa.

Tratamientos pregerminativos aplicados al nanche

Guerrero (1993) evaluó los siguientes cinco tratamientos de escarificación física a endocarpios de nanche “silvestre” en Nayarit. Los tratamientos consistieron en 1) fracturar el endocarpio con un martillo; 2) lijar con lima metálica la zona ecuatorial del endocarpio; 3) montar una lija en un porta lija a un taladro “black and decker” de $\frac{1}{4}$ y lijar durante diez segundos; 4) colocar los endocarpios en una licuadora casera con agua por un minuto; 5) golpear con un martillo de 300 g de peso cada endocarpio hasta retirarlo. Los resultados de germinación que reporta fueron: lijado manual 35%, lijado en taladro y testigo 19%, fractura parcial del endocarpio con martillo menor al 10% y la semilla sin endocarpio 0%.

Zapiain (1995) aplicó nueve tratamientos a nanches que consistieron en sumergirlos en agua caliente a 40, 50, 75, 90 °C, por cinco minutos. Otros tratamientos se hicieron repitiendo el tratamiento anterior con la inmersión por cinco minutos en agua fría y el testigo. Los resultados de germinación obtenidos 30 días después de la siembra fueron 58% agua caliente a 50 °C por cinco minutos más remojo en agua fría cinco minutos; los demás tratamientos tuvieron porcentajes por debajo del 12%.

Jaimes (2009) aplicó tratamientos pregerminativos a cinco variedades de nanche provenientes del Estado de México y Oaxaca. Para aquellos que provenían de Oaxaca les nombró amarillo Oaxaca y canelo; y para el Estado de México amarillo silvestre, verde y semicultivado. Los tratamientos se aplicaron tanto a semillas como a endocarpios. Para semillas los tratamientos fueron ácido giberélico (AG_3) 250, y 500 mg^{-1} por 24 h, nitrato de potasio 0.1 por ciento por 24 h, estratificación en húmedo 10, 15 y 20 días y el testigo. Para endocarpios los tratamientos fueron remojo en H_2SO_4 al 97 por ciento por 30, 60 y 90 minutos, en ácido clorhídrico al 33 por ciento por 30, 60 y 90 minutos; en hidróxido de sodio al 50 por ciento por 24 y

36 h, estratificación en húmedo por dos, cuatro y seis semanas. Los tratamientos con los mayores porcentajes de germinación con semilla fueron: amarillo Oaxaca testigo 75 por ciento, amarillo silvestre 32 por ciento testigo, verde 42 por ciento testigo, semicultivado 60 por ciento testigo, canelo 59 por ciento testigo. Los tratamientos para endocarpio con el mayor porcentaje de germinación fue amarillo Oaxaca 16 por ciento con H_2SO_4 al 97 por ciento por 30 minutos. El resto de los tratamientos presentaron porcentajes menores al cinco por ciento.

Chan, *et al.* (2012) evaluaron la germinación y sobrevivencia de siete especies arbóreas seleccionadas por su capacidad de crecer en suelos contaminados, entre ellas *Byrsonima crassifolia*. Los tratamientos que aplicaron fueron la escarificación mecánica, escarificación química H_2SO_4 por dos y tres minutos, y uno más de tres minutos en ácido sulfúrico más el remojo en agua por 24 horas. El porcentaje de germinación más alto se alcanzó con la inmersión en H_2SO_4 por tres minutos y tres minutos más la inmersión en agua, con 40 y 60 por ciento respectivamente. El control presentó un 43 por ciento de germinación y la escarificación mecánica uno por ciento.

La diversidad en la respuesta de la germinación con los tratamientos aplicados a una misma especie muestra una variabilidad en la latencia de la semilla (Cuadro 3). Lo que sugiere la necesidad de evaluar distintos tratamientos para romper la latencia en la semilla de *Byrsonima crassifolia* producida en el lugar de estudio.

Cuadro 3. Revisión bibliográfica de germinación de *Byrsonima crassifolia*.

Autor	Lugar	Tipo de nanche	Semilla / diáspora	Tratamientos	Germinación %
Guerrero (1993)	Nayarit	Silvestre	Semilla y Diáspora	<ol style="list-style-type: none"> 1. Fractura con martillo 2. Lijado con lima metálica 3. Lijado con portaliija en taladro 10 segundos 4. Raspo en licuadora durante un minuto 5. Semilla con testa 6. Testigo 	<ol style="list-style-type: none"> 1. < a 10 2. 35 3. 19 4. sd 5. 0 6. 19
Zapiain (1995)	sd	Cultivado	Diáspora	<ol style="list-style-type: none"> 1. Escaldado 40 °C cinco minutos 2. Escaldado 50 °C cinco minutos 3. Escaldado 75 °C cinco minutos 4. Escaldado 90 °C cinco minutos 5. Escaldado 40 °C cinco minutos + inmersión en agua fría cinco minutos 6. Escaldado 50 °C cinco minutos + inmersión en agua fría cinco minutos 7. Escaldado 75 °C cinco minutos + inmersión en agua fría cinco minutos 8. Escaldado 90 °C cinco minutos + inmersión en agua fría cinco minutos 9. Testigo 	<ol style="list-style-type: none"> 1. < 12 2. < 12 3. < 12 4. < 12 5. < 12 6. 58 7. < 12 8. < 12 9. < 12
Jaimes (2009)	Estado de México y Oaxaca	Estado de México: A) Silvestre B) Verde C) Semicultivado Oaxaca: D) Amarillo Oaxaca (cultivado) E) Canelo (cultivado)	Semilla y diáspora	Semilla <ol style="list-style-type: none"> 1. AG3 250 mg-1 por 24 h 2. AG3 500 mg-1 por 24 h 3. Nitrato de potasio 0.1 % por 24 h 4. Estratificación en húmedo por 10 días 5. Estratificación en húmedo por 15 días 6. Estratificación en húmedo por 20 días 7. Testigo Diáspora <ol style="list-style-type: none"> 1. Remojo en H_2SO_4 al 97% por 30 min 2. Remojo en H_2SO_4 al 97% por 60 min 3. Remojo en H_2SO_4 al 97% por 90 min 4. Remojo en HCl al 33% por 30 min 5. Remojo en HCl al 33% por 60 min 6. Remojo en HCl al 33% por 90 min 7. Remojo en NaOH al 50% por 24 h 	Semilla <ol style="list-style-type: none"> 7. A 32 7. B 42 7. C 60 7. E 59 7. D 75 Diáspora <ol style="list-style-type: none"> 1. D 16 Demás tratamientos <5

8. Remojo en NaOH al 50% por 36 h
9. Estratificación en húmedo por dos semanas
10. Estratificación en húmedo por cuatro semanas
11. Estratificación en húmedo por seis semanas

Chan <i>et al</i> (2012)	sd	Sd	Diáspora	<ol style="list-style-type: none"> 1. Escarificación mecánica 2. Remojo en H_2SO_4 al 2% durante dos minutos 3. Remojo en H_2SO_4 al 2% durante tres minutos 4. Remojo en H_2SO_4 al 2% durante tres minutos más remojo en agua por 24 horas 5. Testigo 	<ol style="list-style-type: none"> 1. 1 2. sd 3. 40 4. 60 5. 43
-----------------------------	----	----	----------	---	--

sd: sin dato.

1.12 Crecimiento inicial

El crecimiento se describe como los cambios irreversibles en el tiempo, pueden ser cambios de tamaño (volumen y peso) y en la forma (Hunt, 1990); por ejemplo, la protrusión de parte del embrión a través de la cubierta de la semilla, es resultado del crecimiento (Mayer y Poljakoff, 1989). Una forma de cuantificar el crecimiento de la plántula es medir las estructuras del vástago, del sistema radical o ambos (Navarro, 2002; Loza y Terrazas, 2011).

2 JUSTIFICACIÓN

Las poblaciones naturales de nanche silvestre en los terrenos de Xicatlacotla lo componen árboles dispersos en espacios abiertos. En estas condiciones existe una limitada repoblación natural por el efecto de pastoreo de ganado, principalmente. Sólo se observan individuos jóvenes en espacios cubiertos por vegetación donde los animales están limitados en consumirlos, además de encontrar árboles viejos y muertos. En los últimos años, los pobladores han notado una disminución de la cantidad de fruto colectado; lo cual ocasiona una presión de los colectores durante la época de maduración de la fruta. Por la demanda en el mercado, los pobladores se han interesado en multiplicar la planta sin éxito por las dificultades en la germinación de la semilla.

Por lo anterior, es necesario la realización de estudios para la multiplicación de individuos y el mejoramiento de la germinación de la semilla de nanche. Para ello, es importante determinar el grado de latencia que presenta y los tratamientos para disminuirla. Se debe de aportar información en este tema debido a que es escasa la bibliografía existente en cuanto a estudios específicos de escarificación que mejoren la germinación en nanche. Los estudios relacionados con la capacidad germinativa de las semillas del nanche aportarán información que permita un mayor aprovechamiento de la especie, planear el establecimiento de plantaciones, conservar las poblaciones naturales y promover la producción del fruto. Se conoce que los reguladores de crecimiento tienen un efecto positivo en la germinación de

algunas especies (Salisbury y Ross, 1994), por lo que es necesario estudiar su efecto sobre las semillas de nanche de Xicatlacotla. Los resultados obtenidos serán información valiosa para los productores interesados en la reproducción de esta especie y para el Ayuntamiento de Tlaquiltenango que tiene el interés en contribuir en la elaboración de una estrategia de manejo y conservación de esta especie en la zona de estudio, y que en un futuro contribuya en la economía familiar de los habitantes en dicha localidad.

No se encontró información sobre el desarrollo de las plántulas de nanche en su etapa inicial, por lo que es necesario aportar información sobre esta etapa debido a que es determinante para su desarrollo posterior. El crecimiento y sobrevivencia de una planta para cualquier especie puede verse afectada o favorecida en la etapa inicial de crecimiento. Ignorar el desarrollo de la planta en su etapa inicial limita las recomendaciones y cuidados que se debe tener en el manejo de las plántulas. Por esta razón, realizar la evaluación del crecimiento inicial de las plántulas en condiciones de vivero aportará información sobre esta etapa del nanche y será de utilidad para los productores de plantas de nanche. Además de evaluar si su crecimiento es diferente al de otras plántulas de semillas provenientes de un árbol de nanche cultivado.

3 HIPÓTESIS

De acuerdo a la morfología de la diáspora de *Byrsonima crassifolia* que contiene un endocarpio leñoso y duro se considera que tendrá latencia física y mecánica, y que por medio de la aplicación de tratamientos pregerminativos de escarificación (química o mecánica) se mejore la germinación de las semillas de localidad de Xicatlacotla, Tlaquiltenango, Morelos; se espera que debido al efecto promotor de la germinación de los reguladores de crecimiento: Citocinina, AG_3 , Radix (Auxina: Ácido indol-3-butírico) estos tengan un efecto en el incremento de la germinación; por otro lado se desconoce el crecimiento inicial para esta especie, por lo que se evaluará el crecimiento durante un mes a plántulas de nanche silvestre y cultivado. Por las características del árbol de nanche cultivado, condiciones de manejo (riego

constante), se espera un mayor tamaño de las características de las plántulas (altura y diámetro del tallo) con relación a las características de las plántulas de nanche silvestre.

4 OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Evaluar la efectividad de diferentes tratamientos pregerminativos en el porcentaje de germinación de *Byrsonima crassifolia* proveniente de una población natural localizada en los terrenos de la localidad de Xicatlacotla, Tlaquiltenango Morelos.

4.2 Objetivos particulares

Evaluar la viabilidad de la semilla de nanche.

Evaluar diferentes tratamientos pregerminativos de escarificación física y química para eliminar la latencia física de la semilla.

Evaluar el efecto del uso de reguladores de crecimiento en la germinación.

Evaluar la germinación entre árboles de la población de Xicatlacotla, Tlaquiltenango, Morelos.

Evaluar el crecimiento temprano de plántulas de nanche silvestre provenientes de Xicatlacotla, durante el primer mes de desarrollo, en condiciones de vivero.

5 MATERIAL Y MÉTODO

5.1 Zona de Estudio

Se recolectaron frutos de una población natural de nanche ubicada en la localidad de Xicatlacotla, Tlaquiltenango, Morelos (Figura 2). Los trabajos de germinación y crecimiento inicial se hicieron en el laboratorio de semillas y vivero del Campo Experimental Zacatepec-INIFAP (Figura 3). Las características de estas zonas se encuentran en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Características de las zonas de estudio.

	Xicatlacotla	Zacatepec
Ubicación geográfica	N: 18°28'58 W: 99°13'24	N: 18° 41' W: 99° 14'
Altitud (msnm)	1404	910
Clima	Cálido subhúmedo	Cálido subhúmedo
Vegetación	Pastizal inducido, Selva baja caducifolia y bosque de encino.	Zona Agrícola
Tipo de suelo	Regosol (R)	Vertisol (V)
Precipitación media anual (mm)	1039	892
Temperatura media anual (°C)	22.6	24.3

(*Boyas, et al., 2001*); (*Rzedowski, 2006*)



Figura 2. Población natural de *Byrsonima crassifolia* en Xicatlacotla, Tlaquiltenango, Morelos.

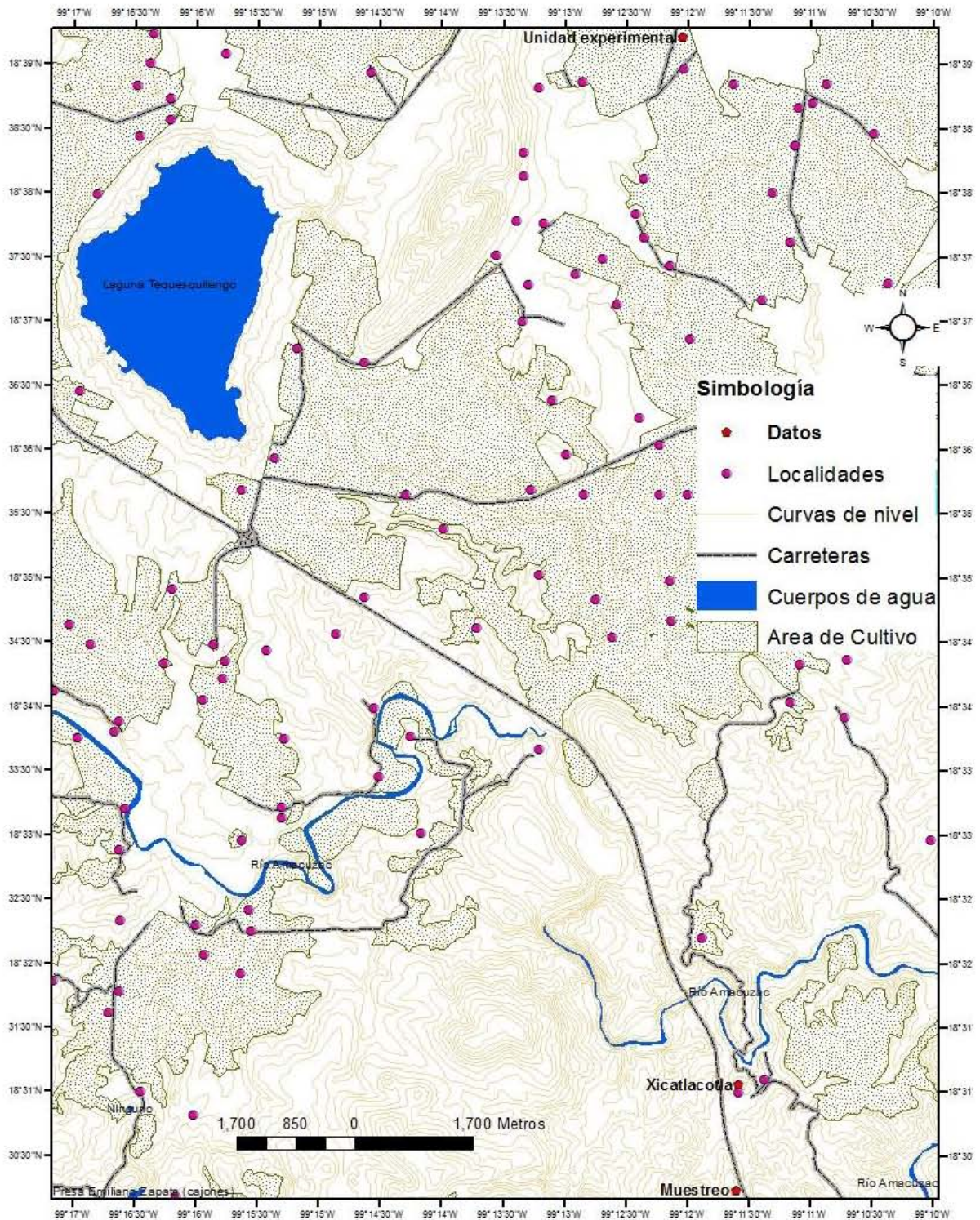


Figura 3. Localización de zona de muestreo Xicatlacotla.

5.2 Selección de árboles

Se realizaron recorridos de campo para observar la ubicación y distribución de la población de Xicatlacotla. Durante estos recorridos los árboles se seleccionaron con base en sus características fenotípicas (plantas reproductivas con altura mayor a 150 cm), libres de plagas y enfermedades visibles. Adicionalmente se determinaron rutas de recorrido, posibles fechas de cosecha y se registraron los datos dasométricos. Los árboles se seleccionaron, se numeraron y marcaron de forma consecutiva con pintura en aerosol en el tronco o rama para su fácil ubicación en campo. Los frutos se cosecharon en cuatro fechas en el periodo de julio a agosto. Los datos que se registraron en campo fueron los siguientes: número de árbol, altura, diámetro de copa, DAP, exposición, pedregosidad, tipo de suelo, pendiente, ubicación geográfica, altitud y especies asociadas (Anexo A).

5.3 Recolección y limpieza de las diásporas

El indicador de cosecha de los frutos fue el color amarillo del exocarpo y su fácil desprendimiento de las ramas. El fruto cosechado se colocó en bolsas de papel kraft para su transporte al laboratorio, se cerraron y etiquetaron con los datos de número de árbol, fecha, localidad, número de frutos. A su vez se recolectaron frutos de árboles cercanos a los registrados y se etiquetaron como muestra aleatoria para ser usados en los experimentos de las pruebas preliminares de germinación en laboratorio y emergencia en vivero.

En laboratorio, las muestras se limpiaron de restos vegetales y se colocaron en charolas de plástico para su fácil identificación. Los frutos se lavaron con agua y jabón tallándolos sobre un tamiz marca SOILTEST® malla 2.00 mm, hasta retirar completamente el mesocarpo. Una vez limpias, las diásporas se colocaron en cestas de malla metálica para su secado a temperatura ambiente de 30 ± 2 °C. Las diásporas secas se guardaron en frascos de vidrio cerrados herméticamente, previamente etiquetados con los datos de lugar y fecha de colecta en un refrigerador a una temperatura de cinco °C.

5.4 Unidad experimental

Debido a la dificultad de separar la semilla del endocarpio sin dañarla, los tratamientos aplicados en este estudio se realizaron con la diáspora de nanche.

5.5 Peso de diásporas

El número de diásporas por kg se estimó con el promedio del peso de dos muestras de 100 diásporas en una balanza digital.

5.6 Viabilidad

La prueba de viabilidad de la semilla se realizó mediante el método de corte después de extraerlas de los endocarpios. Para ello, se tomaron quince muestras de 25 diásporas con cuatro repeticiones; los cuales se abrieron por presión con un tornillo de banco y se registró el número de semillas formadas completas-llenas vivas (color blanco y turgente), muertas (color café o lechoso) y semillas vanas.

5.7 Contenido de humedad

El contenido de humedad se determinó una vez que se limpiaron y secaron las diásporas. Se tomaron 25 diásporas con cuatro repeticiones, cada muestra se colocó en una charola de aluminio etiquetada con el número de muestra y se colocaron en un horno marca Sanyo Convection Oven a una temperatura constante de 80 °C por 72 h. Los pesos se hicieron cada 24 h para registrar la variación (Figura 4). La fórmula que se utilizó para calcular el contenido de humedad fue la siguiente (Arriaga, et al., 1994; Guzmán, 2012).

$$\frac{\text{Peso fresco} - \text{Peso seco}}{\text{Peso fresco}} \times 100 = \% \text{ de humedad}$$

5.8 Imbibición

Se midió la imbibición de cuatro muestras de 25 diásporas en cajas Petri de nueve cm de diámetro sobre papel absorbente humedecido con agua destilada. Las muestras se pesaron en una balanza analítica marca AND HF-2000. La evaluación se realizó a temperatura ambiente y el peso se registró cada 24 h por tres días. Una vez que el peso se mantuvo constante se tomó ese dato como peso final. La imbibición se estimó con la siguiente ecuación (Guzmán, 2012).

$$\frac{\text{Peso final} - \text{Peso inicial}}{\text{Peso inicial}} \times 100 = \text{Porcentaje de Imbibición}$$



Figura 4. (a) Secado y (b) pesado de las muestras de contenido de humedad.

5.9 Tratamientos pregerminativos

La evaluación de los tratamientos pregerminativos incluyó dos etapas descritas en el Cuadro 5 y Cuadro 6 respectivamente. En la primera etapa se evaluaron los tratamientos en condiciones de laboratorio por medio de cuatro pruebas exploratorias: Prueba exploratoria 1 (PE1); Prueba exploratoria 2 (PE2); Prueba exploratoria 3 (PE3); Prueba exploratoria 4 (PE4). En estas pruebas se incluyeron tratamientos de escarificación mecánica, química y aplicación de reguladores de crecimiento. En la segunda etapa se evaluaron tratamientos en condiciones de vivero. Esta etapa incluyó una prueba exploratoria (PE5) que consistió en llevar a cabo en vivero los experimentos indicados en el cuadro 7.

La PE1 se hizo con la finalidad de evidenciar la latencia que proporciona el endocarpio a la semilla.

La PE2 y PE3 se hicieron para determinar el efecto de los reguladores de crecimiento (Citocinina, AG_3 , Radix (Auxina: Ácido indol-3-butírico)) en la germinación y seleccionar uno para usarlo en combinación con escarificación y mejorar la germinación de la semillas de nanche de Xicatlacotla.

Cuadro 5. Etapa 1: Pruebas exploratorias, descripción de la metodología.

Prueba	Tratamientos	Descripción
PE1	T1 Testigo	T1: Se humedecieron las diásporas con un aspersor.
	T2 Presión mecánica	T2: Con un tornillo de banco las diásporas se fracturaron a presión y se humedecieron con agua.
	T3 H_2SO_4 30 min	T3: Se colocaron las diásporas en un vaso de precipitado de 200 mL; se les añadió lentamente 100 mL de ácido sulfúrico concentrado al 98 por ciento hasta cubrir en su totalidad las diásporas; se revolvió continuamente con un agitador de vidrio por 30 minutos; enseguida se enjuagaron con abundante agua con ayuda de un colador metálico y una cuchara hasta eliminar los residuos del ácido.

PE2	T1 Testigo T2 Citocinina 100 ppm T3 Citocinina 200 ppm T4 Citocinina 500 ppm T5 Citocinina 1000 ppm T6 Citocinina 2000 ppm	T1 PE2 y T1 PE3: Con un tornillo de banco se abrieron a presión las diásporas, se sacaron cuidadosamente las semillas y se humedecieron con agua. T2 en adelante: Con un tornillo de banco se abrieron a presión las diásporas, se sacaron cuidadosamente las semillas y se humedecieron con agua; enseguida se sumergieron en la solución de la hormona correspondiente (citocinina, radix 1500, ácido giberélico en sus diferentes concentraciones) durante una hora. Al finalizar la inmersión se tomaron con pinzas cuidadosamente y colocaron en la caja Petri.
PE3	T1 Testigo T2 Radix 1500, 100 ppm T3 Radix 1500, 200 ppm T4 Radix 1500, 500 ppm T5 Radix 1500, 1000 ppm T6 AG_3 , 100 ppm T7 AG_3 , 200 ppm T8 AG_3 , 500 ppm T9 AG_3 , 1000 ppm	T1-T18: Se colocaron las diásporas en un vaso de precipitado de 200 mL, se les añadió lentamente 100 mL de ácido sulfúrico concentrado al 98 por ciento hasta cubrirlas en su totalidad, se revolvió continuamente con un agitador de vidrio por el tiempo que le corresponde a cada tratamiento (10, 20, 25, 30, 35 y 40 minutos); enseguida se enjuagaron con abundante agua en un colador metálico y se removieron con una cuchara hasta eliminar los residuos del ácido; se sumergieron 12 o 24 h dependiendo del tratamiento, a una solución de ácido giberélico a 2500 ppm (a excepción de los tratamientos con 0 h en ácido giberélico). Pasado el tiempo de inmersión se les retiró la solución.
PE4	T1 H_2SO_4 10 min+ AG_3 0 h T2 H_2SO_4 10 min+ AG_3 12 h T3 H_2SO_4 10 min+ AG_3 24 h T4 H_2SO_4 20 min+ AG_3 0 h T5 H_2SO_4 20 min+ AG_3 12 h T6 H_2SO_4 20 min+ AG_3 24 h T7 H_2SO_4 25 min+ AG_3 0 h T8 H_2SO_4 25 min+ AG_3 12 h T9 H_2SO_4 25 min+ AG_3 24 h T10 H_2SO_4 30 min+ AG_3 0 h T11 H_2SO_4 30 min+ AG_3 12 h T12 H_2SO_4 30 min+ AG_3 24 h T13 H_2SO_4 35 min+ AG_3 0 h T14 H_2SO_4 35 min+ AG_3 12 h T15 H_2SO_4 35 min+ AG_3 24 h T16 H_2SO_4 40 min+ AG_3 0 h T17 H_2SO_4 40 min+ AG_3 12 h T18 H_2SO_4 40 min+ AG_3 24 h T19 Testigo	T19: Se utilizó un aspersor para humedecer las diásporas con agua.

Cuadro 6. Etapa 2: Prueba exploratoria 5, descripción de la metodología.

Nombre	Tratamientos	Descripción
PE5	T1 Testigo T2 H_2SO_4 45 min T3 H_2SO_4 1 h T4 H_2SO_4 2 h T5 H_2SO_4 3 h	T1: Se utilizó un aspersor para humedecer las diásporas con agua. T2-T5: Las diásporas se colocaron en un vaso de precipitado de 200 mL, se les añadió lentamente 100 mL de ácido sulfúrico concentrado al 98 por ciento hasta cubrir las en su totalidad; se revolvió continuamente con un agitador de vidrio por el tiempo que le corresponde a cada tratamiento (45 min, 1, 2 y 3 h), enseguida se enjuagaron con abundante agua en un colador metálico y se removieron con una cuchara hasta eliminar los residuos del ácido.
Experimento	T1 Testigo T2 H_2SO_4 2 h + AG_3 500 ppm 2 h T3 H_2SO_4 2 h + AG_3 1000 ppm 2 h T4 H_2SO_4 1 h + AG_3 500 ppm 2 h T5 H_2SO_4 1 h + AG_3 1000 ppm 2 h	T1: Se utilizó un aspersor para humedecer las diásporas con agua. T2-T5: Las diásporas se colocaron en un vaso de precipitado de 200 mL, se les añadió lentamente 100 mL de ácido sulfúrico concentrado al 98 por ciento hasta cubrir las en su totalidad, se revolvió continuamente con un agitador de vidrio por el tiempo que le correspondió a cada tratamiento (1 ó 2 h), enseguida se enjuagaron con abundante agua en un colador metálico y se removieron con una cuchara hasta eliminar los residuos del ácido, se sumergieron 2 h en una solución de ácido giberélico a 500 y 1000 ppm. Pasado el tiempo de inmersión se colaron en los contenedores con sustrato.

Uno de los problemas que se presentaron en la PE4 fue la colonización de hongos los cuales se trataron de eliminar con la aplicación de Captán al 10 por ciento en los riegos, aunque no se observó control alguno. La colonización de hongos y daño o muerte de semillas también fue un problema en los tratamientos de Jaimes (2006) y Jaimes (2009). Lo anterior fue una razón para proponer nuevos tratamientos que permitieran la ruptura pronta del endocarpio y la rápida absorción tanto de agua como de ácido giberélico, además de cambiar las condiciones del experimento para evitar el desarrollo de los hongos en los endocarpios. De esta forma se determinó realizar las pruebas en vivero en contenedores y sustrato.

En los experimentos llevados a cabo en el vivero se aumentaron los tiempos en inmersión en H_2SO_4 concentrado, con el objetivo de conocer el tiempo óptimo de inmersión en el ácido sin dañar la semilla (Cuadro 6). En estos experimentos, se tomó el mejor tratamiento que fue inmersión en H_2SO_4 durante dos horas (T4) ya que presentó el mayor porcentaje de emergencia en combinación con la inmersión en ácido giberélico por dos horas a 500 y 1000 ppm.

5.9.1 Siembra

Una vez aplicado el tratamiento pregerminativo correspondiente, se tomaron las diásporas o semillas según correspondiera el experimento y se colocaron en cajas Petri o charolas plásticas. Estas se etiquetaron previamente con el número de repetición y nombre del tratamiento correspondiente según el caso de cada experimento. Para los experimentos en vivero se hizo una cavidad en el sustrato con una estaca para colocar las diásporas a un 1 cm de profundidad aproximadamente y con el hilio hacia arriba.

5.9.2 Germinación y emergencia

Para garantizar el medio adecuado en la evaluación del efecto de los tratamientos pregerminativos sobre la germinación y emergencia se revisó la humedad tanto en sustrato como en el papel absorbente diariamente. Además de advertir la presencia de agentes nocivos como hongos (en laboratorio) e insectos

(en vivero). Para controlar la presencia de hongos se aplicó captan al 10 por ciento sobre las semillas al momento de realizar el control de humedad. Se observó que el efecto del captan era insuficiente, por lo tanto se limpió cada semilla cuidadosamente con papel absorbente, eliminando los hongos que se mantenía sobre ellas. Por lo anterior, los siguientes experimentos se realizaron en vivero con el uso de contenedores y sustrato. Las condiciones de los experimentos se describen en el Cuadro 7.

El objetivo de este estudio fue el mejorar la germinación de las semillas de nanche mediante la aplicación de tratamientos pregerminativos, pero por razones de metodología la evaluación de germinación fue diferente de acuerdo a las condiciones de los experimentos. Para los tratamientos que se realizaron en condiciones de laboratorio la germinación se evaluó cuando la radícula alcanzó una longitud de uno a dos mm; para los tratamientos llevados a cabo en vivero se evaluó la emergencia de las plántulas. Se evaluó la emergencia de las plántulas en dos etapas, la primera etapa se evaluó cuando la plántula emergió con sus hojas cotiledonales; la segunda etapa se evaluó cuando la plántula desarrollo sus primer par de hojas verdaderas.

Cuadro 7. Condiciones de evaluación de germinación y emergencia.

Nombre	Lugar de evaluación	Sustrato	Temperatura	Unidad experimental	Duración del experimento (días)
PE1	Germinadora en laboratorio (Sanyo incubator MIR-253)	Cajas Petri con sustrato sunshine mix	Constante a 26 °C	10 endocarpios 4 repeticiones	50
PE2	Mesa de laboratorio	Cajas Petri con 2 hojas de papel absorbente	30 ± 2 °C	5 endocarpios 2 repeticiones	31
PE3	Mesa de laboratorio	Cajas Petri con 2 hojas de papel absorbente	30 ± 2 °C	10 endocarpios 2 repeticiones	31
PE4	Germinadora en laboratorio (Sanyo incubator MIR-253)	Cajas Petri con 2 hojas de papel absorbente	Constante a 26 °C	25 endocarpios 4 repeticiones	50
PE5	Vivero	Contenedores de 50 cavidades, sustrato sunshine mix	30 ± 2 °C	10 endocarpios 4 repeticiones	50
Experimento	Vivero	Contenedores de 50 cavidades, sustrato sunshine mix	30 ± 2 °C	50 endocarpios 4 repeticiones	84

5.10 Análisis de datos

Los datos de germinación, emergencia y crecimiento inicial se transformaron con la función arcoseno para disminuir la varianza de los datos (Castillo, 2008); posteriormente, se realizó el análisis de varianza para cada variable con $\alpha \leq 0.05$ y la comparación de medias con la prueba de Tukey, mediante el paquete estadístico SAS (Statistical Analysis System).

5.11 Evaluación de emergencia de acuerdo a las procedencias

Para la evaluación del desarrollo plantular entre árboles, se seleccionaron 12 árboles de los registrados en el Anexo A, fueron los árboles que tuvieron la cantidad necesaria de diásporas para cubrir el experimento. Los procesos de recolecta de los frutos, limpieza de las diásporas y almacenamiento es la que se menciona para los frutos y diásporas del apartado de tratamientos pregerminativos. La muestra aleatoria (MA) de Xicatlacotla contiene diásporas de todos los árboles colectados (Anexo A), además se incluyó un árbol en condiciones de traspatio de la localidad de Santa Rosa 30, Tlaltizapan, Morelos; en total 14 muestras: 13 árboles y una muestra representativa de la población de Xicatlacotla.

En la evaluación de la emergencia de las procedencias, las diásporas de los distintos árboles se sometieron a un tratamiento pre germinativo de una hora en ácido sulfúrico más la inmersión en ácido giberélico a 500 ppm durante dos horas.

En vivero se utilizó el sustrato Sunshine Mix N.3, este sustrato se humedeció con agua y enseguida se llenaron charolas plásticas de 70 cavidades previamente etiquetadas con el número de árbol y repetición correspondiente, en total se utilizaron 30 charolas. En cada cavidad se hizo un hoyo en el sustrato con una estaca para colocar una diáspora a un centímetro de profundidad, aproximadamente.

En total fueron 14 árboles: 12 árboles de los marcados en campo (Anexo A) de la población de Xicatlacotla, un árbol de Santa Rosa 30, Tlaquiltenango (1006 msnm) y una muestra aleatoria de todos los frutos colectados en la población natural de Xicatlacotla. La unidad experimental fue de 30 diásporas y cuatro repeticiones.

La evaluación de la emergencia se realizó por un periodo de 70 días, inició el 11 de mayo del 2013 y finalizó el 18 de Julio del mismo año. El experimento se revisó diariamente y se evaluaron dos etapas: Emergencia Etapa 1 (EE1) que consideró cuando se observaron las hojas cotiledonales por encima del sustrato y Emergencia Etapa 2 (EE2) que se registró a partir de la aparición del primer par de hojas verdaderas desplegadas. Una vez observado y registrado la EE2, la plántula se trasplantó a una maceta de 5 x 5 x 5 cm. En espera de la finalización del experimento.

El trasplante de las plántulas a bolsa negra se hizo en un periodo del 18 al 23 de Julio. El tamaño de las bolsas fue de 15 x 25 cm, y se usó como sustrato suelo de bosque con sedimento de río (atocle) en proporción 3 a 1.

5.12 Crecimiento inicial

La medición del crecimiento inicial abarcó el periodo del 24 de Julio al 21 de Agosto de 2013 y se realizaron tres mediciones.

Las variables evaluadas fueron:

- a) Altura, se midió desde el cuello de la raíz hasta la yema principal de crecimiento
- b) Diámetro del tallo, se midió en el cuello de la raíz (Alba, *et al.*, 2003).

Las mediciones se hicieron con ayuda de un vernier digital marca Mitutoyo.

6 RESULTADOS

El contenido de humedad de las diásporas provenientes de la localidad de Xicatlacotla, fue de 16.06 ± 0.42 por ciento. El porcentaje de imbibición fue de 7.24 ± 0.81 por ciento. El número de diásporas por kg 3818.73 ± 86.28 (Cuadro 8).

Cuadro 8. Variables evaluadas después de la cosecha.

Variable	Valores
Imbibición	7.24 ± 0.81 (%)
Contenido de humedad	16.06 ± 0.42 (%)
Número de diásporas por kg	3818.73 ± 86.28

6.1 Tratamientos pregerminativos

Prueba exploratoria 1 (PE1): Los porcentajes de germinación de esta prueba se muestran en el Cuadro 9.

Cuadro 9. Porcentajes de germinación de la prueba exploratoria 1.

Etapa	Tratamientos	Porcentaje de Germinación
PE1	T1 Testigo	0
	T2 Presión mecánica	41.6 ± 3.11
	T3 H_2SO_4 30 min	2.97 ± 0.65

Esta prueba preliminar se hizo con la finalidad de evidenciar la latencia que proporciona el endocarpio a la semilla. El testigo presentó un cero por ciento de germinación, seguido de un 2.97 ± 0.65 por ciento para la aplicación de H_2SO_4 durante 30 minutos. El tratamiento con mayor porcentaje de germinación fue la

aplicación de presión mecánica a los endocarpios con un 41.6 ± 3.11 por ciento. Se observa que el tratamiento de los tres que permite la eliminación parcial de la diáspora es donde se incrementa la germinación. Siendo el endocarpio una barrera física que limita la germinación de la semilla; sin embargo, aún hubo un alto porcentaje de semillas sin germinar.

El tratamiento de aplicación de presión mecánica no sobrepasó el 50% de germinación, lo que nos indica que los otros porcentajes de semillas que no germinaron pudieron haber presentado algún problema por un posible daño físico en el momento de removerlas del endocarpio que haya evitado su germinación. Una de las dificultades que se presentó al abrir el endocarpio de forma mecánica fue el riesgo de daño en la semilla.

Los resultados de la PE1 indicaron que el tratamiento de rompimiento es el mejor, sin embargo no es un procedimiento práctico, ya que consume mucho tiempo y existe la posibilidad de matar el embrión. Se requiere la evaluación de tratamientos adicionales para incrementar la germinación en las semillas colectada en poblaciones naturales en Morelos.

Prueba exploratoria 2 (PE2) y Prueba exploratoria 3 (PE3)

Los resultados de las pruebas exploratorias 2 y 3 se muestran en el Cuadro 10. En la PE2 de los 6 tratamientos que se realizaron, el tratamiento con el mayor porcentaje de germinación fue el de citocinina a 100 ppm durante una hora con un resultado de $23.78 \pm 0.26\%$, los demás tratamientos fueron menores al 12%. En la PE3 los resultados de los nueve tratamientos aplicados tuvieron germinación, incluyendo el testigo. El mayor porcentaje de germinación fue de 41.62 ± 0.66 resultado de la inmersión de ácido giberélico durante una hora a diferentes concentraciones, 100, 200, 500 ppm. Para los tratamientos con radix 1500, el mayor porcentaje de germinación resultó ser el tratamiento de mayor concentración 1000

ppm, con $29.73 \pm 0.13\%$. El tratamiento con menor germinación fue para el que incluyó radix a 1500, 100 ppm 1 h con $5.94 \pm 0.13\%$.

Cuadro 10. Tratamientos y porcentajes de germinación de PE1 y PE2.

Etapa	Tratamientos	Porcentaje de Germinación
PE2	1 Testigo	0
	2 Citocinina 100 ppm 1 h	23.78 ± 0.26
	3 Citocinina 200 ppm 1 h	11.89 ± 0.26
	4 Citocinina 500 ppm 1 h	5.94 ± 0.13
	5 Citocinina 1000 ppm 1 h	11.89 ± 0.26
	6 Citocinina 2000 ppm 1 h	11.89 ± 0.26
PE3	1 Testigo	11.89 ± 0.13
	2 Radix 1500, 100 ppm 1 h	5.94 ± 0.13
	3 Radix 1500, 200 ppm 1 h	23.7 ± 0.26
	4 Radix 1500, 500 ppm 1 h	5.94 ± 0.13
	5 Radix 1500, 1000 ppm 1 h	29.73 ± 0.13
	6.- AG_3 , 100 ppm 1 h	41.62 ± 0.66
	7.- AG_3 , 200 ppm 1 h	41.62 ± 0.13
	8.- AG_3 , 500 ppm 1 h	41.62 ± 0.66
	9.- AG_3 , 1000 ppm 1 h	29.73 ± 0.39

En la PE2 se observó que a medida que aumentó la concentración de citocinina en los tratamientos disminuyó el porcentaje de germinación. De los tratamientos evaluados de la PE2 y PE3 se observó un aumento de la germinación en la aplicación del ácido giberélico. Los experimentos con reguladores de crecimiento requirieron de la extracción del endocarpio por lo que hubo riesgo de daño a la semilla. En el ensayo se observó que en algunos tratamientos más del 50 por ciento de semilla murió. Esto pudo ser causa de alguna lesión por la presión del endocarpio sobre el embrión como se muestra en la

Figura 5. De estos experimentos se propone el uso de la combinación de ácido giberélico y un tratamiento de escarificación química para mejorar la germinación de las semillas sin poner en riesgo al embrión por su manipulación.

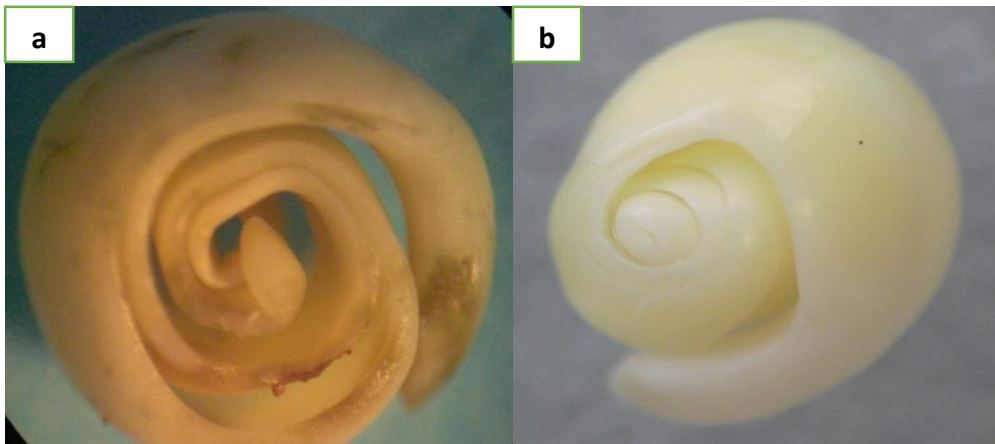


Figura 5. (a) Embrión con daño y (b) embrión sin daño.

Prueba exploratoria 4 (PE4)

Para esta prueba los resultados de los 19 tratamientos incluyendo un testigo fueron muy bajos comparados con las pruebas anteriores. Solo 6 tratamientos de los 19 presentaron germinación y los porcentajes fueron menores al cinco por ciento (Cuadro 11). Estos resultados mostraron que los tiempos de aplicación del ácido sulfúrico fueron insuficientes para permitir romper la latencia física y la absorción del ácido giberélico, debido a que no se escarificó lo suficiente el endocarpio para permitir la germinación, el mayor tiempo de inmersión en ácido sulfúrico fue de 40 minutos.

Cuadro 11. Tratamientos y porcentajes de germinación de la prueba exploratoria 4.

Etapa	Tratamientos	Porcentaje de Germinación
PE4	T1 H_2SO_4 10 min/ AG_3 0 h	0
	T2 H_2SO_4 10 min/ AG_3 12 h	0
	T3 H_2SO_4 10 min/ AG_3 24 h	0
	T4 H_2SO_4 20 min/ AG_3 0 h	0
	T5 H_2SO_4 20 min/ AG_3 12 h	0
	T6 H_2SO_4 20 min/ AG_3 24 h	0
	T7 H_2SO_4 25 min/ AG_3 0 h	3.56 ± 0.50
	T8 H_2SO_4 25 min/ AG_3 12 h	0
	T9 H_2SO_4 25 min/ AG_3 24 h	3.56 ± 0.78
	T10 H_2SO_4 30 min/ AG_3 0 h	0
	T11 H_2SO_4 30 min/ AG_3 12 h	3.56 ± 0.26
	T12 H_2SO_4 30 min/ AG_3 24 h	3.56 ± 0.50
	T13 H_2SO_4 35 min/ AG_3 0 h	0
	T14 H_2SO_4 35 min/ AG_3 12 h	0
	T15 H_2SO_4 35 min/ AG_3 24 h	4.75 ± 0.60
	T16 H_2SO_4 40 min/ AG_3 0 h	0
	T17 H_2SO_4 40 min/ AG_3 12 h	0
	T18 H_2SO_4 40 min/ AG_3 24 h	1.18 ± 0.26
	T19 Testigo	0

Prueba exploratoria 5 (PE5)

El tratamiento que obtuvo el mayor porcentaje de emergencia (EE1), fue la aplicación durante dos horas en ácido sulfúrico se tuvo un porcentaje de 17.86 ± 1.69 (Cuadro 12). Los demás tratamientos fueron menos efectivos con valores menores al tres por ciento. A medida que se aumentó el tiempo de aplicación del ácido sulfúrico hubo un descenso en el porcentaje de emergencia.

Cuadro 12. Porcentajes emergencia (EE1) para la prueba exploratoria 5 (PE5).

Tratamientos	Emergencia (EE1) (%)
T1 Testigo	0
T2 H_2SO_4 45 min	2.97 ± 0.65
T3 H_2SO_4 1 h.	2.97 ± 0.65
T4 H_2SO_4 2 h	17.86 ± 1.69
T5 H_2SO_4 3 h	2.97 ± 0.65

6.2 Experimento: Emergencia etapa 1 y 2

La emergencia (EE1) se evaluó con hojas cotiledonales expuestas (Figura 6), el inicio de la EE1 inició a partir del día 12 después de la siembra con los tratamientos aplicados y el testigo a los 23 días (Figura 8). El tratamiento por dos horas en ácido sulfúrico más dos horas en AG_3 1000 ppm (T3) presentó los mayores porcentajes de emergencia (EE1) con 51.82 ± 1.04 por ciento, seguido por el tratamiento de dos horas en ácido sulfúrico y dos horas en AG_3 500 ppm (T2) con 43.04 ± 0.81 por ciento (Cuadro 13). El análisis de varianza de los datos presentó diferencias significativas entre los tratamientos ($\alpha=0.0001$) (Anexo B) (Cuadro 14).



Figura 6. Emergencia etapa 1: Hojas cotiledonales expuestas.

Cuadro 13. Porcentajes de emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2.

Tratamientos	EE1 (%)	EE2 (%)
T1 Testigo	3.04 ± 0.35	2.38 ± 0.22
T2 H ₂ SO ₄ 2 h/ AG ₃ 500 ppm 2 h	43.04 ± 0.81	37.14 ± 0.18
T3 H ₂ SO ₄ 2 h/ AG ₃ 1000 ppm 2 h	51.82 ± 1.04	43.12 ± 0.86
T4 H ₂ SO ₄ 1 h/ AG ₃ 500 ppm 2 h	14.70 ± 0.63	12.77 ± 0.84
T5 H ₂ SO ₄ 1 h/ AG ₃ 1000 ppm 2 h	23.22 ± 0.32	19.99 ± 0.24

Cuadro 14. Valores medios de EE1 (Tukey, $\alpha=0.05$).

Comparación de medias		
Tratamiento	Porcentaje medio de EE1	Agrupación estadística ¹
T1 Testigo	2.9	C
T2 H ₂ SO ₄ 2 h +AG ₃ 500 ppm 2 h	43.3	A
T3 H ₂ SO ₄ 2 h +AG ₃ 1000 ppm 2 h	51.5	A
T4 H ₂ SO ₄ 1 h + AG ₃ 500 ppm 2 h	14.7	B
T5 H ₂ SO ₄ 1 h + AG ₃ 1000 ppm 2 h	23.2	B

Los tratamientos con la misma letra o agrupación son estadísticamente iguales (Tukey $\alpha=0.05$).

Emergencia etapa 2 (EE2)

La emergencia etapa 2 se evaluó al momento que la plántula presentó sus hojas verdaderas expuestas (Figura 7). El inicio de la EE2 fue a partir del día 16

después de la siembra con el tratamiento que consistió en la aplicación de H_2SO_4 1 h/ AG_3 500 ppm 2 h, y el testigo a partir del día 34 (Figura 13).

El análisis de varianza presentó diferencias significativas entre los cinco tratamientos con H_2SO_4 al 98 por ciento y AG_3 ($P=0.0001$) (Anexo C) (Cuadro 15). Los tratamientos con los mayores porcentajes fueron H_2SO_4 2 h/ AG_3 500 ppm 2 h (T2) con 37.13 por ciento y H_2SO_4 2 h/ AG_3 1000 ppm 2 h (T3) con 43.11 por ciento.



Figura 7. EE2: Desarrollo de las primeras hojas verdaderas.

Cuadro 15. Valores medios de EE2 (Tukey, $\alpha=0.05$).

Comparación de medias		
Tratamiento	Porcentajes medios de EE2	Agrupación estadística
T1 Testigo	2.46	C
T2 H_2SO_4 2 h/ AG_3 500 ppm 2 h	37.13	A
T3 H_2SO_4 2 h/ AG_3 1000 ppm 2 h	43.11	A
T4 H_2SO_4 1 h/ AG_3 500 ppm 2 h	12.77	B
T5 H_2SO_4 1 h/ AG_3 1000 ppm 2 h	19.99	B

6.3 Emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2 entre los árboles de Xicatlacotla

Emergencia etapa 1

De acuerdo con el análisis estadístico realizado se encontró diferencia significativa en la emergencia (EE1 y EE2) de las semillas provenientes de los árboles de Xicatlacotla (Cuadro 16).

Cuadro 16. Porcentaje de emergencia etapa 1 y emergencia etapa 2 entre árboles.

Árbol	EE1 (%)	EE2 (%)
A41	74 ± 3.8 A	63.75 ± 1.04 A
A31	58.1 ± 8.7 AB	51.86 ± 2.97 AB
A10	44.9 ± 3.6 AB	41.86 ± 1.00 AB
A51	46.5 ± 7.6 BC	44.32 ± 1.47 BC
A14	38.2 ± 9.9 BC	27.91 ± 1.54 BC
Amarillo	25.8 ± 8.9 BC	23.24 ± 1.64 BC
A32	39.6 ± 4.6 BC	36.25 ± 0.92 BC
A15	18.5 ± 4.4 CD	16.73 ± 0.79 CD
A17	5.1 ± 0.9 D	5.15 ± 0.45 D

Los valores con la misma letra no presentan diferencia significativa (Tukey, $\alpha \leq 0.05$)

El inicio de la emergencia varió entre los 15 y 40 días después de la siembra. El porcentaje mayor de DPE1 acumulada lo presentó el A41 con 74 ± 3.8, seguido por A31 con 58.1 ± 8.7 por ciento y A51 con 46.5 ± 7.6 por ciento (Figura 8). Los menores valores lo presentaron el A38 (1 por ciento), MA (2.1 ± 1.2 por ciento) y el A44 (0 por ciento). La emergencia de la mitad de los árboles fue menor al 25 por ciento.

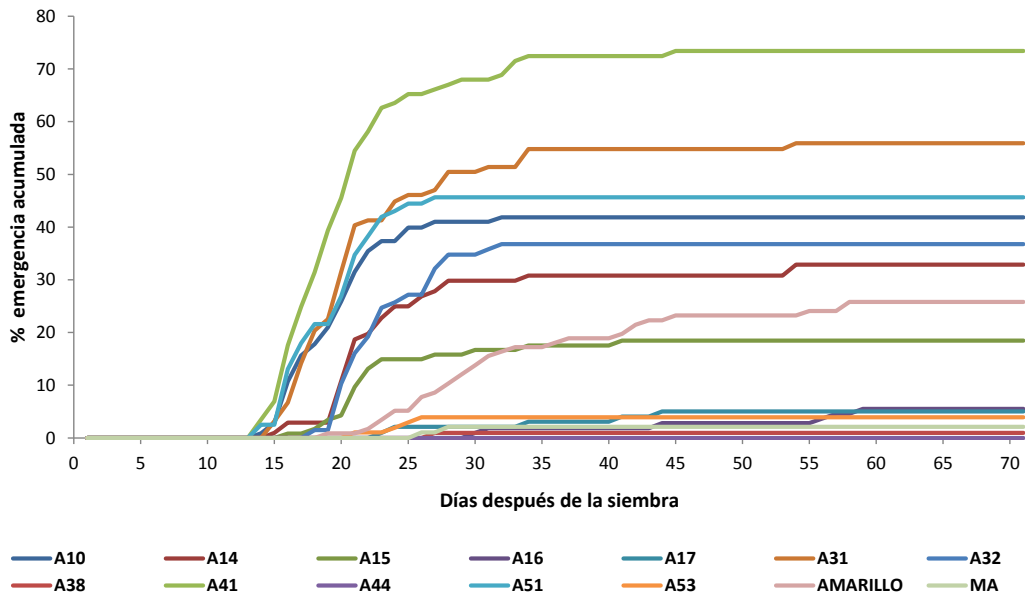


Figura 8. Emergencia acumulada (EE1) de los árboles de Xicatlacotla.

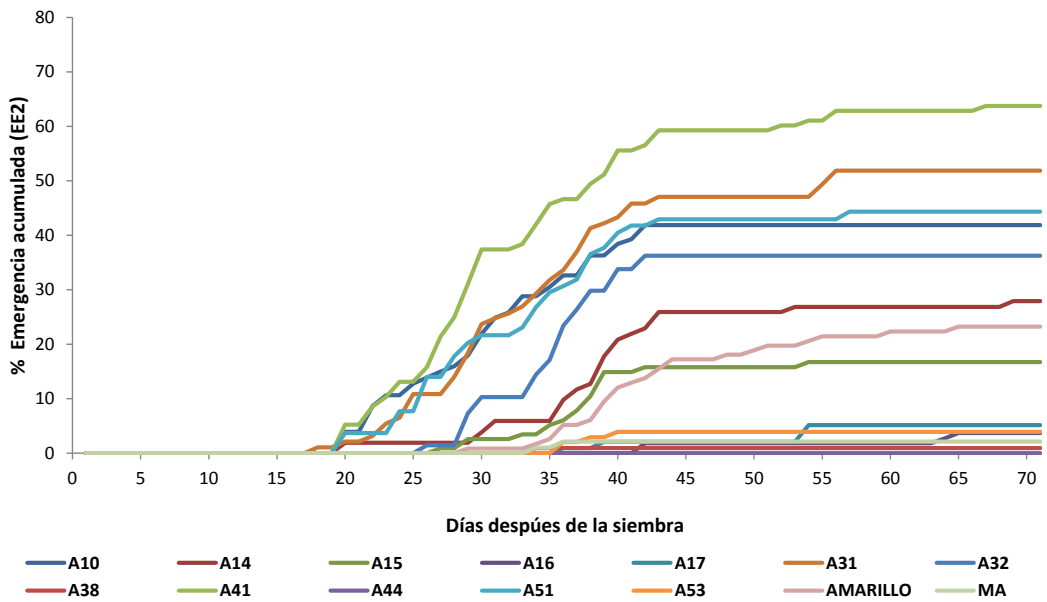


Figura 9. Emergencia acumulada (EE2) de los árboles de Xicatlacotla.

Emergencia etapa 2

La emergencia etapa 2 inició a los 18 días después de la siembra por el A31, con variación entre los árboles (Figura 9). El desarrollo de las primeras hojas verdaderas fue muy prolongado, ya que algunas plántulas desarrollaron estas estructuras después del día 42 de iniciada la siembra.

6.3.1 Crecimiento inicial

Los árboles A16, A17, A38, A44, A53 y MA tuvieron un total de plántulas menor a diez por lo tanto no se consideraron para el análisis estadístico de los datos (Cuadro 17). Para el crecimiento inicial no se consideró el A38 y A44 por que no se obtuvo plántula para A44 y el A38 sólo tuvo una plántula. Por lo que sólo se evaluaron 12 árboles para altura y diámetro del tallo (Cuadro 17). Los nombres de los árboles evaluados corresponden a la lista del Anexo A.

Cuadro 17. Cantidad de plántula evaluada por árbol para el análisis estadístico.

Árbol	A10	A14	A15	A31	A32	A41	A51	Amarillo
No. Plántulas evaluadas	10	10	10	10	10	10	10	10

Los resultados obtenidos para diámetro del tallo y altura de plántula indican que no hay diferencias significativas entre estos valor correspondientes de las plántulas ($\alpha > 0.05$). Lo anterior indica que el crecimiento de las plántulas entre árboles durante los 28 días que duró la evaluación es similar. En la altura de plántula, el mayor crecimiento lo presentó la plántula germinada a partir de las semillas del árbol 53 con un valor de 2.47 mm/día y el menor el árbol Amarillo con 1.10 mm/día (Figura 10, Cuadro 18). La diferencia de estos valores no fue significativa. En diámetro del

tallos el A32 y A53 tuvieron el mayor crecimiento de 0.035 mm/día y los árboles A17 y Amarillo los menores con un crecimiento de 0.018 mm/día (Figura 11, Cuadro 18).

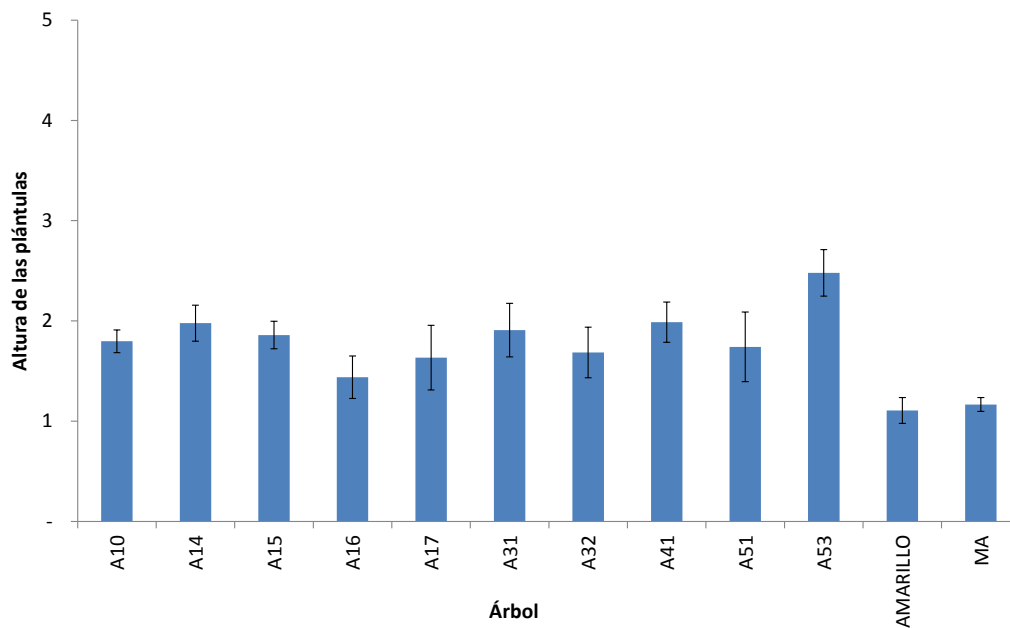


Figura 10. Altura de las plántulas (mm) en 28 días.

Cuadro 18. Crecimiento inicial de las plántulas de nanche para altura y diámetro del tallo.

Árbol	Número de plántulas	Altura (mm)	Diámetro del tallo (mm)
A10	10	1.79 ± 0.11	0.032 ± 0.003
A14	10	1.97 ± 0.18	0.034 ± 0.004
A15	10	1.85 ± 0.14	0.027 ± 0.002
A16	5	1.43 ± 0.21	0.027 ± 0.009
A17	6	1.63 ± 0.32	0.018 ± 0.003
A31	10	1.90 ± 0.27	0.025 ± 0.004
A32	10	1.68 ± 0.25	0.035 ± 0.007
A41	10	1.98 ± 0.20	0.032 ± 0.002
A51	10	1.74 ± 0.35	0.022 ± 0.005
A53	4	2.47 ± 0.27	0.035 ± 0.005
Amarillo	10	1.10 ± 0.13	0.018 ± 0.002
MA	2	1.16 ± 0.07	0.028 ± 0.189

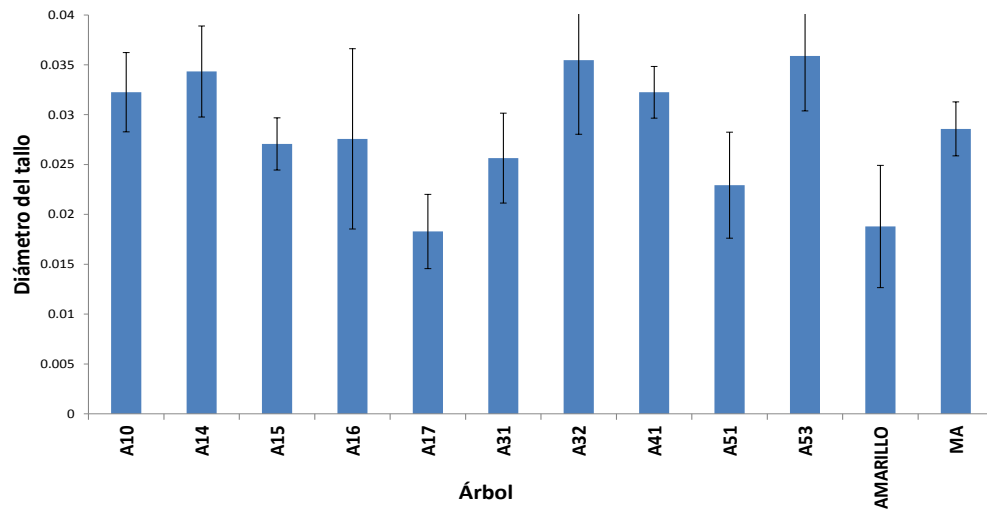


Figura 11. Diámetro de tallo de las plántulas (mm) en 28 días

7 DISCUSIÓN

7.1 Imbibición, contenido de humedad y peso de las diásporas

En el momento de cosecha, las diásporas presentaron un contenido de humedad de 16.06 ± 0.42 por ciento (Cuadro 9). Aún con este porcentaje, la semilla mantuvo su viabilidad como se muestra más adelante. Esto indica que el endocarpio proporciona a la semilla una barrera protectora que no permite su muerte por deshidratación contenida dentro de esta estructura, ya que la semilla presenta una testa frágil y delgada. La dureza del endocarpio posiblemente proteja a la semilla de los fluctuantes cambios de temperatura y humedad característicos de los ambientes tropicales secos. El conocimiento de lo anterior es importante para mantener la viabilidad de la semilla y determinar el almacenamiento por el hermetismo que le confiere el endocarpio. Las semillas estuvieron almacenadas por un periodo de ocho meses en frascos de vidrio herméticamente cerrados a $5\text{ }^{\circ}\text{C}$, conservando un porcentaje de germinación arriba del 50 por ciento. Guignard (1991) se refiere a la semilla de nanche como una semilla recalcitrante, que por el tipo de almacenamiento la germinación decrece en forma lineal a medida que avanza el tiempo.

El porcentaje de imbibición fue de 7.24 ± 0.81 por ciento (Cuadro 9). Este valor muestra que la absorción de agua es mínima por la dureza y grosor del endocarpio. Así como esta estructura no permite la pérdida de humedad, de igual forma evita la entrada de agua con facilidad. Por ello es necesaria la escarificación del endocarpio para que permita la entrada de agua ya que la imbibición de la semilla es el primer paso para desencadenar los procesos químicos y fisiológicos de la germinación. Lo que muestra que la semilla de nanche presenta una latencia física.

Debido a que el número de diásporas por kg fue relativamente bajo, aunado al número de lóculos por diáspora (3 en promedio, $n=100$) y número de semillas completas por diáspora (2 en promedio, $n=100$) es necesario planear la cantidad de fruto a coleccionar y las diásporas que se requieren para producir el número de plantas requeridas.

7.2 PRUEBAS EXPLORATORIAS

De la PE1 el tratamiento con mayor germinación fue T2 que consistió en presión mecánica con un valor de 41.6%, alto comparado con lo obtenido por Guerrero (1993) usando fractura con martillo, el obtuvo una germinación menor al 10%, lijado con lima metálica 35% y lija con taladro 19%; Chan, *et al.* (2012) para tratamientos similares de escarificación mecánica obtuvieron 1% de germinación. Aunque los valores obtenidos en la PE1 son mayores a los reportados por ellos, no superan el 50% de germinación y sumado a que son tratamientos que son tardados y poco eficientes, se corre el riesgo de dañar el embrión. Aunque se elimina parcialmente el endocarpio y con eso se facilita la absorción de agua por el embrión y con ello se reduce la latencia mecánica, no favorecen el incremento del porcentaje de germinación. Lo anterior hizo necesario realizar pruebas posteriores (PE2 y PE3) con una mayor cantidad de tiempos de inmersión en ácido sulfúrico y concentraciones de ácido giberélico, pero sin la extracción de la semilla del endocarpio.

En PE3 el AG_3 100, 200, 500 ppm por una hora permitió un 42% de germinación aplicado sobre semillas, Jaimes (2009) no obtuvo germinación en aplicación de AG_3 250 mg^{-1} y 500 mg^{-1} por 24 horas. Solo los testigos tuvieron germinación y variaron dependiendo de las procedencias, para nanche silvestre 32%, verde 42%, canelo cultivado 59%, semicultivado 60%, amarillo cultivado 75%, sugiere que la aplicación de AG_3 pudo haber tenido un efecto inhibitorio. Los valores obtenidos en esta prueba

no tienen una germinación mayor al 50%, lo que nos indica que aunque la semilla estaba libre de una barrera física para la absorción de agua, la aplicación de AG_3 no incremento considerablemente la geminación, el testigo que no tuvo AG_3 presento un 11% de germinación, por lo que se observa que aún eliminando el endocarpio no aumenta la germinación. El incremento de concentración de AG_3 en los tratamientos no reflejo un incremento en la germinación. Es posible que la concentración y el tiempo de inmersión empleados hayan sido inadecuados, propiciando con esto toxicidad en el embrión. Existe la posibilidad de que la manipulación de la semilla sea tal que afecte al embrión y al resultado, Jaimes (2009) comenta que en su experimentación murieron muchas semillas y se contaminaron con hongos.

En la PE4 se buscaron las combinaciones de tratamientos que permitieran disminuir la dureza del endocarpio, favorecer la absorción del regulador de crecimiento, el agua e incrementar la germinación. Los tratamientos con tiempos de inmersión en ácido sulfúrico desde 10 min a 40 min no superaron el 5% de germinación. El tratamiento T15 donde se hizo la aplicación de 35 minutos de H_2SO_4 y 24 horas en AG_3 fue el de mayor porcentaje con 4.75 ± 0.60 por ciento, este valor es menor comparado con el 16% que Jaimes (2009) obtuvo en nanche amarillo cultivado en un tiempo de 30 min en H_2SO_4 . Gonzales (1993) no obtuvo germinación aplicando remojo en H_2SO_4 al 2, 5, 10, 15, 25 % durante dos horas. Los resultados de la aplicación de H_2SO_4 en el nanche en esta prueba fueron bajos para poder sugerirlos para aumentar la germinación de esta especie.

De acuerdo con estudios realizados en la germinación de la semilla de nanche y reportados por Jaimes (2009) y Gonzáles (1993) la respuesta de la aplicación de ácido sulfúrico es muy variable, por lo que la aplicación de ácido sulfúrico a diferentes tiempos fue necesaria hasta encontrar el tiempo que permitiera escarificar al máximo el endocarpio pero sin intoxicar el embrión.

En la PE5 la aplicación de ácido sulfúrico para el tratamiento T4 H_2SO_4 por dos horas fue el porcentaje máximo con 17.86 ± 1.69 por ciento. Los valores de germinación obtenidos son menores a los reportados por Chan, *et al.* (2012) que obtuvieron 40% al aplicar H_2SO_4 al 2% durante tres minutos y 60 % de germinación con H_2SO_4 al 2% durante tres minutos y remojo en agua por 24 h. Esta diferencia de resultados pudo haber estado relacionado con la dureza y grosor del endocarpio, que de acuerdo a su procedencia es mayor en los nanches del trópico seco (Jaimes, 2009) y que estos requieren de mayor tiempo en ácido sulfúrico. Esto se corroboró al lograr un mejor porcentaje de germinación en un tratamiento de dos horas, tiempo prolongado en relación con el nanche amarillo cultivado de Jaimes (2009). Sin embargo se observó que al aumentar la inmersión a tres horas la germinación disminuyó al 3%. Por lo que se concluye que se encontró el tiempo adecuado de inmersión en el ácido sulfúrico para el nanche de esta localidad.

7.3 Emergencia

Etapa 1 (EE1)

El inicio de la emergencia etapa 1 inició a partir del día 12 después de la siembra con los tratamientos aplicados y el testigo a los 23 días, para el testigo es una emergencia tardía comparado con la especie *Pinus oaxacana* donde la emergencia de las plántulas inició en forma general entre el décimo y el décimo cuarto día de siembra (Alba, *et al.*, 2003) sin ningún tratamiento previo.

En este experimento se comprueba el efecto positivo de la aplicación del AG_3 sobre la emergencia E1 en combinación con el tratamiento de ácido sulfúrico. Se observó el aumento de la emergencia E1 de 43 a 51 por ciento en el incremento de 500 ppm a 1000 ppm de AG_3 (Figura 12), aunque esta diferencia no fue significativa estadísticamente (Cuadro 14). De acuerdo con los resultados se sugiere la

aplicación del ácido sulfúrico con el AG_3 para obtener un mayor porcentaje de germinación.

El tratamiento T3 fue el que presentó el mayor porcentaje de emergencia (E1) con $51.82 \pm 1.04\%$, valor menor a lo obtenido por Camino (1998) que obtuvo 58% al realizar la aplicación de AG_3 en diásporas remojadas por 24 h en 4,000 ppm AG_3 . Camino (1998) aplicó una concentración mayor de AG_3 por periodo de tiempo mayor.

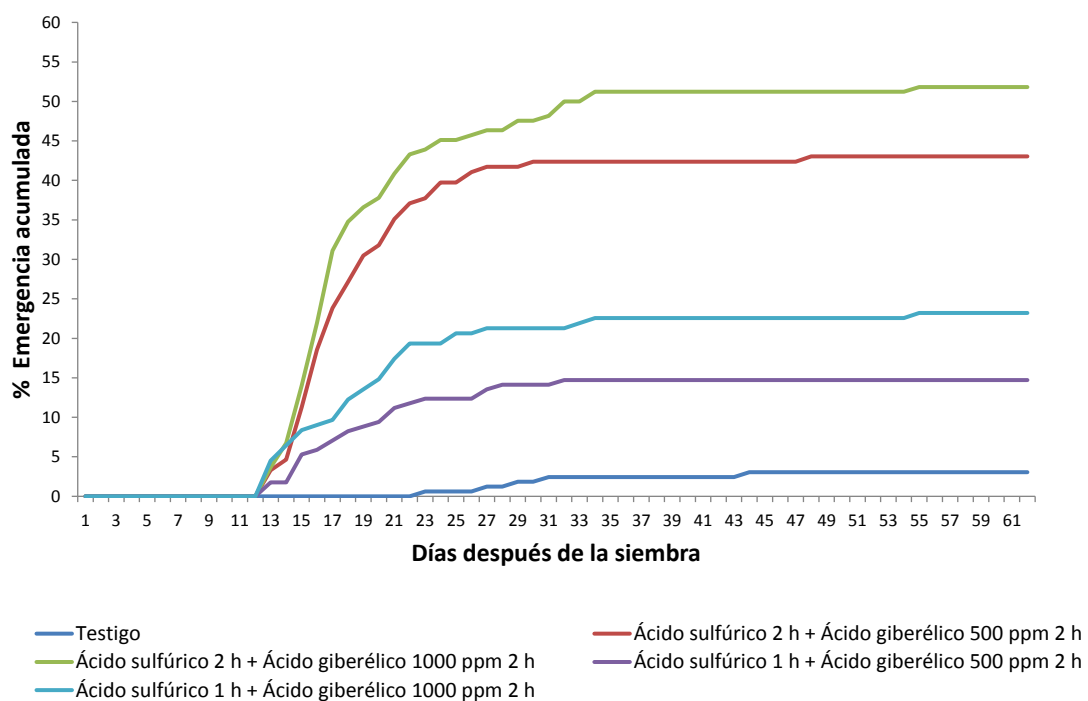


Figura 12. Emergencia acumulada etapa 1 del experimento en vivero.

Etapa 2 (EE2)

En los resultados obtenidos para el porcentaje de emergencia etapa 2, se observó una disminución de plántulas que emergieron en la etapa 1. El comportamiento de los resultados de los tratamientos de la EE1 fue similar al de los tratamientos de la EE2, manteniéndose el tratamiento $T3H_2SO_4$ 2 h/ AG_3 1000 ppm 2 h como el tratamiento con mayor porcentaje de emergencia en este experimento con 43.12 ± 0.86 .

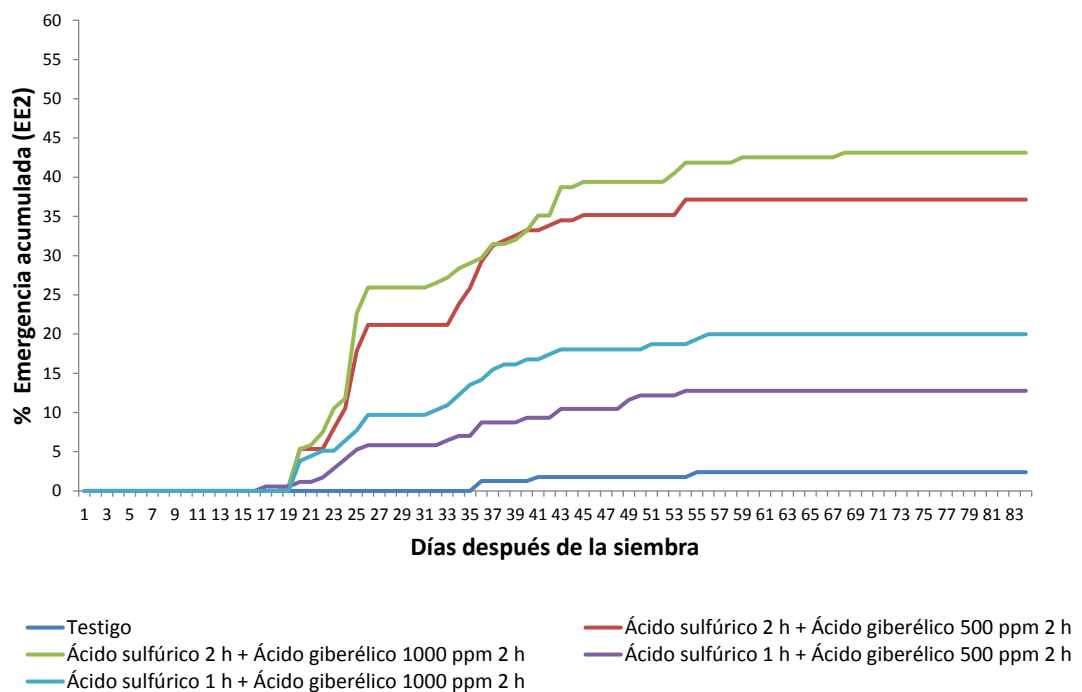


Figura 13. Emergencia acumulada etapa 2 del experimento en vivero.

La diversidad de trabajos con árboles de procedencias diferentes, indican que para cada población se debe plantear tratamientos de acuerdo con las características climáticas de la plantación (Jaimes, 2009). Puesto que los endocarpios de árboles de nanche distribuidos en trópico seco son más duros y gruesos que los distribuidos en trópico húmedo, por lo tanto requieren de tratamientos más intensos (Chan, *et al.*, 2012).

La aplicación de tratamientos de escarificación conjuntamente con el regulador de crecimiento a los endocarpios de nanche mejora el porcentaje de emergencia de la semilla (Figura 13).

7.3.1 EMERGENCIA ENTRE ÁRBOLES

El porcentaje de emergencia en etapa 1 de las semillas provenientes de los árboles fue menor al 25 por ciento. Los bajos porcentajes de emergencia pueden estar relacionados con el efecto del tratamiento de ácido sulfúrico para escarificar el endocarpio o que el tiempo de tratamiento fue insuficiente para romper el endocarpio (Cuadro 16).

Los resultados de semillas con embrión fueron variables entre árboles. El valor medio de las muestras fue 65.8 por ciento; el valor mínimo lo presentó el A53 con 33.4 ± 2.2 por ciento y el valor máximo el A38 con 96 ± 1.6 por ciento (Cuadro 19). El tratamiento aplicado a los endocarpios con el ácido sulfúrico pudo influir en los porcentajes altos de las semillas muertas y esto afectó en la evaluación final de la viabilidad. El nanche amarillo tuvo un porcentaje más elevado de semilla latente.

Los resultados de semilla vana muestran valores altos para algunos casos, A32 con 39.8 ± 7.4 por ciento y un valor mínimo para el árbol colectado en la localidad de Santa Rosa 30 Amarillo 3.3 ± 1.4 por ciento (Cuadro 19). El tratamiento de ácido sulfúrico a los endocarpios presentó una respuesta diferencial en la

emergencia (EE1). Se registró un porcentaje de emergencia mayor al 45 por ciento en tres árboles y en cinco de ellos los valores fueron menores al seis por ciento. Esto muestra que aun cuando se determine un tratamiento para romper la latencia física se tendrá una respuesta distinta entre árboles. Pueden existir endocarpios con una mayor resistencia a la aplicación del ácido (alto porcentaje de semillas latentes o inviables A44, 79.8 ± 1.9 por ciento) o quizás muy delgados y que el ácido los puede dañar (alto porcentaje de mortalidad A53, 66.6 ± 2.2 por ciento).

Cuadro 19. Porcentaje de endocarpios con semilla vana, latente, muerta y emergencia.

Árbol	Vana (%)	Latente (%)	Muerta (%)	Emergencia (%)	Viable (%)
A10	17.1 ± 4.8	16.6 ± 4.1	38.5 ± 2.7	44.9 ± 3.6	61.5 ± 2.7
A14	25.8 ± 4.4	15.3 ± 2.5	46.6 ± 8.5	38.2 ± 9.9	53.4 ± 8.5
A15	5.8 ± 2.1	41 ± 7.9	40.5 ± 4.8	18.5 ± 4.4	59.5 ± 4.8
A16	11.7 ± 5.7	44.2 ± 10	50.3 ± 8.8	5.5 ± 3.4	49.7 ± 8.8
A17	18.6 ± 2.8	65.4 ± 1.9	29.4 ± 2.5	5.1 ± 0.9	70.6 ± 2.5
A31	22.3 ± 4.8	7.5 ± 3.7	34.4 ± 7.1	58.1 ± 8.7	65.6 ± 7.1
A32	39.8 ± 7.4	18.3 ± 7.4	42.2 ± 4.9	39.6 ± 4.6	57.8 ± 4.9
A38	15.3 ± 1	95 ± 1.9	4 ± 1.6	1 ± 1	96 ± 1.6
A41	5.2 ± 1.7	10.1 ± 5.4	15.9 ± 4.8	74 ± 3.8	84.1 ± 4.8
A44	11 ± 2.4	79.8 ± 1.9	20.2 ± 1.9	0	79.8 ± 1.9
A51	33.8 ± 2.7	12.9 ± 5.1	40.5 ± 5.8	46.5 ± 7.6	59.5 ± 5.8
A53	18.3 ± 3.6	28.8 ± 3.8	66.6 ± 2.2	4.5 ± 1.9	33.4 ± 2.2
AMARILLO	3.3 ± 1.4	47.3 ± 8.9	26.9 ± 6.2	25.8 ± 8.9	73.1 ± 6.2
MA	21.1 ± 5.7	92.7 ± 3.3	5.2 ± 2.1	2.1 ± 1.2	94.8 ± 2.1

Los resultados de la prueba de viabilidad por corte al finalizar la experimentación comprobaron que algunas semillas completas no germinaron y por lo tanto no emergieron. Los altos porcentajes de semillas completas en las diásporas pudo deberse a que el tratamiento de una hora en ácido sulfúrico no fue suficiente para escarificar el endocarpio. Debido a que estos endocarpios pueden ser más gruesos y duros que los de los otros árboles, ya que en el caso de MA y

A38 los endocarpios con semilla latente fueron el 92.7 ± 3.3 y 95 ± 1.9 por ciento, respectivamente, o a que son semillas inviábiles. Lo que indica que más del 92 por ciento de las semillas de ambos árboles permanecieron dentro por escasa escarificación del endocarpio y con ello posiblemente se limitó su germinación y emergencia.

El A53 tuvo porcentaje de endocarpios con semilla muerta por encima de la media (34.2 ± 4.53 por ciento), de un 66.6 ± 2.2 por ciento. En el caso de este árbol se observa que el efecto del ácido sulfúrico es negativo. El tratamiento de una hora en ácido sulfúrico fue poco efectivo para el tipo y tamaño de los endocarpios de esta muestra.

Es muy relevante que los resultados que arroja este experimento indican que las características físicas de los endocarpios y semillas son variables dentro de la misma población. Esta variación es determinante en la aplicación de tratamientos pregerminativos, ya que los tratamientos no actúan de igual manera sobre las muestras. Lo anterior sugiere que el tratamiento puede favorecer la germinación de una muestra y no tener efecto sobre otras.

7.4 CRECIMIENTO INICIAL

De los trabajos reportados en la literatura con respecto a crecimiento inicial la mayoría se relaciona con el crecimiento inicial evaluado en pinos y los periodos de evaluación se realizaron en periodos más largos (mínimo 6 meses) en relación con el trabajo realizado (28 días). Fernández, *et al.* (2000), evaluaron el crecimiento inicial en *Pinus taeda* y observo que no hay un efecto diferencial significativo en la preparación del terreno y del manejo de residuos en el crecimiento inicial durante un periodo corto de 31 meses de una plantación de segunda rotación, considerando que 31 meses es un periodo corto de evaluación. Martiarena *et al.* (2002) evaluaron

el efecto de la aplicación de diferentes dosis de nitrógeno (N) y fósforo (P), sobre el crecimiento en altura total de la *Araucaria angustifolia*.

El crecimiento fue evaluado a los 14 meses desde la siembra y el análisis de variancia detectó diferencias significativas para ambos nutrientes. Fernández, *et al.* (1999) realizaron un trabajo similar al de Martiarena *et al.* (2002) al evaluar el crecimiento de *Pinus taeda* L. y de *Pinus elliottii* al aplicar diferentes dosis de nitrógeno (N) y fósforo (P). Fernández, *et al.* (1999) realizaron la evaluación del crecimiento a los seis meses de efectuada la plantación y encontraron diferencias estadísticas entre las distintas dosis de N, de P. Letourneau y Andenmatten (2002) evaluaron el crecimiento de pino ponderosa al aplicar desmalezamiento, la evaluación fue realizada al primer y segundo año de haber realizado el desmalezamiento. El primer año, donde se eliminó la vegetación, se comprobó un alargamiento del período de crecimiento, que no fue tan pronunciado durante el segundo año.

De los trabajos revisados en la literatura no se encontró ninguno relacionado con la evaluación del crecimiento inicial de nanche. El presente trabajo evaluó la variabilidad del crecimiento inicial de nanche *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth entre arboles de una población. Para evaluar el crecimiento inicial se midió el diámetro del tallo y altura de plántula durante 28 días. Los resultados muestran que no hay diferencias significativas en el crecimiento inicial, esto podría deberse a que el periodo de la evaluación del crecimiento inicial fue corto y no se pudo observar aún diferencia en este tiempo.

8 CONCLUSIONES

La semilla de nanche silvestre de Xicatlacotla tiene una latencia física impuesta por el endocarpio, es necesario eliminarla por medio de la escarificación química o mecánica para lograr su germinación.

Los tratamientos pregerminativos permiten la disminución o eliminación parcial del endocarpio y por lo tanto favorecen la germinación de las semillas. Con el uso del tratamiento pregerminativo con H_2SO_4 2 h + AG_3 1000 ppm 2 h se obtiene una emergencia del más del 51%.

No existen una variación significativa en el crecimiento inicial en altura y diámetro del tallo (28 días) entre las plántulas de los árboles de la población de Xicatlacotla, y en relación con las plántulas de nanche cultivado.

9 BIBLIOGRAFÍA

Alba, L. J., H. L. Mendizábal y R. A. Aparicio. 2003. Estudio de germinación y plántulas de tres poblaciones de *Pinus oaxacana* Mirov de México. *Foresta Veracruzana*. 5: 37-43.

Amador, A. K., G. J. Díaz, C. E. Bivián y C. S. Loza 2010 Efecto de reguladores del crecimiento (AG₃ y ANA) sobre la germinación de semillas de *Mammillaria uncinata* (Cactaceae). *VII Simposio Internacional sobre la Flora Silvestre en Zonas Áridas*. Sonora México, pp. 830-843.

Anónimo. 2006a. Handbook on seedling evaluation Third Edition. The international seed testing association (ISTA).

Anónimo 2013b Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. <http://www.siap.gob.mx/nanche/>.

Arriaga, M. V., G. V. Cervantes y M. A. Vargas. 1994. Manual de reforestación con especies nativas: Colecta y preservación de semillas, propagación y manejo de plantas. Secretaria de Desarrollo Social, Instituto Nacional de Ecología. México. 179 págs.

Baskin, C. C. y M. J. Baskin. 2001. *Seeds Ecology, Biogeography, and Evolution of Dormancy and Germination*. Academic Press. California, USA. 666 págs.

Bayuelo, J. J., R. J. Lozano y E. I. Ochoa. 2006. Caracterización morfológica de *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth nativa de Churumuco, Michoacán, México. *Revista Fitotecnia Mexicana*. 29: 31-36.

Bidwell, R. G. S. 2002. *Fisiología Vegetal*. 1ra en español. 410-482 págs.

Boyas, D. J., S. M. Cervantes, G. J. Javelly, Á. M. Linares, A. F. Solares, E. R. Soto, T. I. Naufal y C. L. Sandoval. 2001. *Diagnóstico Forestal del Estado de Morelos*. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias.

Camino, J. 1998. Ensayos para mejorar la germinación del nance *Byrsonima spp.* Proyecto especial de Licenciatura. El Zamorano. Honduras. 26 págs.

Castillo, M. L. 2008. *Introducción a la estadística experimental*. Universidad Autónoma Chapingo. México. 301 págs.

Chan, Q. J., G. S. Ochoa y H. I. Pérez. 2012. Germinación y sobrevivencia de especies arbóreas que crecen en suelos contaminados por hidrocarburos. *Teoría y Praxis*. 12: 102-119.

Del Amo, R. S., T. M. Vergara, P. J. Ramos y C. C. Saínz. 2010. Germinación y manejo de especies forestales tropicales. Universidad Veracruzana. 246 págs.

Fenner, M. y K. Thompson. 2005. *The Ecology of Seeds*. Cambridge University Press. 241 págs.

Fernández, R., A. Lupi, N. Pahr, H. Reis, H. O'Lery, M. Gelid y M. Martínez. 2000. Efecto de técnicas de establecimiento de bajo impacto para segunda rotación sobre el crecimiento inicial del *Pinus taeda* L. en el NE de la Argentina. Informe técnico N. 51. UBA. Misiones. 249-254 págs.

Fernández, R., F. Rodríguez Aspillaga, A. Lupi, A. Hernández y H. Reis. 1999. Efectos de diferentes prácticas de preparación del terreno y fertilización sobre el crecimiento inicial de *Pinus spp* en el NE argentino. *Bosque*. 20: 47-55.

Fhan, A. 1974. *Anatomía Vegetal*. Ediciones H. Blum. Madrid.

García, R. M. y C. J. García. 1992. Contribución al estudio etnobotánico del nanche *Byrsonima* spp.: Distribución geográfica y alternativas de conservación de su plasma germinal. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 126 págs.

Guerrero, M. H. 1993. Estudio preliminar sobre escarificación en nanche (*Byrsonima crassifolia* L.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 44 págs.

Guignard, M. L. 1991. Almacenamiento, de semillas y descripción sistemática de 42 genotipos de nance (*Byrsonima crassifolia* L.) de la colección del CATIE. Tesis de Maestría. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Turrialba Costa Rica. 123 págs.

Guzmán, P. A. 2012. Germinación de tres procedencias de *Amphipterygium adstringens* (Schltdl.) Standl. (Julianiaceae). Tesis de Licenciatura. Universidad del Mar. Oaxaca México. 122 págs.

Hartmann, H. T. y D. E. Kester. 1988. *Propagación de plantas, principios y prácticas*. Compañía Editorial Continental. México.

Hunt, R. 1990. Basic Growth Analysis: Plant growth analysis for beginners. Springer Netherlands. 42 págs.

Jaimes, A. C. 2006. Tratamiento pregerminativo a la semilla de nanche (*Byrsonima crassifolia* L.) y su efecto en la germinación. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 41 págs.

Jaimes, A. C. 2009. Caracterización morfológica de fruto y semilla de nanche *Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth y su relación con la capacidad germinativa. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. Texcoco Estado de México. 107 págs.

Letourneau, F. y E. Andenmatten. 2002. Establecimiento y crecimiento inicial de Pino ponderosa en la zona subhúmeda a seca de los andes patagónicos. Comunicación técnica N. 22. 39.

Limón, J. A. 2010. Elaboración de licor de nanche (*Byrsonima crassifolia* (L.) Kunth). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo Estado de México. 42 págs.

López, R. A. 1999. Determinación de la duración de la fase uredinial en la roya de nanche *Crossopora byrsonimatis* (P. Hennings) R. Peterson en una localidad de la zona de Xalapa, Veracruz, México. Foresta Veracruzana. 1: 37-40.

Loza, C. S. y S. T. Terrazas. 2011. Morfo-anatomía de plántulas en especies de *Pachycereae*: ¿Hasta cuándo son plántulas? Boletín de la Sociedad Botánica de México. 88: 1-13.

Magnitsiy, S. V. y G. A. Ligarreto. 2007. El efecto del nitrato de potasio, del ácido giberélico y del ácido indolacético sobre la germinación de semillas de arroz (*Vaccinium meridionale* Swartz). Revista colombiana de ciencias hortícolas. 1: 137-141.

Martínez, M. E., T. T. Corona, G. E. Avitia, G. A. Castillo, S. T. Terrazas y L. M. Colinas. 2006. Caracterización morfométrica de frutos y semillas de nanche (*Byrsonima crassifolia* (L.) H.B.K.). Revista Chapingo. 12: 11-17.

Mayer, A. M. y M. A. Poljakoff. 1989. The germination of seeds. Pergamon Press. 265 págs.

Montero, F., J. Herrera y R. Alizaga. 1990. Efecto del ácido giberélico y del preenfriamiento sobre la ruptura del reposo en semillas de dragón (*Anthurium majus*). Agronomía Costarricense. 14: 55-60.

Navarro, B. M. 2002. Evaluación del vigor de las semillas de *Albizia lebbbeck* (L.) Benth. durante la emergencia de plántulas Tesis de Maestría. Universidad de Matanzas "Camilo Cienfuegos". 54 págs.

Niembro, R. A. 1988. Semillas de árboles y arbustos. Editorial Limusa.

Pennington, D. T. y J. Sarukhán. 2005. Árboles tropicales de México. 3ra. México.

Ramos, R. P., M. M. A. Rubio, d. I. R. G. S. Rodríguez, R. S. M. Rodríguez, R. V. Santana y R. A. Quintero. 2010. Efecto de ácido giberélico sobre la producción hidropónica del tomate variedad Gabriela. *Tecnociencia Chihuahua*. IV: 106-112.

Rivero, C. J., N. S. Sánchez, G. Benítez, X. Casimiro, A. C. Ibarra, M. A. Rojas y C. B. Rivero. 2009. Antibacterial Compounds isolated from *Byrsonima crassifolia*. *Latinoamericana de Química*. 37: 155-163.

Roberts, A. J. y R. Hooley. 1988. Plant growth regulators. 189 págs.

Rzedowski, J. 2006. Vegetación de México. 1ra. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. México. 504 págs.

Salisbury, B. F. y W. C. Ross. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamericana.

Varela, A. S. y V. Arana. 2011. Latencia y germinación de semillas. Tratamientos pregerminativos. INTA.

Vázquez, Y. C., M. A. I. Batis, A. S. M. I., D. M. Gual y D. C. Sánchez 1999 Árboles y arbustos potencialmente valiosos para la restauración ecológica y la reforestación. *Reporte técnico del proyecto J084*. CONABIO-Instituto de Ecología, UNAM., http://www.conabio.gob.mx/institucion/proyectos/resultados/J084_Fichas%20de%20Especies.pdf.

Vázquez, Y. C., A. Orozco, M. Rojas, M. E. Sánchez y V. Cervantes. 1997. La reproducción de las plántas: semillas y meristemas. Fondo de cultura económica. México D.F. 170 págs.

Villanueva, F. J. C. 2004. Diagnóstico de la producción y comercialización del nanche *Byrsonima crassifolia* L. Tesis de Licenciatura. Colegio superior agropecuario del Estado de Guerrero. Guerrero, México. 88 págs.

Villiers, A. T. 1975. Dormancy and the Survival of Plants. Camelot Press. Great Britain. 68 págs.

White, J. P. 2002. Recent advances in fruit development and ripening an overview. *Journal of Experimental Botany*. 53: 1995-2000.

Zapiain, E. G. 1995. Efectos de la escarificación física en la germinación de semillas de nanche (*Byrsonima crassifolia* L.). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Nayarit. Xalisco, Nayarit, México. 41 págs.

ANEXOS

Anexo A. Características de los árboles cosechados en la localidad de Xicatlacotla, Tlaquiltenango y de un árbol de nanche cultivado (AMARILLO) de la localidad de Santa Rosa 30, Tlaltizapan, Morelos.

Árbol	Altura (m)	Diámetro copa (m)	DAP (cm)	Exposición	Porcentaje de pedregosidad	Tipo de suelo	Pendiente (%)	Ubicación geográfica	Altitud (msnm)	Especies asociadas
1	7	8	3	Noroeste	5	Regosol (R)	15	N: 18°28'58.758 W: 99°13'24.444	1404	Pastos
2	2	2.5	20	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°29'02.730 W: 99°13'11.646	1334	Pastos
3	2.5	4	15	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'09.210 W: 99°13'31.128	1342	Chapolixtle Encino
4	3	6	20	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.952 W: 99°13'31.368	1351	Chapolixtle Encino
5	2	5	10	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.826 W: 99°13'31.026	1342	Chapolixtle
6	3.5	7	20	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.784 W: 99°13'30.828	1342	Chapolixtle
7	2	5	15	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'09.168 W: 99°13'31.392	1351	Chapolixtle
8	2.5	6	25	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'09.120 W: 99°13'31.836	1352	Chapolixtle
9	4.5	6	20	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.796 W: 99°13'31.854	1344	Chapolixtle Encino
10	5	7	25	Sureste	5	Regosol (R)	25	N: 18°29'08.418 W: 99°13'31.776	1345	Chapolixtle Encino

11	2	4	15	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.700 W: 99°13'32.046	1349	Lechugilla Chapolixtle
12	4.5	6	25	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'08.850 W: 99°13'32.010	1357	Chapolixtle Encino
13	3	6	20	Sureste	5	Regosol (R)	30	N: 18°29'09.396 W: 99°13'32.550	1359	Chapolixtle
14	4.5	7	20	Noreste	5	Regosol (R)	5	N: 18°29'10.164 W: 99°13'35.400	1375	Chapolixtle Encino
15	6	10	30	Noreste	5	Regosol (R)	5	N: 18°29'14.610 W: 99°13'51.162	1388	Pasto Chapolixtle
16	7	15	40	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°29'15.552 W: 99°13'52.332	1381	Pasto Chapolixtle
17	6	7	35	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°29'15.360 W: 94°13'53.016	1392	Chapolixtle Pasto
18	4.5	5	15	Sureste	10	Regosol (R)	10	N: 18°29'15.342 W: 99°13'52.902	1385	Pasto
19	4.5	10	25	Sureste	5	Regosol (R)	10	N: 18°29'14.382 W: 99°13'52.140	1391	Chapolixtle Encino
20	5	6	20	Este	10	Regosol (R)	0	N: 18°29'16.764 W: 99°13'52.092	1389	Tepehuaje
21	4.5	6	20	Este	5	Regosol (R)	10	N: 18°29'17.412 W: 99°13'52.494	1385	Pasto
22	2	5	15	Noreste	5	Regosol (R)	20	N: 18°29'18.210 W: 99°13'52.404	1389	Pasto
23	4	5	20	Noreste	5	Regosol (R)	20	N: 18°29'18.168 W: 99°13'51.990	1382	Pasto
24	4	5	20	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°29'17.952 W: 99°13'31.372	1385	Pasto

25	6	7	25	Norte	10	Regosol (R)	15	N: 18°29'17.844 W: 99°13'51.756	1391	Pasto
26	4.5	7	25	Noreste	15	Regosol (R)	10	N: 18°29'17.67 W: 99°13'51.642	1380	Pasto
27	7	8	25	Noreste	15	Regosol (R)	10	N: 18°29'17.568 W: 99°13'51.756	1386	Pasto
28	2	4	15	Norte	15	Regosol (R)	15	N: 18°29'17.526 W: 99°13'51.468	1387	Pasto
29	2	6	20	Noreste	10	Regosol (R)	10	N: 18°29'17.730 W: 99°13'5.038	1387	Pasto
30	3	5	20	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°29'17.520 W: 99°13'52.158	1389	Pasto
31	5	6	20	Norte	15	Regosol (R)	10	N: 18°29'15.666 W: 99°13'49.980	1395	Pasto Tepehuaje
32	6	8	25	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'52.812 W: 99°13'26.580	1441	Pasto Tepehuaje
33	4	5	15	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'53.780 W: 99°13'27.948	1437	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
34	7	8	25	Este	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'53.202 W: 99°13'26.478	1437	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
35	4	6	20	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'55.194W: 99°13'24.444	1423	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle

36	5	6	20	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'55.464 W: 99°13'24.342	1416	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
37	6	8	25	Noreste	5	Regosol (R)	15	N: 18°28'56.412 W: 99°13'22.218	1413	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
38	5	6	25	Noreste	10	Regosol (R)	15	N: 18°28'55.830 W: 99°13'21.936	1408	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
39	5	8	35	Sureste	5	Regosol (R)	10	N: 18°28'55.722 W: 99°13'22.296	1409	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
40	5	8	25	Noreste	5	Regosol (R)	15	N: 18°28'57.672 W: 99°13'23.250	1414	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
41	2.5	4	20	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°28'59.154 W: 99°13'24.504	1402	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
42	2	2	15	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°28'59.184 W: 99°13'24.390	1396	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle

43	6	5	30	Noreste	5	Regosol (R)	10	N: 18°28'59.184 W: 99°13'24.390	1396	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
44	5	6	20	Noreste	10	Regosol (R)	20	N: 18°28'59.370 W: 99°13'24.294	1399	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
45	5	6	20	Noreste	5	Regosol (R)	15	N: 18°29'09.186 W: 99°13'30.402	1336	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
46	2.5	4	15	Noreste	10	Regosol (R)	5	N: 18°29'12.918 W: 99°13'48.528	1398	Encino Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
47	6	8	25	Noreste	5	Regosol (R)	15	N: 18°28'52.716 W: 99°13'28.194	1439	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
48	3	6	15	Noreste	10	Regosol (R)	15		1360	Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
49	5.5	7	20	Noreste	10	Regosol (R)	15		1364	Nanche Pasto Tepehuaje

50	3	5	20	Noreste	5	Regosol (R)	15		1354	Chapulixtle Nanche Pasto Tepehuaje Chapulixtle
51	4	5	15	Noreste	5	Regosol (R)	10%	N: 18°28'58.650 W: 99°13'16.206	1360	Pasto Tepehuaje Chapulixtle
52	6	7	3 5	Este	5	Regosol (R)	10	N: 18°28'58.164 W: 99°13'15.654	1353	Nanche Pasto Chapulixtle
53	4	6	13	Noreste	15	Regosol (R)	30		1361	Nanche Pasto Chapulixtle
AMAR ILLO	13	16	45	-	0	Rendzina (E)	0	N: 18°42'22.608 W: 99°11'02.214	992	Pasto Planta ornamental

Anexo B. Resultados del análisis de varianza del porcentaje de emergencia etapa 1 de los tratamientos.

Análisis de varianza					
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadro Medio	F Calculada	Nivel de significancia P
E2	4	0.2976	0.0744	27.36	0.0001
Error	15	0.0407	0.0027		
Total	19	0.3384			

Anexo C. Resultados del análisis de varianza del porcentaje de emergencia etapa 2 de los tratamientos.

Análisis de varianza					
Fuentes de Variación	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadro Medio	F Calculada	Nivel de significancia P
E2	4	0.3561	0.0890	30.32	0.0001
Error	15	0.0440	0.0029		
Total	19	0.4001			